

**MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS. Keir Francisco Byerly Murphy, José Luis Martínez Carrillo, y Urbano Nava Camberos.**

La filosofía de Manejo integrado de Plagas (MIP) fue desarrollada a principios de la década de los 60's y es el capítulo más reciente en la historia del manejo de plagas. El MIP se originó en el área de la entomología agrícola, debido principalmente a problemas graves de resistencia de las plagas a los insecticidas, que originó la explosión poblacional de plagas secundarias, como consecuencia del uso indiscriminado de insecticidas y su efecto sobre los organismos benéficos.

Históricamente, los conceptos y el enfoque del MIP hasta 1960, eran considerados como tabú y aplicados separadamente. Al MIP sólo se le atribuyó utilidad potencial en los 70's y en la actualidad se les considera de importancia primordial para el manejo de cualquier plaga.

El MIP se fundamenta en los principios ecológicos de las interacciones dentro del ecosistema y factores de regulación de las poblaciones, y fueron visualizados a principios del siglo por algunos entomólogos, aunque no se estructuraron entonces como una estrategia de manejo y control de plagas (Smith, 1978).

El MIP es una filosofía que utiliza los principios ecológicos para manejar económicamente las plagas claves en un agroecosistema de un cultivo dado. Originando diferentes versiones sobre el concepto MIP.

La Administración de Ciencias y Educación del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de Norteamérica define al MIP como: "La selección, integración e implementación de tácticas de manejo de organismos dañinos con un enfoque de sistemas tomando de antemano como base las consecuencias socioeconómicas y ecológicas" (Frank, 1981). Según este autor, el enfoque de sistemas en el MIP requiere de varios niveles de integración para resolver la diversidad de los problemas causados a los cultivos por organismos dañinos.

Niveles de integración:

- ⊕ La integración de varios procedimientos para el manejo del organismo dañino.
- ⊕ La integración de varios métodos en contra de un complejo de organismos dañinos que afectan a un solo cultivo.
- ⊕ La integración de métodos en contra de un complejo de plagas que afectan a varios cultivos y/o productos.
- ⊕ La integración del manejo integrado de plagas en los sistemas de manejo agropecuario.
- ⊕ Finalmente, la integración de sistemas integrados de manejo en agroecosistemas totales, considerando las unidades productivas, así como las áreas y regiones.

Existen otras definiciones sobre el MIP, entre las que destacan la de Naciones Unidas que a través de la F.A.O. lo define como sigue: El MIP es un sistema de manejo de plagas, que en el contexto de la conjugación del medio ambiente y la dinámica de población de la especie plaga, utiliza todas las técnicas y métodos más apropiados y compatibles para mantener en lo posible, sus poblaciones en niveles por debajo de aquellos que ocasionan daño económico.

Otro organismo mundial como es el Consejo de Calidad del Ambiente (CEQ) define al MIP como: un enfoque que emplea una combinación de técnicas para controlar una amplia variedad de plagas potenciales que amenazan los cultivos. Esto incluye una máxima dependencia en el control natural de las poblaciones de plagas, además de una combinación de técnicas tales como métodos culturales, enfermedades específicas de insectos, variedades resistentes, insectos estériles, atrayentes, control biológico y/o aplicaciones de insecticidas químicos que puedan contribuir a la supresión de la plaga.

Finalmente, Van den Bosch y Flint, 1981, definen al MIP como una estrategia de control de plagas basada ecológicamente, que depende en gran manera de los factores naturales de mortalidad y de clima y que busca tácticas de control que perturben lo menos posible a dichos factores.

### **ENFOQUES DE MIP.**

Con las definiciones sobre el MIP queda claro que el MIP hace uso de los plaguicidas solamente después de un muestreo sistemático de las poblaciones de plagas y sólo cuando los factores naturales indican la necesidad de ello. De una manera ideal, un programa de MIP contempla todas las posibles acciones de combate incluyendo la no acción. Además, evalúa la interacción potencial de varias tácticas de combate, tales como prácticas culturales, información climática, presencia de otras plagas y las características del cultivo que se está protegiendo.

Así mismo, se observan con claridad tres enfoques básicos del problema de control de plagas, que son la base de la filosofía del MIP:

- ⊕ Las acciones deben de ser ejecutadas para restaurar, preservar y afianzar el balance del ecosistema, el MIP no considera la erradicación del organismo plaga. La presencia de organismos dañinos no necesariamente justifican una acción y/o acciones de combate, pues inclusive existen casos en que ciertos niveles de infestación resultan deseables para la producción misma, así como para el desarrollo de poblaciones de organismos benéficos, parasitoide y/o depredadores.
- ⊕ El potencial destructivo de una especie plaga debe ser probada y evaluada antes de tomar cualquier acción, lo que requiere establecer umbrales económicos, dinámicos y criterios para la toma de decisiones.
- ⊕ El MIP debe de utilizar armónicamente una combinación de técnicas de combate compatibles entre sí, incluida la no acción.

Las principales metas a lograr de un sistema de MIP son las siguientes:

- ⊕ Reducir las pérdidas causadas por los organismos dañinos y minimizar el costo de su control.
- ⊕ Reducir al máximo los requerimientos de energéticos.
- ⊕ Mantener y mejorar la calidad del medio ambiente; así como las condiciones de vida y salud pública.

Finalmente, es importante señalar algunas características de los programas de MIP cuando estos son definidos y operados a nivel regional:

- ⊕ Se enfatizan los principios ecológicos de la dinámica del cultivo, de la plaga y del agroecosistema.
- ⊕ Se reconocen las variables relevantes del medio.
- ⊕ Se tiende a lograr la optimización de requerimientos energéticos a través de la integración de entradas.
- ⊕ El objetivo es predecir el comportamiento del sistema.
- ⊕ La integración resulta el medio de solución de problemas en grupos multi e interdisciplinarios.
- ⊕ La implementación dinámica se realiza a nivel local.
- ⊕ Se monitorea la dinámica de crecimiento de los cultivos, de las poblaciones de las plagas y de las variables ambientales.
- ⊕ El proceso de toma de decisiones se basa en los datos obtenidos y en el sistema de informática utilizado.
- ⊕ Se favorecen las actividades simultáneas de investigación y de extensión.

### **PRINCIPALES COMPONENTES DE UN PROGRAMA DE MIP.**

Tomando en cuenta lo anteriormente expuesto, consideramos que el control de plagas en la agricultura Mexicana debe cambiar de enfoque si es que se quiere mantener la relación beneficio-costo a niveles razonables y sin menoscabo de la calidad de los productos agrícolas y del medio ambiente. El continuo incremento en los precios de los plaguicidas hacen cada día más difícil de considerar el combate químico como la única estrategia válida para manejar una plaga, por lo que una integración armónica de todas las tácticas de combate, incluyendo el biológico y químico, es la única alternativa práctica para alcanzar los objetivos del productor y cooperar en la protección del ecosistema.

Un programa de MIP que permita alcanzar los objetivos antes señalados requiere de actividades básicas, entre las que se incluyen la supervisión

de las plagas, sus enemigos naturales, el cultivo y el clima, además del uso de modelos fenológicos tanto de las plantas como del cultivo y de sistemas de información (extensión agrícola).

La supervisión de las plagas, sus enemigos naturales, el cultivo y el clima se logra a través de dos procesos conocidos como Monitoreo Biológico y Monitoreo Ambiental, que hacen uso de los métodos de muestreo y recolección de datos, que proporcionan el flujo de información necesaria para operar los modelos fenológicos. Finalmente, a través de dichos modelos los expertos obtienen predicciones sobre el estado que guardan las plagas en relación al cultivo y el clima, y deciden las acciones de manejo requeridas (Figura 1).

### **MONITOREO AMBIENTAL.**

El monitoreo ambiental consiste en el registro continuo de los factores climatológicos que caracterizan a determinado agroecosistema. El monitoreo ambiental es un componente básico del MIP en virtud de que los insectos y sus hospedantes son organismos cuya biología y fenología están estrechamente ligadas al medio ambiente que los rodea, y cualquier cambio en las condiciones ambientales repercute directamente en ellos, alterando su comportamiento (Figura 2).

Los factores climáticos que han sido identificados como elementos claves en la distribución y abundancia de las especies insectiles son la temperatura, precipitación pluvial, humedad ambiental, luz, velocidad del viento y presión barométrica. De una u otra forma ha sido demostrado que todos estos componentes del clima tienen una influencia directa en la velocidad de desarrollo, fecundidad, longevidad y comportamiento de lo insectos y sus hospedantes (Andrewartha y Birch 1954).

El historial de la información climática sirve para predecir fenómenos o resultados como, lluvias, época de cosecha y rendimientos, necesidades hídricas de los cultivos o la dinámica de plagas y enfermedades en el agroecosistema.

## **MONITOREO BIOLÓGICO.**

El monitoreo biológico es el registro continuo del estado que guardan las plagas en relación a cada una de sus etapas biológicas, sus enemigos naturales y la fenología del cultivo. El monitoreo biológico es indispensable ya que permite dar seguimiento al efecto de las acciones de control llevadas a cabo (Figuras 3 y 4). Con el monitoreo biológico se actualizan y retroalimentan los modelos fenológicos y se validan las predicciones de dichos modelos. El monitoreo biológico puede ser llevado a cabo a nivel regional o de unidad de producción —cultivo—.

En forma general, el monitoreo biológico tiene dos objetivos fundamentales.

- ⊕ La identificación de las plagas presentes y su estado biológico en que se encuentran; algunos estados biológicos de la plaga no son dañinos y en ocasiones actúan como organismos benéficos. Mediante la identificación correcta de la plaga es posible diseñar la táctica más apropiada de manejo para atacarla durante su estado más vulnerable o antes de que alcance su estado dañino.
- ⊕ La determinación de la densidad de población de la plaga, para definir la necesidad de llevar a cabo o no alguna acción de combate ya sea a nivel regional o de unidad de producción.

El registro y uso adecuado de la información biológica es importante en la toma de decisiones de qué tipo de táctica usar y cuándo utilizarla.

El ahorro económico que los productores pueden lograr utilizando sólo el número necesario de aspersiones de insecticidas, o cualquier otra acción, representa uno de los principales incentivos económicos para realizar un eficiente monitoreo biológico.

## **MODELOS FENOLÓGICOS COMO HERRAMIENTA DEL MIP**

Los modelos fenológicos de las plagas claves y cultivos hospedantes son la base para la toma de decisiones de los programas de MIP. Las bases y principios generales que fundamentan el desarrollo de los modelos fenológicos son el entendimiento y aplicación de la teoría ecológica y el de la biología de poblaciones (Getz y Gutiérrez, 1982).

Otro factor decisivo en la evolución del MIP es el desarrollo de las técnicas de "Enfoque de Sistemas".

La filosofía en la que descansa la metodología del Enfoque de Sistemas es completamente pragmática, en virtud de que pretende resolver problemas prácticos específicos utilizando técnicas analíticas. En esto, la metodología citada difiere fundamentalmente del enfoque clásico del "modelaje biológico", el cual pretende, a través de modelos generales, expresar sus principios generales y teorías (Berryman y Piennar, 1974).

Es a través del enfoque de sistemas que los modelos fenológicos se diseñan y desarrollan.

En una primera fase se define estructuralmente el sistema del insecto o cultivo. La definición consiste en fraccionar el sistema en sus componentes e identificar cómo se ensamblan una a otra y, de ser posible, cómo cada uno de los componentes interactúan dentro del sistema (Ruesink, 1976, de acuerdo con Berryman y Piennar, 1974); durante esta fase de descripción cualitativa del sistema, la intuición y el razonamiento, juegan un papel invaluable.

Una segunda fase es la formulación del modelo, el cual consiste en describir cuantitativamente los elementos constituyentes del sistema y su interacción a través de ecuaciones que encadenan dichos componentes.

En general se puede decir que los modelos fenológicos proporcionan el flujo de información primario para la toma de decisiones y acciones a seguir en el MIP y que el desarrollo de un modelo fenológico de predicción descansa en el conocimiento básico acerca de la plaga y su medio ambiente.

A pesar de la importancia de los modelos fenológicos en el MIP, existen algunas serias limitantes en cuanto a su utilidad. Uno de los principales factores que limitan la utilidad de los modelos fenológicos para pronosticar el estado de las plagas y cultivos es la incapacidad de obtener día a día información real acerca del sistema plaga-cultivo-clima.

Debido a que las poblaciones de insectos en un agroecosistema están controladas por una función de temperatura-tiempo, la información precisa del medio ambiente y su efecto en la plaga es clave en la utilidad del modelo fenológico con fines de pronóstico. Por lo anterior, si se trata de sacar la máxima ventaja de los modelos fenológicos en el MIP, los sistemas de recolección y procesamiento de la información biológica y climática proveniente del ecosistema debe de ser lo más preciso posible.

La información proporcionada por el monitoreo biológico y ambiental es la clave del éxito de las predicciones de los modelos fenológicos, que son usados en la toma de decisión del "cuándo y dónde" combatir una plaga.

### **SISTEMA DE INFORMACIÓN DEL MIP.**

Bajo el concepto del MIP las acciones de control se toman en función del pronóstico del estado de la plaga y el cultivo, en base a la información recabada a través del monitoreo biológico y ambiental, en contraste con el manejo de plagas tradicional, en el cual las acciones de control se deciden después de cierto nivel de daño, densidad de población o por sistema, a través de acciones calendarizadas y/o automáticas.

Por lo anterior, el sistema de información requerido en el MIP debe de ser diseñado de tal forma que permita responder con rapidez a las situaciones cambiantes que se presentan en un ecosistema de determinado cultivo.

Debido a que el tiempo de acción es fundamental en el éxito del MIP, la pronta respuesta del sistema permite ejecutar recomendaciones de combate a tiempo para remediar cualquier situación imprevista.

Las dimensiones que toma un programa de MIP implica una tremenda diversidad de actividades llevadas a cabo por muy diferentes tipos de individuos (Figuras 5 y 6), mismas que interactúan a diferentes niveles en tiempo y espacio dependiendo del cultivo y la plaga de que se trate. Croft, *et al.*, 1976, señalaron que tal complejidad impone necesidades y restricciones en el diseño del sistema de información MIP (Sistema captura-despacho de información) entre las que se consideran las siguientes:

- ⊕ El sistema debe de ser flexible y capaz de recolectar, procesar y disemina con rapidez conjuntos voluminosos de datos. Los programas de extensión tradicionales tienen la tendencia a enfatizar en la diseminación de información más que en su captura debido a que su capacidad para recibir datos es limitada. Bajo la metodología del MIP se pone énfasis en adquirir la mayor cantidad posible de información biológica a través del personal del sector privado, oficial, productores, etc. Las observaciones recopiladas deben ser analizadas con rapidez y las recomendaciones de acción restantes difundidas ampliamente en el menor tiempo posible.
- ⊕ Cuando se maneja una diversidad de plagas y cultivos, es posible que en cualquier momento dado, algún equipo de individuos sin coordinación, pueda estar expandiendo, refinando o utilizando elementos de su propio MIP. Lo anterior requiere un sistema de organización que permita que esos esfuerzos continúen independientemente sin que resulten en una actuación fragmentada o desviada.
- ⊕ A pesar de las distancias y los problemas logísticos que implica la implementación de un programa de MIP, el sistema debe ser accesible de inmediato. Bajo estas consideraciones y en combinación con las necesidades que cambian de una estación a otra, se impone el uso de equipo de comunicación y captura de datos simple y portátil, para ser utilizado en el campo.
- ⊕ Los usuarios en zonas alejadas deben ser capaces de trabajar interactivamente con el sistema, a manera de preguntas y respuestas de tal forma que las necesidades de los usuarios con poca preparación puedan ser satisfechas a través de palabras y frases del lenguaje diario. Si por alguna razón el usuario no está seguro de las respuestas obtenidas, éste deberá de ser capaz de solicitar y recibir una explicación detallada de sus opciones de acción.
- ⊕ El sistema debe de tener una variedad de formas de salida para servir a la gama de necesidades que implica la gran diversidad de usuarios. Por ejemplo, algunos agricultores estarían interesados en los picos poblacionales de una plaga en su cultivo mientras que un extensionista pudiera desear un resumen regional.
- ⊕ Finalmente, cualquier sistema debe tener algunos medios de evaluar su actuación y eficacia. Además, el sistema debe de ser lo

suficientemente flexible para que permita hacer con rapidez los ajustes sugeridos por las evaluaciones.

Niveles sistemáticos de operación para un MIP.

Nivel de Operación	Ejemplos y naturaleza de las actividades
Investigación básica	Obtención de datos fundamentales de investigaciones con relación al crecimiento del cultivo, biología de la plaga o enfermedad, desarrollo de técnicas nuevas, métodos de muestreo y cuantificación, desarrollo de nuevas tácticas, ecuaciones modelo de las relaciones de cambio de los procesos, definición de niveles de daño económicos y descripción de los procesos involucrados.
Síntesis	Conceptualización de los componentes del sistema y sus interacciones, de los datos base producto de la investigación, análisis económico de costos, efectos de clima, predicción de la plaga, selección de las tácticas de control, monitoreo y simulación por los modelos generados.
Demostración	Validar la seguridad de las tácticas, el potencial de rendimiento, la respuesta del sistema, uso de enemigos naturales, validar la efectividad del costo de la estrategia, pruebas piloto, toma de decisiones y manejo.
Entrenamiento	Instruir a los muestreadores y educar a los usuarios, agentes de cambio y especialistas; cursos cortos y talleres de trabajo relacionados con los conceptos y técnicas desarrolladas a la fecha.
Implementación	Liberación para su uso en gran escala, para los muestreadores, de los procesos de toma de decisiones y de las tácticas de manejo.

### CONCEPTOS BÁSICOS PARA LA IMPLEMENTACION DE UN PROGRAMA DE MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS.

La implementación de un programa de MIP consiste en poner en acción todos sus componentes. Lo anterior, requiere de un elaborado plan de actividades a seguir, preparado por los especialistas tanto del área de entomología como del cultivo, a fin de obtener los diversos tipos de información requeridos para entender y operar el sistema —operación del grupo interdisciplinario—.

Es importante señalar que un factor clave en el éxito del MIP es el elemento humano del sistema, quien toma y ejecuta las decisiones correspondientes, por consiguiente el MIP requiere atención profesional (Fig. 7). Sobre la base de esa premisa, todo aquel personal que toma y ejecuta decisiones con base a las normas de MIP debe de tener conocimientos biológicos y ecológicos sólidos que permitan evaluar la



eficacia de las técnicas y los efectos directos o indirectos de éstas dentro y fuera del área de acción. Un técnico desorientado o mal preparado representa al peor enemigo de un programa de MIP.

A continuación se transcribe una breve guía para establecer un programa de MIP como lo sugieren Van den Bosch y Flint, 1981, aclarando que los puntos que se mencionan no son los únicos, sin embargo, se pueden considerar como los básicos para dicha implementación.

#### **GUIA PARA LA IMPLEMENTACION DE UN PROGRAMA DE MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS (Van den Bosch y Flint, 1981).**

- ⊕ Conozca la biología del cultivo o recurso, y de cómo el ecosistema circundante lo influencia. Lo antes señalado es de gran importancia sobre todo cuando se evalúa el “cómo y cuándo” pueden ocurrir daños de consideración al cultivo o recurso. Especial interés revisten algunas preguntas como qué tipo de ciclo tiene el cultivo, qué factor promueve el crecimiento al comienzo del período vegetativo — temperatura, humedad, fotoperíodo o la interacción de los tres—, cómo responde la planta al daño ocasionado —sequía, deficiencia de nutrimentos o temperatura—, o cuál es la tasa de desarrollo del recurso bajo diferentes condiciones ambientales, entre otras preguntas. En resumen esto significa conocer cómo el medio ambiente físico influencia la biología del cultivo en un ecosistema específico.

- ⊕ Identifique las plagas "claves"; conozca su biología, identifique el daño que causan e inicie estudios acerca de su situación económica. Las plagas claves son aquellos organismos que cada ciclo vegetativo causan reducciones significativas, en el rendimiento o calidad del recurso cultivo, a menos que sean tomadas algunas acciones de manejo de plagas para controlarlos. Dichos organismos son las plagas alrededor de las cuales los programas de MIP son establecidos. Las plagas claves no siempre son las especies más numerosas en el ecosistema, sin embargo, la mayoría de las veces son las que causan los daños más significativos. Para precisar la clasificación de una especie como plaga clave depende de la sincronización de su estado dañino —ejemplo larva—, con el estado vulnerable del recurso —ejemplo fruto—, del tipo de daño, de la tolerancia de la planta, tolerancia del consumidor a cierto nivel de daño y del potencial dañino individual de cada organismo plaga.
- ⊕ Identifique tan rápido como sea posible los factores ambientales claves que inciden (favorable o adversamente) sobre la plaga y especies plaga potenciales en el ecosistema. En un ecosistema dado, qué factores limitan la supervivencia y reproducción de la plaga clave. Dentro de los factores limitantes prioritarios están los enemigos naturales —parasitoides, depredadores y patógenos—; además la temperatura, disponibilidad de agua y alimento, fotoperíodo, y refugio, entre otros, frecuentemente limitan el desarrollo de las poblaciones plaga.
- ⊕ Considere los conceptos, métodos y materiales que individualmente o en combinación ayuden a suprimir o frenar la plaga o plagas potenciales. El daño que ocasionan las plagas puede ser permanentemente reducido, minimizando su posición de equilibrio dentro del ecosistema. Algunas maneras de alterar el equilibrio de la plaga pueden ser la introducción de nuevos enemigos naturales, o la alteración única del medio ambiente de la plaga de tal suerte que su supervivencia y reproducción sea puesta en peligro, por ejemplo, mediante la remoción de sitios de apareamiento y refugio.
- ⊕ Estructure el programa de tal forma que tenga la flexibilidad requerida para ajustarse a cambios imprevistos, en otras palabras, evite programas rígidos que no puedan ser modificados para ajustarse a variaciones de un campo a otro, de un área a otra o de un año a otro. Nunca un ataque de plagas es igual; siempre habrá diferencias significativas en el tamaño de la población, aún entre campos vecinos. Para ser más precisos, el programa de combate de plagas que el año anterior trabajó perfectamente, puede ser totalmente inapropiado para el complejo de plagas presente este año en el mismo sitio.
- ⊕ Anticipece a los acontecimientos imprevistos, contemple la posibilidad de fracasos y muévase con cautela. Ante todo, estar consciente de la complejidad del recurso ecosistema y de los cambios que pueden ocurrir dentro de él. El especialista en MIP debe de mantenerse atento al pulso del ecosistema y ser capaz de reconocer las primeras señales de posibles cambios. Por ejemplo, presencia de huevecillos de un nuevo herbívoro, llegada de

- depredadores emigrantes, cambio en algunas características de la planta que indiquen un nuevo estrés, etc.
- ⊕ Busque los puntos débiles del ciclo de vida de la plaga clave y deliberadamente dirija las prácticas de combate lo más cercano posible a estos puntos. Evitar el impacto amplio en el recurso ecosistema. —Cuándo la especie plaga es más vulnerable, frecuentemente los plaguicidas son más efectivos en ciertos estados del ciclo biológico de la plaga—.
  - ⊕ Cuando sea posible, considere y desarrolle métodos que preserven, complementen y aumenten los factores de mortalidad tanto bióticos como abióticos que caracterizan el ecosistema. Por ejemplo: el barbecho después de la cosecha expone a larvas y pupas hibernantes a depredadores, frío, calor y deshidratación. La provisión de sitios para anidar propicia la depredación por pájaros que se alimentan de insectos. Una estrategia muy importante para preservar la ocurrencia de los factores naturales de mortalidad, es el uso de insecticidas selectivos, los cuales selectivamente matan la plaga objetivo del control; similar objetivo puede ser alcanzado a través de la aplicación oportuna de insecticida.
  - ⊕ En lo posible, intente diversificar el ecosistema. En comparación con el ecosistema natural, la diversidad en un ecosistema manejado ha decrecido en todos sus niveles, con decremento en la estabilidad del ecosistema y de la habilidad para resistir nuevos estrésés.
  - ⊕ Asegurarse e insista en que la supervisión técnica del programa esté disponible. Para el éxito de un programa de MIP una inspección efectiva es absolutamente esencial. No existe manera de conocer que está pasando en el ecosistema manejado sin un muestreo cuidadoso y sistemático de plagas y enemigos naturales y sin evaluación del desarrollo del cultivo en cada área bajo manejo. Lo anterior requiere de profesionales del MIP bien capacitados y entrenados. Personal mal entrenado, sobrecargado, o asesores con intereses personales pueden tener la tendencia a tomar pocas muestras, tomarlas mal o ignorar indicios de problemas futuros en el ecosistema bajo manejo.

**BIBLIOGRAFÍA**

- Allen, J.C. 1976. **A modified sine wave method for calculating degree days.** Environ. Entomol. 5 (3):388-396.
- Apple, J.L. 1977. **Integrated pest management; philosophy and principles.** In Lloyd F. Seats (ed.) "Symposium in ecology and agricultural production (1973)". University of Tennessee, Knoxville. pp.89-97.
- Andrewartha and Birch. 1954. **The distribution and abundance of animals.** University of Chicago Press.
- Berryman, A.A., and L.V. Piennar. 1974. **Simulation a powerful method of investigating the dynamics and management of insect populations.** Environ. Entomol. 3 (2): 199-207.
- Coulman, G.A., S.R. Reice and R.L. Tummala. 1972. **Population modelling: a systems approach science.** 1975:518-520.
- Croft, B.A., J.L. Howes, and S.M. Welch. 1976. **A computer based extension pest management delivery system.** Environ. Entomol. 5: 20-34.
- Dahlstin. D.L. and S.H. Dreistadt. 1984. **Forest insect pest management.** ESA Bull.(Winter 1984):19-21.
- Frank, J.R., 1981. **Introduction to the simposium** In: "Proceedings of the symposium: integrated pest management —presente and future— Hostscience". 16(4):500.
- Gage, S.H., M.E. Whalon, and D.J. Miller. 1982. **Pest event scheduling system for biological monitoring and pest management.** Environ. Entomol. 11(6):1127-1233.
- García, S.C., y K.F. Byerly. 1979. **Relación entre la fenología del manzano y la fenología de la palomilla de la manzana en la región de la Sierra de Chihuahua.** Proceeding Tropical Region: American Society of Horticultural Science. 23: 34-37.
- García, S.C., 1980. **Desarrollo fenológico del manzano y la fenología de la palomilla del manzano *Laspeyresia pomonella* L. en la región de la Sierra de Chihuahua.** Tesis IA. Escuela Nacional de Agricultura. Chapingo, Méx.
- Getz, W.M. and A.P. Gutiérrez. 1982. **A perspective on systems analysis in crop production and insect pest management.** Ann. Rev. Entomol. 27: 447-466.
- Gilbert N., A.P. Gutiérrez, B.D. Frager and R.E. Jones. 1976. **Ecological relationships.** W.H. Freeman and Company Reading and San Francisco.

- Gutiérrez, A.P., Y. Wang, and Uri Regev. 1979. **An optimization model for *Lygus hesperes* (Heteroptera: Miridae). Damage on cotton the economic threshold revisited.** *Can. Entomol.* 111: 41-54.
- Hagley, E.A.C. 1973. **Timing sprays for codling moth (Lepidoptera: Olethreutidae) control on apple.** *Can. Entomol.* 105: 1085-1089.
- Haynes, D.L., R.K. Brandenburg, and P.D. Fisher. 1973. **Environmental monitoring network for pest management systems.** *Environ. Entomol.* 2 (5): 889-899.
- Haynes, D.L., and Ramamohan L. Tummala. 1976. **Development and use of predictive models in the management of cereal beetle populations, in modeling for pest management: concepts, technics, and applications.** *U.S.A.*6:53-68.
- Huffaker, C.B.. (ed). 1989. **New technology of pest control.** John Wiley and Sons. New York. Integrated Pest Management. 1972. U.S. Government Printing office 0- 464-590.
- Lambur, T.M., M.E. Whalon and F.A. Fear. 1985. **Diffusion theory and integrated pest management:** Illustrations from the Michigan fruit IPM program. *ESA Bull.* (Fall 1985):40-45.
- Poe, S.L. 1981. **An overview of integrated pest management in proceedings of the Symposium Integrated Pest Management: Present and Future.** *Hortscience* 16(4):501-508.
- Ruesink, W.G. 1976. **Status of the systems approach to pest management.** *Ann. Rev. Entomol.* 21:27-44.
- Smith, R.F. **Development of integrated pest management in California** (Special issue: Integrated Pest Management). *California Agriculture.* 32(2):5.
- Southwood, T.R.E. and G.A. Norton. 1972. **Economic aspects of pest management strategies and decisions in insects:** Studies in population management. L.R. Clark, D.J. Anderson and Glier P.W., H.A. Nix (ed) *Ecological Society of Australia. Memories I, Canberra.*
- Van Den Bosch, R. and M.L. Flint. 1981. **Introduction to integrated pest management.** Plenum Press. New York.
- Varley, G.C., G.R. Gradwell and M.P. Hassell. 1974. **Insect population ecology: An analytical approach.** University of California Press. Berkley and Los Angeles. 212p.

**GENERALIDADES DE LAS MOSQUITAS BLANCAS. José Luis Martínez Carrillo.**

**Introducción.-** Actualmente, existen reportadas alrededor de 1200 especies de mosquita blanca (MB), la mayoría se alimentan de diversas especies de plantas, normalmente siendo específicas para las plantas que atacan. Sólo unas cuantas especies son plagas de cultivos importantes. Entre ellas se encuentran la mosquita blanca del camote (MBC) *Bemisia tabaci* (Gennadius), la mosquita blanca de los invernaderos (MBI) *Trialeurodes vaporariorum* Westwood, la mosquita blanca algodonosa (MBA) *Aleurothrixous floccosus* (Maskell) y recientemente la mosquita blanca de la hoja plateada (MBHP) *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring. Estas especies atacan una gran variedad de plantas ornamentales silvestres y cultivadas. La MBHP se reporta atacando a más de 500 especies de plantas. El complejo de MB se ha transformado a partir de 1990 en una plaga de importancia mundial.

La MB es un insecto del orden HOMOPTERA, al cual pertenecen otros insectos como los pulgones, las chicharritas, los psyllidos, las escamas, los periquitos, y las chicharras o cigarras, entre otros. Los estados de desarrollo de la MB son huevecillo, cuatro instares ninfales y el adulto.

**Adultos.-** Los adultos de la MBHP miden entre 1 y 1.5 mm de longitud, su cuerpo es de color amarillo pálido, poseen dos pares de alas de color blanco, tienen un aparato bucal picador-chupador, que les sirve para succionar la savia de las plantas. El cuerpo está dividido en tres regiones: cabeza, tórax y abdomen, y como todos los integrantes de la clase insecta poseen tres pares de patas.

**Huevecillos.-** Son ovipositados en el envés de las hojas, su tamaño es pequeño, y su forma oval o piramidal. Poseen un pedicelo que les sirve para que sean insertados en la hoja. La hembra puede cortar el tejido vegetal con el ovipositor o empujar los huevecillos en su lugar. El contacto directo con las hojas permite al huevecillo sobrevivir a la deshidratación y probablemente le proporciona nutrimentos durante su desarrollo.

La temperatura influye en la eclosión de los huevecillos, a temperaturas de 36°C no hay eclosión (Butler *et al* 1983). La MBC no oviposita en algodón en Arizona a temperaturas de 14.9°C. La máxima oviposición ocurre en la primera semana de vida del adulto (Gameel 1974, citado por Butler *et al* 1986).

**Ninfas.-** Al 4to instar ninfal generalmente se le llama "pupa", sin embargo, estos insectos tienen una metamorfosis simple por lo que dicho instar no corresponde a la pupa que presentan los insectos con metamorfosis completa como los Lepidópteros, Dípteros o Coleópteros. De el 4to instar ninfal emerge el adulto a través de una fisura en forma de "T", ocurriendo la emergencia generalmente por la mañana (Butler *et al* 1986). El 1er instar es el único capaz de moverse, mientras que los otros tres son sésiles. Los instares ninfales son de forma aplanada similar a una escama y se les localiza en el envés de las hojas.

**Copulación.-** Los machos y las hembras a menudo emergen como adultos, próximos unos a otros en la misma hoja. La copulación tiene lugar después de un cortejo algo complejo, el cual dura de 2 a 4 minutos; puede haber una copulación múltiple. Las hembras fecundadas producen una progenie tanto de machos como de hembras, mientras que las no fecundadas sólo producen hembras.

**Oviposición.-** Esta es variable en las diversas especies de MB. Por ejemplo, la MBI oviposita en círculo cuando las hojas son lisas y sin un patrón definido en hojas con tricomas (peludas). La MBC, oviposita unos cuantos huevecillos en la hoja de donde emerge el adulto y luego busca plantas con brotes tiernos para seguir ovipositando, de esta forma la progenie asegura alimento fresco para su desarrollo completo. Las diversas especies de MB depositan un número variable de huevecillos, algunos autores señalan de 30 a 400 huevecillos por hembra (Byrne y Bellows, 1991, Butler *et al* 1986). En melón la fecundidad promedio de la MBHP fue de 153 y 158 huevecillos, respectivamente en dos variedades, mientras que en algodónero fue de 117 huevecillos (Nava, 1997).

**Longevidad.-** Las hembras viven en promedio más que los machos y su promedio de vida depende de la temperatura. Se ha reportado que la longevidad de machos puede variar de 6.4 hasta 34.0 días y en las hembras de 14.5 hasta 55.3 días en temperaturas que varían de 12.7°C a 26.5°C (Avidov, 1956, citado por Butler *et al* 1986).

**Ciclo de vida.-** El ciclo de vida de las mosquitas blancas está regulado por las condiciones climáticas del medio. El período de desarrollo no varía considerablemente en temperaturas entre 15 y 25°C, comparado con los datos observados a temperaturas constantes de 22°C. La tasa de desarrollo (recíproco del tiempo de desarrollo) es una función lineal de la temperatura dentro de ese rango. Existe variación en los valores de los umbrales inferior y superior y la constante termal, dependiendo del cultivo en que se desarrolla el insecto. Resultados obtenidos en el Colegio de Posgraduados en México indican que las poblaciones de la MBC y de la MBHP presentaron un umbral inferior de 11.5 y 11.52°C, respectivamente, en tanto que la MBI, resultó registró un umbral mínimo de 8.63°C. La constante termal fue de 280 y 370.8 grados día para la MBC y la MBHP, respectivamente (Ortiz *et al* 1995).

En el caso de la MBC bajo condiciones de campo, en el cultivo de algodónero se determinó que el umbral inferior fue de 10°C y el superior de 32.2°C, siendo la constante termal de 316 grados día (Zalom *et al* 1985). En el cultivo de melón se reporta un umbral inferior de 13.2°C y una constante termal de 250 grados día, en tanto que para algodónero el umbral inferior es de 11.1°C y la constante termal de 312 grados día (Nava, 1997). Como se observa, los resultados en algodónero son más o menos similares en ambos trabajos por lo que se puede tomar como base el umbral inferior de 10°C, el superior de 32°C y la constante termal en 316 grados día, para estudios de desarrollo de este insecto (Zalom *et al* 1985).

**LITERATURA CITADA**

- Butler, G.D., T.J. Henneberry and W.D. Hutchison. 1986. **Biology, Sampling and Population Dynamics of *Bemisia tabaci***. Agric. Zool. Reviews vol. 1: 167-195.
- Butler, G.D., T.J. Henneberry and T.E. Clayton. 1983. ***Bemisia tabaci* (Homoptera:Aleyrodidae) Development, oviposition and longevity in relation to temperature**. Ann. Ent. Soc Amer. 76: 310-313.
- Byrne, D.N., and T.S. Bellows. 1991. **Whitefly Biology**. Annu. Rev. Entomol. 36: 431-57.
- Nava Camberos Urbano. 1997. **Desarrollo, sobrevivencia y fecundidad de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* BELLOWS & PERRING) en función de temperatura y plantas hospedantes**. In: [Pacheco, J.J. y F. Pacheco] Mosquita Blanca en el Noroeste de México. Memoria científica No. 4. CEVY-CIRNO-INIFAP.. Obregón, Son. 74-95 pp.
- Ortiz, C. M., R.A. Rosas y M. Vega, A. 1995. **Grados día de desarrollo (GDD) y temperatura base (Tb) de diferentes especies de Mosquita Blanca**. Resumen en Memoria del XXX Congreso Nal. de Entomología. Soc.Mex.Entomo. 188-189 pp.
- Zalom, F.G., E.T. Natwick, y N. C. Toscano. 1985. **Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera:Aleyrodidae) populations in Imperial Valley cotton**. Jour. Econ. Entomol. 78: 61-64.

**GENERALIDADES DEL GÉNERO *Bemisia*. Francisco Pacheco Mendivil.**



De acuerdo con Sampson y Drews 1941, este género se separa de otros géneros mexicanos en la Subfamilia Aleyrodinae, por la siguiente combinación de características de las pupas:

“Sin hilera de papilas submarginales. El área submarginal se encuentra unida al área dorsal. Márgenes laterales no replegados hacia el lado ventral, con las áreas de los repliegues traquéales en el dorso muy manifiestos, los que usualmente terminan en un poro o en un peine. El pliegue traqueal no se origina en una glándula de forma circular. El orificio vasiforme es de forma triangular muy prolongado; y la lígula también se encuentra prolongada y es muy visible”.

En 1978, Mound & Halsey reportaron que el género *Bemisia* contiene 37 especies reconocidas como válidas, de las cuales *B. tabaci* (Gennadius) es la “especie tipo” a la cual se le han atribuido 22 sinónimos. En 1994, Bellows, Jr. *et al*, erigieron al biotipo o raza “B” de *B. tabaci* a la categoría de especie, a la cual denominaron *B. argentifolii* Bellows & Perring.

### MOSQUITA BLANCA DEL CAMOTE (MBC).

*Bemisia tabaci* (Gennadius) = *Aleyrodes tabaci* Gennadius = *A. inconspicua* Quaintance = *B. emiliae* Corbett = *B. costalima* Bondar = *B. signata* Bondar = *B. bahiana* Bondar = *B. gossypiperda* Mistra & Lamba = *B. acyranthes* Singh = *B. hibisci* Takahaschi = *B. longispina* Priesner & Hosny = *B. goldingi* Corbett = *B. nigeriensis* Corbett = *B. rhodesiaensis* Corbett = *B. manihotis* Frappa = *B. vassyirei* Frappa = *B. loniceræ* Takahashi = *B. minima* Danzig = *B. minuscula* Danzig

La importancia de esta especie en cultivos agrícolas es evidente, a juzgar por la investigación de Butler, Jr. & Henneberry quienes en 1992, publicaron una lista de 1,269 referencias bibliográficas acerca de las principales aportaciones para el conocimiento de esta plaga a nivel mundial.

Con base a un trabajo de Gill, 1990, esta especie se puede separar de las especies similares, recolectadas en algodónero por la siguiente combinación de características: “Adultos con ojos divididos en dos partes, conectados por una sola omatidia; algunas de las omatidias de la parte inferior tienen pigmentación de color oscuro”. Posteriormente, el mismo autor en 1991, enlistó 19 sinónimos de esta especie, incluyendo autores y fecha de las publicaciones, así como los países donde fueron realizadas las recolectas del material típico —en cuatro Continentes—, para la descripción de las especies.

Esta plaga es muy importante en algodónero y cucurbitáceas, en México, el sur de EUA y en Centro América. Howell, Jr. en 1975, la catalogó como la 4ta plaga del algodónero en importancia en la Rep. de Honduras. Vaishampayan & Kogan en 1980, publicaron un mapa de la distribución geográfica de esta plaga, en las regiones tropicales y subtropicales del mundo. Russell en 1975, publicó datos de 16 hospedantes en siete estados del sur de EUA, incluyendo al algodónero.

Con relación a la biología de esta plaga, Vaishampayan & Kogan en 1980, estudiaron su ciclo biológico. Encontraron que en hospedantes saludables duró 24.7 días y en hospedantes infectados duró 21.5 días.

En 1986, Butler, Jr., Henneberry & Hutchison publicaron un extensivo análisis sobre los procesos biológicos de esta plaga relacionados con la emergencia, apareamiento, preoviposición, oviposición y eclosión de huevecillos; además la longevidad de hembras y machos, daños por transmisión de virus, técnicas de muestreo de adultos, trampas para captura, muestreo y supervivencia de formas inmaduras, consideraciones sobre estadística, parásitos y depredadores, manejo cultural, resistencia de genotipos, tablas de vida, modelos de poblaciones, hibernación, disponibilidad de residuos foliares como substrato durante el invierno, reproducción, mortalidad y parasitismo durante el invierno. Estos autores complementan este trabajo con 140 citas bibliográficas.

Sifuentes, Nava y Byerly en 1991, publicaron los resultados del estudio más importantes sobre el ciclo biológico de *B. tabaci* en México. Encontraron que bajo las condiciones de La Comarca Lagunera, Coah., su desarrollo duró 18.88 días de huevecillo a adulto para lo cual requirió de 274.16 UC. Además, mencionan que hubo dos picos de poblaciones, el 1ro a las 1400 UC y el 2do a las 1731 UC, con una población máxima de 5,150 adultos por 100 redadas.

Lo que concierne al combate químico a esta plaga, se puede generalizar diciendo que rápidamente desarrolla resistencia a los insecticidas.

En el ámbito internacional, el Western Cotton Research Laboratory CRL en 1989, compiló 37 abstractos de trabajos publicados de 1982 a 1989, sobre investigaciones acerca de *B. tabaci* en el suroeste de EUA, en donde se incluyen muchos reportes relacionados con el combate químico de esta plaga.

En términos generales se puede decir que existen pocas investigaciones sobre los enemigos naturales de *B. tabaci*. Al respecto, Meyerdirk & Coudriet en 1985, publicaron los resultados de sus estudios sobre el desarrollo y grado de depredación del ácaro *Euseius hibisci* (Chant) sobre esta plaga. Butler, Jr. 1986, estudió el desarrollo —de huevecillo a adulto—, de la avispa *Eretmocerus mundus*, parasitoide de huevecillos de la plaga. Encontró que el desarrollo varió de 47.5 a 14.0 días, a 17.5°C y 30.0°C., respectivamente.

Gerling, Spivak & Vinson en 1987, reportaron los resultados de sus investigaciones en Israel, acerca de *Encarsia deserti* Gerling. Encontraron que el parasitoide se desarrolló en 11 a 13 días, pero las hembras continuaron emergiendo hasta los 18 días.

Clausen en 1978, reportó a la catarinita *Coccinella septempunctata* (L.), nativa de la Región Mediterránea, como un importante depredador de esta plaga y también al parasitoide *Diaeretiella rapae* (M'Intosh).

Esfuerzos se han hecho para obtener variedades de algodón tolerantes a *B. tabaci*. Al respecto, De León 1978, encontró que las poblaciones más

bajas de MB en Chiapas, se registraron en genotipos con el carácter "hoja supra okra". Butler, Jr. & Wilson 1984, concluyeron que ninguno de los cultivares que evaluaron tuvieron menos mosquitas que DP61 y que la variedad DP62 atrajo menos mosquitas. Fisher, Butler, Jr. & Wilson 1988, encontraron que la población de mosquita aumentó cuando las variedades de algodónero tenían 70 tricomas/13.7 mm<sup>2</sup>, y Talipov 1991, evaluó materiales de *Gossypium* spp. encontrando que *G. laxum* y *G. aridum* fueron resistentes.

Además del algodónero, esta plaga ha sido reportada a nivel internacional en ajonjolí, girasol e higuera (Weiss 1971). Vaishampayan & Kogan en 1980, opinaron que virtualmente no hay estudios detallados de *B. tabaci* en soya, aunque infestaciones que causaron daños económicos a este cultivo fueron reportados en Brasil y Japón. Los autores anteriores dedicaron un capítulo de libro, a discutir las investigaciones sobre muestreo de MB en soya, a nivel mundial.

Finalmente, Butler, Jr. en 1984 y Butler, Jr. & Henneberry en 1986, mencionan que el suroeste de EUA, *B. tabaci* hiberna en *Malva parviflora* L., *Lactuca serriola* L., *Sonchus asper* L. y *Helianthus annuus*

Mosquita Blanca de la Hoja Plateada

*Bemisia argentifolii* BELLOWS & PERRING = *B. tabaci* (Gennadius) raza B.

Las aportaciones más recientes sobre la identidad de esta plaga son las siguientes:

Bethke, Paine & Nuessly en 1991, estudiaron la biología comparativa, la morfometría y el desarrollo de dos poblaciones de *Bemisia tabaci*, tanto en algodónero como en nochebuena: *Poinsettia pulcherrima* Willd.

Ese mismo año, Costa & Brown publicaron sus estudios sobre la variabilidad de las características y patrones de esterasas en poblaciones de *B. tabaci* y su asociación con otra población de esta especie que inducía síntomas que se manifestaban por el plateado de las hojas de algunas cucurbitáceas cultivadas.

Cohen, Duffus & Liu en 1992, publicaron sus estudios sobre un nuevo biotipo de la mosquita blanca del camote el cual fue encontrado en el suroeste de EUA, en asociación con el plateado de la calabaza y la transmisión del virus infeccioso de la lechuga que ocasiona su amarillamiento.

Perring *et al* en 1993, concluyeron que el biotipo raza B, era una especie válida. Sin embargo, estos investigadores no publicaron la tradicional "descripción original", que ante la comunidad científica mundial avala ese tipo de aseveraciones. A continuación se traduce el abstracto de dicha publicación:

“Una especie de la mosquita blanca (MB) introducida en 1991 a EUA, fue responsable por más de medio billón de dólares en pérdidas por daños causados a la producción agrícola. Esta MB no se puede separar de **B. tabaci** a través de diferenciaciones morfológicas; sin embargo, con el uso de la PCR, basada en pruebas de diferenciación del ADN, análisis de frecuencia de alozimas, cruza experimentales entre los biotipos A y B y el estudio de comportamiento sexual durante su apareamiento, se concluyó que el biotipo B es una especie distinta a **B. tabaci** (Gennadius). Para la identificación de esta especie nueva, el planteado que esta plaga ocasiona en las hojas a algunos de sus hospedantes, es crítico en la búsqueda de opciones para su manejo”.

Por su parte, Bellows, Jr. *et al* en 1994, describieron como nueva especie para la ciencia, a la anteriormente llamada **B. tabaci** raza B. A continuación se traduce el abstracto de esta publicación:

“**Bemisia argentifolii** Bellows & Perring, n. sp. está siendo descrita de material recolectado en California y Florida. Esta especie ha sido conocida en algunas otras regiones como **B. tabaci** “raza B” o **B. tabaci** “raza poinsettia”. Se ha demostrado que esta especie es diferente a **B. tabaci** (Gennadius) en base a experimentos de cruzamientos, estudios en el comportamiento durante el apareamiento de individuos provenientes de poblaciones intraespecíficas e interespecíficas, análisis genómico de la PCR y de las características morfológicas y alozímicas. La nueva especie se diferencia de **B. tabaci** en su 4to instar ninfal (ejemplares montados), particularmente por la ausencia de la cuarta “cerda anterior submarginal”, conocida como ASMS<sub>4</sub>, por la anchura de las áreas translúcidas correspondientes a los repliegues traqueales que se encuentran en el área ventral y por la anchura de las orlas de cera que se encuentran en la abertura posterior y las dos aberturas anteriores y que emergen de los repliegues traqueales; dichas orlas en **B. argentifolii** son más angostas que en **B. tabaci**. Además, en el estado adulto, las dos especies se separan por la diferente distancia a que migran las alozimas de sus tres sistemas enzimáticos”.

La síntesis de los cinco trabajos anteriores indica que **B. argentifolii** sólo se puede separar de **B. tabaci** —en condiciones de campo—, por el planteado que ocasiona a especies de cucurbitáceas, entre ellas en el melón y la lechuga.

Ejemplares de museo, o de los que no se constataron los síntomas de sus hospedantes son difícil de identificarse. Sin embargo, cuando sea intentado por gente experimentada, que dispongan de microscopio adecuado y de ejemplares propiamente montados, podrán localizar en las pupas la ausencia de las cerdas ASMS<sub>4</sub> que en **B. argentifolii** casi siempre están ausentes, y la anchura de los repliegues traqueales, que en **B. argentifolii** son siempre más angostas que en **B. tabaci**.

Para detectar la presencia o ausencia de las cerdas ASMS<sub>4</sub> o la anchura de los repliegues traqueales en las pupas, éstas se preparan como está explicado en Bellows, Jr. *et al*. 1994.

Los primeros brotes explosivos, de la mosquita blanca de la hoja plateada en los valles de Mexicali B.C. y San Luis Río Colorado, Son., se registraron en 1991.

Byrne *et al* en 1991, reportaron que esta especie extrae de 4 a 5 veces más savia del floema de ciertos hospedantes que la mosquita blanca del camote la cual originalmente se consideraba plaga poco importante del algodón.

Al respecto, Riley, Sparks & Norman 1991, opinan que en base a las experiencias en Florida, Arizona y California, así como en otras partes del mundo, consideran que la plaga “está aquí para quedarse”, ya que el combate químico, biológico y cultural no han demostrado ser ineficientes por sí solos, por lo tanto, la integración de todos esos y otros métodos es lo que por el momento procede.

## LITERATURA CITADA

- Bellows, Jr., T.S., T.M. Perring, R.J. Gill and D.H. Headrick. 1994. **Description of a species of *Bemisia* (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE)** Ann. Entomol. Soc. Am. 87(2):195-206.
- Bethke, J.A., T.D. Paine and G.S. Nuessly. 1991. **Comparative biology, morphometrics and development of two populations of *Bemisia tabaci* (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE) on cotton and poinsettia.** Ann. Entomol. Soc. Am. 84:407-411.
- Butler, Jr., G.D. 1984. **Whitefly.** Univ. Az., Agric. Exp. Stn. Bull. No. P-61:100.
- Butler, Jr., G.D. 1986. **Time for development of *Eretmocerus mundus* a parasite of the sweetpotato whitefly from Jordan.** Univ. Az., Agric. Exp. Stn. P-63:229-231.
- Butler, Jr., G.D. and F.D. Wilson. 1984. **Activity of adult whiteflies (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE) within plantings of different cotton strains and cultivars as determined by sticky trap catches.** J. Econ. Entomol. 77:1137-1140.
- Butler, Jr., G.D., T.J. Henneberry and W.D. Hutchison. 1986. **Biology, sampling and population dynamics of *Bemisia tabaci*.** Agric. Zool. Revs. 1:167-195.
- Butler, Jr., G.D. and T.J. Henneberry. 1986. ***Bemisia tabaci* (Gennadius), a pest of cotton in the Southwestern United States.** USDA, Tech. Bull. No.1701. 19 p.
- Butler, Jr., G.D. and Henneberry. 1992. **Bibliography of *Bemisia tabaci* (Gennadius).** WCRL, Phoenix, Az. 27 p. (Mimeografiado).
- Byrne, D.N., L. Moore, J.C. Palumbo, and T.F. Watson. 1991. **Imperial County Whitefly management committee whitefly facts sheet.** Univ. Az. 3 p. (Mimeografiado).
- Cohen, S., J.D. Duffus and H.Y. Liu. 1992. **A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of squash and transmission of lettuce infectious yellows virus.** Phytopathology 82:86-90.

- Costa, H.S. and J.K. Brown. 1991. **Variation in biological characteristics and esterase patterns among populations of *Bemisia tabaci*, and the association on one population with silverleaf symptom induction.** Entomol. Exp. Appl. 61:211-219.
- Clausen, C.P. 1978. **Aleyrodidae.** In: Clausen, C.P. ed. "Introduced parasites and predators of Arthropod pests and weeds: A world review". USDA, Agric. Handbook No.480. pp.27-35.
- De León Espinoza, F. 1978. **Comportamiento de líneas de algodónero al ataque de *Heliothis zea* (Boddie) y *Bemisia tabaci* (Gennadius), en El Soconusco, Chis.** Folia Entomol. Mex. 39y40:75-76.
- Fisher, G., D.G. Butler, Jr. and F.D. Wilson. 1988. **Cotton leaf pubescence and relationship to leafhopper and sweetpotato whitefly populations.** Beltwide Cotton Production Research Conferences, New Orleans, La. pp.301-302.
- Gerling, D., D. Spivak and S.B. Vinson. 1987. **Life history and host discrimination of *Encarsia deserti* (HYMENOPTERA:APHELINIDAE), a parasitoid of *Bemisia tabaci* (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE).** Ann. Entomol. Soc. Amer. 80(2):224-229.
- Gill, R.J. 1990. **The morphology of whiteflies.** In: Gerling, D., ed. "Whitefly: Their bionomics, pest status and management". Great Britain, Athenaeum Press. pp.13-46.
- Gill, R.J. 1991. **The Sweetpotato whitefly problem in southern California. Assoc. Insect Biosystematist, Analysis and identification.** CDF. Sacramento Cal. P p. (mimeografiado).
- Howell, Jr., H.N. 1975. **Las plagas del algodónero en Honduras y su control.** Folia Entomol. Mex. 33:22-23.
- Meyerdirk, D.E. and D.L. Coudriet. 1985. **Predation and development studies of *Euseius hibisci* (Chant) (ACARINA:PHYTOSEIIDAE) feeding on *Bemisia tabaci* (Gennadius) (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE).** Environ. Entomol. 14:24-27.
- Mound, L.A. and S.H. Halsey. 1978. **Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (HOMOPTERA) with host plant and natural enemy data.** British Museum (Natural History) and John Willey & Sons. 340 p.
- Perring, T.M., A.D. Cooper, R.J. Rodríguez, C.A. Farrar and T.S. Bellows, Jr. 1993. **Identification of a whitefly species by genomic and behavioral studies.** Science 259:74-77.
- Riley, D.G., A.N. Sparks and J. Norman. 1991. **The sweetpotato whitefly in the Lower Rio Grande Valley.** TA&M Univ. Leaflet. 3 p. (Mimeografiado).
- Russell, L.M. 1975. **Collection records of *Bemisia tabaci* (Gennadius) in the United States.** USDA, Coop. Econ. Ins. Rpt. 25(12):229-230.
- Sampson, W.W. and E.A. Drews. 1941. **Fauna Mexicana IV. A review of the Aleyrodidae of México.** IPN., An. Esc. Nac. Cienc. Biol. 2(2y3):143-189.
- Sifuentes, I.A., U. Nava C. y K.F. Byerly M. 1991. **Ciclo biológico y fluctuación poblacional de "la mosquita blanca", *Bemisia tabaci* (Gennadius) (HOMOPTERA:ALEYRODIDAE), y evaluación de insecticidas para su control en La Comarca Lagunera.** S.Mex.E., Mem. XXVI Congr. Nac. Entomol. pp.156-157.
- Talipov, F.S. 1991. **Resistencia del algodónero *Gossypium* spp. Al ataque de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* (G)**

**(HOMOPTERA:ALEYRODIDAE) en Iguala Gro.** S.Mex.E., Mem. XXVI  
Cong. Nac. Entomol. P. 457.

Vaishampayan, S.M. and M. Kogan. 1980. **Sampling whiteflies on soybean.** *In*: Kogan M. and D.C. Herzog, ed. "Sampling methods in Entomology". New York, Springer-Verlag. pp.305-311.

[WCRL]. 1989. **Recent publications on *Bemisia tabaci*, the sweetpotato whitefly.** Phoenix, Az., Western Cotton Research Laboratory. 20 p.

Weiss, E.A. 1971. **Castor, sesame and safflower.** Londres, Leonard Hill. 901 p.

CRECIMIENTO POBLACIONAL DE LA MOSQUITA BLANCA DE LA HOJA PLATEADA (*Bemisia argentifolii* BELLOWS & PERRING) COMO BASE PARA LA IMPLEMENTACIÓN DE MEDIDAS DE COMBATE. Juan José Pacheco Covarrubias.

La eficacia y eficiencia del Manejo Integrado de Plagas depende en gran medida de la oportunidad con las que se implementa las diferentes tácticas de combate, incluyendo la no acción del combate químico, es decir, de la forma como dichas medidas afecten negativamente la pendiente de crecimiento de la población en los sistemas de producción a nivel regional, y no necesariamente, de la cantidad de individuos que logra eliminar una determinada medida de combate.

Con la finalidad de afectar negativamente la pendiente de crecimiento de la mosquita blanca de la hoja plateada —MBHP—, es necesario conocer cómo se comporta su población a través del año o de un ciclo. En el caso de esta especie esta documentado que la población presenta dos fases de crecimiento perfectamente definidas. La fase lineal, que se presenta básicamente durante el periodo de temperaturas frías —invierno—, y la fase exponencial o explosiva que se presenta durante los meses cálidos.

La fase de crecimiento lineal, se ejemplifica básicamente con el tipo de crecimiento característico de la mosquita blanca del camote, *Bemisia tabaci* (Gennadius) —MBC—, en el cual no se incrementa su población en forma significativa. Contrario a lo anterior, el crecimiento de tipo exponencial es característico de la MBHP y se presenta cuando la población se incrementan en forma explosiva, lo que ocurre en un periodo relativamente corto.

La experiencia con la MBHP en el noroeste de México indica que su daño a los cultivos depende en gran medida del crecimiento exponencial de su población, por lo que es necesario entender los factores involucrados en dicho crecimiento.

La pendiente de la fase exponencial, indica que tan agresivo es el crecimiento de la población y tiene relación con el nivel máximo de crecimiento de la plaga, y el tiempo que dura el crecimiento exponencial.

Por otra parte, el daño a los cultivos esta relacionado también con la coincidencia del periodo en el cual ocurre la fase exponencial y la presencia de cultivos hospedantes —etapas críticas de crecimiento de los cultivos—.

Para el caso de la MBHP se ha documentado el crecimiento exponencial de dicha especie en diferentes regiones agrícolas del mundo. Esa información concensa el hecho de que las poblaciones se adelantan ciclo tras ciclo conforme pasa el tiempo. Dicho adelanto ha sido documentado, en términos de calendario gregoriano, hasta en un máximo de dos meses, sin embargo, generalmente sólo cuantifica el pico de crecimiento máximo que la población alcanza.



Por otra parte, es importante resaltar que el crecimiento exponencial puede darse en el ámbito regional, o presentarse en un cultivo en un sitio determinado, lo que representaría un foco de infestación de la plaga.

Conocer y poder predecir de una u otra forma los factores discutidos anteriormente y las causas de los mismos son básicos para poder integrar eficientemente los diferentes componentes del Manejo Integrado de Plagas.

Para ejemplificar lo anterior, en el presente trabajo se presenta información sobre el crecimiento de la población de la MBHP en el Valle del Yaqui, Son., y se discute la implementación de los componentes del Manejo Integrado.

Para definir las fases de crecimiento de las plagas a partir de 1992, adultos de la mosquita blanca están siendo recolectados semanalmente por medio de trampas pegajosas amarillas, distribuidas aleatoriamente en el área agrícola del Valle del Yaqui, Son. Un promedio de 30 trampas pegajosas amarillas son colocadas una vez por semana, por un tiempo de captura de 24 horas.

Los datos de captura, para cada año, se acumulan a partir del día primero de enero, con el fin de obtener las ecuaciones de regresión que definen las fases de crecimiento lineal y exponencial de la plaga. La información de capturas acumuladas es contrastada con datos de temperatura en unidades calor acumuladas a partir del día primero de cada año —UCA—, usando los umbrales mínimo y máximo de la plaga de 10 y 32.2°C, respectivamente.

Para el cálculo de las líneas de regresión de las fases exponencial, sólo se incluyó el periodo de información cuyo análisis conjunto de las capturas acumuladas dio el mejor coeficiente de correlación.

Los resultados muestran que se han determinado dos fases de crecimiento de la MB blanca a partir de 1993. (Cuadro 1)

En 1992, sólo se documentó la fase de crecimiento lineal de la plaga, lo anterior se atribuye al hecho de que el 88% de los adultos capturados correspondieron a la especie MBC y sólo un 12 % a la MBHP.

Durante 1993, dicha proporción varió a un 32% para el caso de la MBC y un 68% para la MBHP, lo que influyó para que se detectara por primera vez la fase de crecimiento exponencial, la cual se registró de las 2162 a las 2499 UCA (27 julio - 17 agosto), con una pendiente de crecimiento de 0.089 ( $r^2 = 0.95$ ), y una captura máxima de 13.9 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas

Posterior a 1993, la MBHP se ha detectado en el 100% de las muestras estudiadas, y por lo tanto, la fase de crecimiento exponencial típica de esta especie se ha presentado anualmente.

Para 1994, la fase exponencial se registró de las 1692 a las 2142 UCA (5 julio - 2 agosto), con una pendiente de crecimiento de 1.28 ( $r^2 = 0.74$ ), y una captura máxima de 441.0 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas.

Para 1995, la fase exponencial se registró de las 1505 a las 2033 UCA (27 junio - 1 agosto), con una pendiente de crecimiento de 1.00 ( $r^2 = 0.92$ ), y una captura máxima de 242 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas.

Para 1996, la fase exponencial se registró de las 1540 a las 2606 UCA (21 mayo - 16 julio) con una pendiente de crecimiento de 0.138 ( $r^2 = 0.98$ ), y una captura máxima de 29.3 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas.

Para 1997, la población mantuvo un crecimiento lineal hasta las 754 UCA, mientras que la fase exponencial se registró de las 811.7 a las 2105.4 UCA —8 de abril a 1 de julio— con un valor de pendiente de 0.11 ( $r^2 = 0.90$ ). La máxima captura promedio se registró el 17 de junio —1835.9 UCA, con 49.1 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas.

Finalmente, los datos reportados para 1998, registran que la población mantuvo un crecimiento lineal hasta las 754 UCA, mientras que la fase exponencial se registró de las 1705 a las 2440 UCA —23 de junio a 28 de julio— con un valor de pendiente de 0.59X ( $r^2 = 0.87$ ). La máxima captura se registró el 21 de julio —2264 UCA, con un promedio de capturas de 145 adultos/10 cm<sup>2</sup>/24 horas.

Cuadro 1.- Datos correspondientes a la fase de crecimiento exponencial de la MB, y relación de especies presentes, dentro del género *Bemisia*, en el V. del Yaqui, Son.

CICLO	FASE EXPONENCIAL (UCA)			CAPT MAX		MBC	MBHP
	INICIO	TERMINO	b		FECHA		
1992	-	-	-	-	-	88	12
1993	2162	2499	0.09	14	17-08	32	68
1994	1692	2142	1.28	441	2-08	100	-
1995	1505	2033	1.00	242	1-08	100	-
1996	1540	2606	0.14	29	16-07	100	-
1997	811.7	2105	0.11	49	17-06	100	-
1998	1705	2440	0.59	145	24 07	100	-

CAPT MAX = promedio de captura máxima (adultos/10cm<sup>2</sup>/24hs); b= valor de pendiente de la fase de crecimiento exponencial.

Si se analizan los resultados sobre la base del calendario gregoriano, se concluye que el punto máximo de crecimiento de la población se ha presentado más temprano conforme esta especie se ha establecido a nivel Valle (1993, 17 agosto; 1994, 2 agosto; 1995, 1 agosto; 1996, 16 de julio; 1997, 17 de junio; 1998, 28 de julio); Sin embargo, si se analiza la información sobre la base de UCA la población se desfasó de dicho patrón en 1996, ya que el pico máximo ocurrió a las 2606 UCA, lo anterior indica que se acumuló una mayor cantidad de UC en un menor tiempo, lo que puede afectar la "calidad" de la temperatura en la que creció la población de 1996.

Es importante mencionar que tanto la temperatura como el alimento son responsables, en gran medida, del patrón de comportamiento de la población de la MBHP. El ejemplo de la influencia del alimento se ilustra con el cultivo de la soya, el cual se sembró a un nivel mínimo para 1996 (75 ha), 1997 (20 ha), y 1998 (420 ha), comparativamente con los ciclos

1992, 1993, 1994, y 1995 donde se sembraron 89153, 99809, 120127, y 24864 ha, respectivamente, y guarda una relación muy estrecha con los valores de pendiente alcanzada en las fases explosivas de la plaga. Por otra parte, debido a que el patrón de comportamiento de la fase exponencial se gesta, en gran medida, en las fases iniciales de crecimiento de la población, el área de las de socas hospedantes de la MBHP guarda una relación directa con el problema, tal y como lo muestra los datos de ordenes de destrucción de socas.

Las diferentes acciones de combate que se implementen para el manejo de la plaga deben orientarse a impactar negativamente el crecimiento de su población, es decir, las condiciones específicas de la población de la plaga definen, en gran medida, el impacto de las tácticas de combate en el crecimiento a corto o largo plazo de la población.

Algunas ideas de cómo implementar las diferentes medidas de combate son discutidas a continuación:

En el caso del combate químico, la sugerencia es no implementarlo cuando ocurre el crecimiento exponencial en el ámbito regional, ya que en estos casos, de ninguna forma se influye sobre la pendiente de crecimiento de la población y por lo tanto, la influencia sobre la densidad de la plaga es mínima.

El combate químico se puede implementar durante la fase lineal de la población, con grandes posibilidades de modificar la pendiente de crecimiento de la población, ya que la influencia por inmigraciones es mínima; en estos casos, se busca que el combate químico respete al máximo la fauna benéfica. Por otra parte, también se sugiere el uso del combate químico durante fases exponenciales no regionales, —focos de infestación—, e incluso, en estos casos el combate químico puede ser agresivo en muchos de los casos, pudiendo afectar gravemente la fauna benéfica.

Dentro del combate biológico inducido, la liberación de crisopa es la actividad más desarrollada en el noroeste de México. Actualmente, la recomendación es que dicha actividad se realice exclusivamente en la fase lineal de la MBHP, que es cuando la población del depredador tiene oportunidad de influir en la pendiente de crecimiento de la plaga.

Se sugiere liberar al neuróptero en cultivos donde el uso de insecticidas sea mínimo y la disponibilidad de alimento sea alta; ejemplo de lo anterior, lo representa el cultivo del trigo, debido al uso mínimo de insecticidas que se realiza en éste y a la gran cantidad de pulgones que crecen en el cultivo que sirven de alimento al depredador, para que posteriormente, al cumplir su ciclo tanto el trigo como los pulgones, el depredador emigre a los cultivos que son afectados por la MBHP en busca de alimento, bajo una situación más ventajosa para el depredador.

La idea es que dicho cultivo sea la continuación de los insectarios, lo que incrementa en forma importante la eficacia del control biológico inducido. Datos preliminares (V. del Yaqui, 1996) muestran las bondades de liberar a crisopa en forma intensiva y extensiva antes de que ocurra la fase exponencial de la plaga.

## **DISPOSICION ESPACIAL Y MUESTREO DE MOSQUITAS BLANCAS. Urbano Nava Camberos.**

### **INTRODUCCION**

Un componente clave de los programas de Manejo Integrado de Plagas son los métodos confiables y eficientes para muestrear y/o monitorear la densidad de las plagas, con el objetivo de tomar decisiones de manejo de sus poblaciones. El muestreo es también, un componente fundamental de las actividades de investigación en ecología poblacional, dinámica de poblaciones, y el desarrollo de métodos de control alternativos.

Idealmente, los métodos de muestreo deberían tener las siguientes características:

- ⊕ ser fáciles de usar,
- ⊕ requerir un mínimo de esfuerzo y costo y
- ⊕ proporcionar estimaciones precisas de la abundancia de la plaga.

En México existen varias especies de mosquitas blancas (MB) afectando plantas cultivadas, arvenses y ornamentales. Algunas especies de MB son polípagas, tales como la mosquita blanca del camote (MBC), *Bemisia*

*tabaci* (Gennadius), y la mosquita blanca de la hoja plateada (MBHP), *B. argentifolii* Bellows & Perring, por lo que pueden tener diferentes patrones de disposición espacial en diferentes plantas hospedantes. Por lo tanto, se deben elaborar planes de muestreo considerando estas diferencias.

En general, las MB parecen presentar disposiciones espaciales muy agregadas, lo cual puede deberse a sus características biológicas comunes, tales como la diferencia entre un estado de adulto altamente móvil, en comparación con los estados inmaduros relativamente sésiles, hábitos de oviposición y comportamiento migratorio.

## CONCEPTOS GENERALES

**Población.** Conjunto de individuos de la misma especie que ocupan un área determinada en un tiempo dado. Por ejemplo, la cantidad de MBHP en una hectárea de melón, en 10 ha, o en toda la superficie de melón de una región agrícola (Domínguez 1992).

**Muestra.** Puesto que generalmente no es posible observar y cuantificar a toda la población de la MBHP en una área dada, es necesario hacer una estimación de su densidad a través de una muestra. Así, una muestra representa una colección o conjunto de unidades de observación tomadas de la población que se quiere estudiar. Por lo tanto, lo que se observa es la muestra y lo que se estudia es la población (Domínguez 1992).

**Unidad de muestreo.** Es la parte que se observa y mide directamente; es decir, es la unidad de observación. Por ejemplo, si se va a muestrear una población de la MBHP en algodónero, la unidad de muestreo puede ser una planta, una hoja de un nudo determinado, o una parte de una hoja (Domínguez 1992).

**Tamaño de muestra.** Es el número de unidades de muestreo que forman la muestra. Si se recolecta y revisa 50 hojas de algodónero del 5to nudo para estimar la densidad de adultos de la MBHP, entonces una hoja es la unidad de muestreo y 50 hojas es el tamaño de muestra. La pregunta ¿Qué tamaño de muestra usar para estimar una población de insectos?, no tiene una respuesta sencilla. El tamaño de muestra depende principalmente de la densidad de la especie de MB, de su disposición espacial y de la precisión deseada para estimar la población real (Domínguez 1992).

**Disposición espacial.** Es el arreglo o acomodo que tienen los insectos en el espacio. El término disposición puede confundirse con distribución, pero este último se emplea para referirse a la distribución estadística que representa una cierta disposición espacial. El patrón de disposición espacial de insectos es determinado por varios mecanismos, tales como condiciones fisiológicas y bioquímicas de las plantas, arquitectura de la planta, heterogeneidad ambiental y el comportamiento del insecto. Generalmente, los insectos en el campo presentan una disposición agregada o en manchones y ésta es representada por la distribución binomial negativa (Domínguez 1992). El Cuadro 1 relaciona las

principales disposiciones espaciales, distribuciones matemáticas, relación varianza/media ( $S^2/\xi$ ) y tamaño de muestra ( $n$ ) relativo.

Cuadro 1. Relación varianza/media ( $S^2/\xi$ ) y tamaño de muestra relativos ( $n$ ) para diferentes disposiciones espaciales y correspondientes distribuciones estadísticas.

Disposición espacial	Distribución estad.	Relación $S^2/\xi$	$n$
Regular (Uniforme)	Binomial	< 1	Bajo
Al azar	Poisson	1	Medio
Agregada (contagio)	Binomial negativa	> 1	Alto

### 3. METODOS DE MUESTREO

Varios métodos de muestreo para el género *Bemisia* han sido implementados para propósitos de investigación y manejo en aquellos cultivos afectados por la plaga. Riley *et al*, (1995) categorizaron los diferentes métodos de muestreo del género *Bemisia* con base en los objetivos para determinar ciertos aspectos de la dinámica poblacional de las MB.

Muestreo mediante inspección de hojas. Este tipo de muestreo consiste en la inspección visual de las hojas de un determinado cultivo y permite un conteo absoluto de las MB. Debido a que los huevecillos y ninfas de las MB son sésiles, este es el único método de muestreo disponible para estimar densidades poblacionales de inmaduros; sin embargo, también puede ser utilizado para adultos en programas de investigación donde se requiere un alto grado de precisión.

El muestreo binomial (muestreo de presencia-ausencia) de adultos es una variante del muestreo numérico anterior y se utiliza para toma de decisiones de control en programas regionales de manejo de MB, donde usualmente no es necesario estimar las densidades poblacionales de insectos con un alto nivel de precisión. Este método de muestreo no requiere del conteo de todos los adultos presentes en las unidades de muestreo. En este caso, el promedio de adultos por hoja se estima a partir del porcentaje de hojas infestadas con al menos un número predeterminado de adultos.

Monitoreo mediante trampas amarillas pegajosas. El movimiento de adultos de MB puede ser monitoreado con trampas amarillas con pegamento. Este método de monitoreo también puede proporcionar las siguientes estimaciones relativas:

- ⊕ tendencias de población generales para una área extensa,
- ⊕ tasas de inmigración en cultivos establecidos y,
- ⊕ dispersión potencial de adultos.

Debido a que hay un cambio diurno en el número de adultos capturados en las trampas, el monitoreo es conducido por periodos de 24 horas con el objeto de minimizar la variación durante el día y enfocarse en las diferencias entre localidades (Norman *et al*, 1997).

Natwick *et al*, (1995) indicaron que las trampas amarillas son baratas, fáciles de construir, fáciles de colocar y retirar de los predios; sin embargo, el conteo de insectos es tardado, su manejo es problemático por el pegamento, y no reflejaron el incremento poblacional del insecto en el campo. El conteo de adultos no estuvo significativamente correlacionados con aquéllos del método absoluto de revisión de plantas completas.

Muestreo mediante aspiradores. Dos tipos de aspiradores son usualmente usados para muestrear adultos de MB: D-vac y bug buster. El aspirador D-vac es lento, difícil de manejar y caro; sin embargo, los conteos de insectos estuvieron significativamente correlacionados con los del método de revisión de plantas completas. El aspirador bug buster reflejó el incremento poblacional del insecto en el campo a través de la temporada y estuvo significativamente correlacionado con el método absoluto de revisión de plantas completas, es fácil y barato de construir y de usar, pero hay que cambiar frecuentemente de baterías (Natwick *et al*, 1995).

Muestreo mediante charolas. Este método de muestreo de adultos de MB consiste en usar charolas negras de 25.4 por 40.6 cm con una capa delgada de aceite vegetal. El método es fácil de usar, barato, sus conteos de insectos estuvieron significativamente correlacionados con el método absoluto de revisión de plantas completas y por lo tanto, reflejó adecuadamente el incremento poblacional del insecto en el campo, y el número de adultos capturados es relativamente bajo en comparación al del aspirador D-vac, lo cual facilita su conteo. Además, los datos del muestreo están inmediatamente disponibles en el campo. Sin embargo, este método de muestreo es algo problemático por el uso del aceite vegetal, por lo que normalmente requiere de dos personas para el muestreo y registro de datos (Natwick *et al*, 1995).

#### DISPOSICION ESPACIAL Y PLANES DE MUESTREO EN VARIOS CULTIVOS

El patrón de disposición espacial de la población de MB depende de la escala o nivel de resolución al cual dicha población es visualizada. En el caso de la MBHP y la MBC se puede hablar de disposición a nivel de planta individual, campo o predio de un mismo cultivo y local o regional con un patrón diverso de cultivos. La disposición de *Bemisia* a nivel planta es el resultado de las interacciones entre los hábitos de oviposición de las hembras, el hábito sedentario de los estados inmaduros (excepto durante un período corto en el 1er instar) y la dinámica de crecimiento de la planta hospedante. En general, las hembras ovipositan en las hojas jóvenes, lo cual resulta en una disposición vertical de inmaduros con los huevecillos y 1ros instares ninfales cerca de las terminales de las plantas y los últimos instares ninfales habitando hojas maduras hacia la base de las plantas, de acuerdo al ritmo de crecimiento de la plaga.

Algodonero. La distribución vertical de la MBHP en algodónero fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas para determinar la unidad de muestreo de adultos e inmaduros. Los patrones de distribución de adultos cambiaron a través del tiempo, ubicándose,

dependiendo de la fecha de muestreo, desde hojas localizadas en el nudo 2 al 12. Los huevecillos fueron más abundantes en las hojas 2 y 3, y sus coeficientes de variación fueron intermedios. Los patrones de distribución de ninfas variaron a través de la temporada. Las densidades más altas de ninfas variaron en su localización dependiendo de la fecha de muestreo y estuvieron localizadas en las hojas 2 al 8, y sus coeficientes de variación fueron bajos (Nava-Camberos 1996).

Patrones de distribución similares para huevecillos y ninfas en algodónero fueron encontrados por Ohnesorge y Rapp (1986a, b) y Naranjo y Flint (1994). Sin embargo, los patrones de distribución de adultos observados en este estudio fueron diferentes de aquéllos determinados por Naranjo y Flint (1995). No hubo diferencias en los patrones de distribución de los diferentes estados biológicos de la MBHP entre variedades de algodónero.

Con base en los patrones de distribución espacial de la MBHP en algodónero, Ellsworth *et al*, (1996), Naranjo y Flint (1994, 1995) y Naranjo (1995) desarrollaron planes de muestreo para el insecto en Arizona.

- ⊕ Para inmaduros la unidad de muestreo resultó ser un disco foliar de 3.8 cm<sup>2</sup> tomado del segundo sector de la quinta hoja del tallo principal a partir de la terminal de la planta.
- ⊕ Para adultos, la unidad de muestreo se fijó en el envés de una hoja tomada del quinto nudo. El tamaño de muestra recomendado es de 30 hojas por predio. Estos mismos investigadores desarrollaron un plan de muestreo binomial que consiste en muestrear 30 hojas del 5to nudo y recomendar acciones de control para la región de Arizona cuando se tenga un 60% de hojas infestadas con al menos 3 adultos por hoja, lo cual corresponde a un umbral de 5 adultos por hoja.

Melón. La distribución vertical de la MBHP en melón fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas. Las hojas 6 a 12, a partir de la punta de la guía, fueron las más infestadas con adultos y tuvieron coeficientes de variación bajos. Las densidades de huevecillos, variaron según la fecha de muestreo, su ubicación varió de la hoja 9 a la 19. Las densidades de ninfas fueron más altas y menos variables en las hojas 12 a 19, y más bajas y variables en las hojas superiores 1 a 8. No se encontraron diferencias en los patrones de distribución de los estados biológicos de la MBHP entre las variedades estudiadas (Nava-Camberos 1996).

Tonhasca *et al*, (1994) determinaron que los adultos y huevecillos de la MBC fueron más abundantes en hojas terminales (hasta la 4ta hoja —a partir de la punta de la guía—, mientras que las ninfas N4 fueron más abundantes en hojas basales (hasta la 4ta hoja a partir del ápice de la guía). Palumbo *et al*, (1994) formularon un plan de muestreo binomial el cual consiste en muestrear 200 hojas terminales (4to nudo) por predio, tomando 50 hojas por cuadrante, y recomendar medidas de control cuando se encuentre un 65% o más de hojas infestadas con uno o más adultos. Este porcentaje de hojas infestadas está basado en un umbral económico de 3 adultos por hoja.



Chile. La distribución vertical de la MBHP en Chile fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas. En este cultivo las densidades más altas de adultos se observaron en las hojas 5 y 6 a partir de la terminal de la planta y además tuvieron baja variabilidad. Los huevecillos fueron más abundantes y menos variables en las hojas 2 a 4 de la terminal de la planta. Las densidades más altas de ninfas ocurrieron en las hojas 3 a 8 y estas posiciones de hojas tuvieron coeficientes de variación bajos. No se detectaron diferencias en los patrones de distribución de las MBHP entre las variedades estudiadas (Navacambros 1996).

Tomate. La distribución vertical de la MBHP en tomate fue determinada en 1993 en el Valle de Culiacán, Sin. Los huevecillos fueron más abundantes en el 4to estrato (la planta se dividió en cinco estratos, el 1ro fue el basal y el 5to el terminal), las ninfas chicas se localizaron principalmente en el 2do y 3er estrato, mientras que las ninfas grandes se concentraron en el 1er estrato (Avilés 1995a,b).

Schuster (1997) determinó la distribución vertical de la MBHP en tomate en Florida. En este estudio se contaron los inmaduros y adultos en los tres folíolos terminales de cada hoja del tallo principal y de una rama lateral, considerando a la hoja ápical como la número uno. Los huevecillos, ninfas (N1-n3) y N4 fueron más abundantes y con variación baja en las hojas de los nudos 4-6, 6-8 y 8-10, respectivamente. El tamaño de muestra mínimo no excedió de 23 y 28 hojas para ninfas N1-N3 y N4, respectivamente, a una densidad tan baja como de un inmaduro por hoja.

Otros cultivos. Lynch y Simmons (1993) determinaron que los inmaduros de la MBHP son más abundantes en las hojas 3, 4 y 5 de las ramas laterales del cacahuate, presentándose tanto en el haz como en el envés. Además, están igualmente distribuidos entre los folíolos de la hoja.

Abisgold y Fishpool (1990) determinaron que la mayoría de las ninfas de la MBHP se localizan en las hojas 7-20 de la yuca y en los sectores medios (3 a 5) de la hoja. Estos investigadores también determinaron el tamaño de muestra requerido para estimar la densidad poblacional del insecto a partir de una unidad de muestreo consistente en los sectores 3-5 de las hojas 7-20.

#### PROCEDIMIENTO PARA ELABORAR UN PLAN DE MUESTREO PARA LA MOSQUITA BLANCA DE LA HOJA PLATEADA

Paso 1. Obtener datos de la disposición espacial de la MBHP en campo

En este ejemplo se contaron los adultos de la MBHP en las hojas de los nudos del tallo principal 1 al 15 en 6 ó 12 plantas por variedad y fecha de muestreo. Las plantas muestreadas fueron elegidas al azar dentro del lote de algodón, el cual fue de 960 m<sup>2</sup>. Se puede observar que la densidad de adultos fue mayor en la variedad Stoneville 453 y que se incrementó a través del tiempo. También se puede observar que la cantidad de adultos varió con la posición de la hoja (Cuadro 2).

Paso 2. Determinar la unidad de muestreo con base en la distribución vertical de los adultos de la MBHP en la planta

Se calcula el promedio de adultos por hoja, el coeficiente de variación en porcentaje ( $CV \times 100$ ) y la proporción o porcentaje de adultos por nudo. Posteriormente, se grafican los nudos ( $x$ ) contra la proporción de adultos ( $y$ ).

Se puede observar que las hojas con más adultos fueron las de los nudos 2-4, 5-9, 7-11, 9-12 y 4-9, en abril 27, mayo 12, mayo 26, junio 20 y julio 7, respectivamente. Por lo tanto, al inicio del ciclo del cultivo las hojas más infestadas son las terminales, a mediados del ciclo son las de la parte media de la planta y al final del ciclo son las terminales de nuevo (Cuadro 3 y Figura 1).

Naranjo y Flint (1995) seleccionaron como unidad de muestreo para adultos la 5ta hoja, considerando que fue la más infestada y con menor coeficiente de variación, con base en los promedios de toda la temporada. En el presente ejemplo la 7ma, 8va y 9na hojas son mejores unidades de muestreo que la hoja 5a.

Paso 3. Determinar la disposición espacial a nivel lote o predio.

La disposición espacial de insectos a nivel de predio se puede determinar mediante la ley de poder de Taylor (Taylor 1961). El modelo es:  $S^2 = a\xi^b$ .

Los parámetros  $a$  y  $b$  se estiman mediante una regresión lineal simple de la forma linealizada del modelo:  $\ln(S^2) = \ln(a) + b \ln(\xi)$ .

La interpretación de los parámetros es la siguiente:  $b$  es una medida de la agregación, de modo que si  $b < 1$  la disposición es regular, si  $b = 1$  la disposición es al azar y si  $b > 1$  la disposición es agregada;  $a$  es un factor de escala relacionado al tamaño de muestra.

En el presente ejemplo se utilizaron sólo los datos de disposición espacial de la variedad Deltapine 50. Para tal caso, se calcularon la media y su logaritmo natural, la varianza y su logaritmo natural, el porcentaje de hojas infestadas y la relación varianza/media, para hojas jóvenes (nudos 1-5), hojas medianas (nudos 6-10), y hojas maduras (nudos 11-15) (Cuadro 4). Estos tres grupos de hojas se formaron con el propósito de aumentar el número de observaciones ( $n$ ) y obtener mayor precisión en los valores de la media y la varianza, ya que algunos nudos tuvieron muy pocas observaciones. Los valores de la relación varianza/media son mayores que 1.0 y generalmente muy altos, lo que indica que los adultos de la MBHP se encontraban muy agregados en el lote de algodónero (Cuadro 4).

Se obtuvo la ecuación de regresión  $y = 1.041 + 1.7214 x$ ; donde  $y = \ln(S^2)$  y  $x = \ln(\xi)$ . Puesto que  $b > 1$ , entonces los adultos de la MBHP se encuentran agregados (Figura 2). Por lo tanto, es necesario estimar el tamaño de muestra adecuado, considerando dicha agregación y los valores estimados de los parámetros.

Paso 4. Estimación del tamaño de muestra mínimo (muestreo numérico).

Para estimar el tamaño de muestra mínimo (n) se empleará la fórmula reportada por Taylor (1961):  $n = ( a\xi^{b-2} ) / C^2$ ; donde C es la precisión requerida como una proporción de la media (si C = 0.1, el error estándar equivale al 10 % de la media). Naranjo (1995) sugiere valores de C entre 0.1 y 0.25.

Ejemplo de cálculo del tamaño de muestra mínimo para la variedad Deltapine 50 de algodónero:

Los parámetros del modelo, de acuerdo con la ecuación de regresión son:

$$a = \text{antilog}(1.0429) = 2.8374$$

$$b = 1.7202$$

Se utilizará una precisión del 80 %; es decir, el valor de C = 0.2. Los tamaños de muestra se calcularán para 1 y 10 adultos por hoja en promedio.

$$\text{Si } \xi = 1 \text{ adulto/hoja, entonces: } n = [2.8374(1)^{1.7202-2}] / (0.2)^2 = 71 \text{ hojas —tamaño de muestra 71 hojas—}$$

$$\text{Si } \xi = 10 \text{ adultos / hoja, entonces: } n = [2.8374(10)^{1.7202-2}] / (0.2)^2 = 37 \text{ hojas —tamaño de muestra 37 hojas—}$$

Siguiendo este procedimiento se calculan los tamaños de muestra para un rango amplio de densidades de adultos de la MBHP y se elabora una gráfica o un cuadro de referencia (Cuadro 5).

Para seleccionar el tamaño de muestra apropiado se tienen las siguientes dos opciones:

- ⊕ Seleccione el tamaño de muestra más alto que funcione para densidades bajas y altas de la MBHP. Siguiendo con el ejemplo de la variedad Deltapine 50, dicho tamaño de muestra es 71 hojas para una precisión del 80 % y 284 hojas para una precisión del 90 %.
- ⊕ Seleccione el tamaño de muestra con base en un muestreo preliminar o información histórica confiable de la densidad de la plaga. En el muestreo preliminar se efectúa un número reducido de observaciones para obtener el promedio de insectos por hoja. Por ejemplo, considérese que se lleva a cabo un muestreo preliminar en algodónero y se cuentan los adultos en 10 hojas del 8vo nudo y se obtiene un promedio de 5 adultos por hoja, entonces el tamaño de muestra definitivo será de 45 hojas para una precisión del 80% ó de 181 hojas para una precisión del 90%, con base en el Cuadro 5.

Paso 5. Determinar la relación entre la densidad media de adultos por hoja y el porcentaje o proporción de hojas infestadas con adultos (muestreo binomial)

Generalmente, existe una relación muy estrecha entre la densidad media de MB y el porcentaje de hojas infestadas. Cuando este es el caso, es posible determinar con buena precisión la densidad media de insectos a partir del porcentaje o proporción de hojas infestadas; es decir, no es necesario utilizar un esquema de muestreo numérico sino un muestreo binomial de presencia-ausencia.

La Figura 3 muestra la relación entre el promedio de adultos por hoja y la proporción de hojas infestadas de algodónero, variedad Deltapine 50, con base en los datos del Cuadro 4.

Se utilizó la siguiente ecuación de regresión reportada por Naranjo (1996):  $\ln(m) = a + b(-\ln(1-P_T))$ ; donde,  $m$  es la densidad media,  $a$  y  $b$  son los parámetros a ser estimados y  $P_T$  es la proporción de hojas infestadas con al menos "T" adultos ( $T = 3$  adultos/hoja). En el presente ejemplo se consideró hoja infestada cuando se tuvo uno o más adultos ( $T = 1$ ). Para estimar los parámetros  $a$  y  $b$  se efectúa un análisis de regresión con los valores transformados de  $P$  y  $m$  (Cuadro 6 y Figura 4).

La ecuación de regresión obtenida fue:  $\ln(m) = 0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1-P))$  ( $R^2 = 0.83$ ). A partir de esta ecuación se puede estimar la densidad de adultos por hoja mediante la siguiente fórmula:  $m = \text{antilog}(0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1-P)))$ .

Por ejemplo, si después de un muestreo se encontraron 68% de hojas infestadas ( $P = 0.68$ ), entonces la densidad media estimada sería:  
 $m = \text{antilog}(0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1-0.68))) = 3$  adultos por hoja.

Paso 6. Expresar el umbral económico o de acción en porcentaje de hojas infestadas

A partir de la ecuación de regresión obtenida se puede determinar el umbral económico (UE) en porcentaje de hojas infestadas mediante la siguiente fórmula:

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = 1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((\ln \text{UEn} - 0.9028)/1.4216)))$$

Por ejemplo, si el umbral económico numérico ( $\text{UEn}$ ) es de 5 adultos por hoja ( $\text{UEn} = 5$  adultos/hoja), entonces el umbral económico en porcentaje de hojas infestadas es:

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = [1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((\ln 5 - 0.9028)/1.4216)))] 100$$

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = [1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((1.609 - 0.9028)/1.4216)))] 100 = 81 \%$$

Paso 7. Emitir recomendación de muestreo y toma de decisiones de control

En este momento estamos en posibilidades de emitir una recomendación de muestreo. Con base en el ejemplo desarrollado aquí la recomendación es: revise un mínimo de 70 hojas, en plantas seleccionadas al azar en su predio, de los nudos 8 a 9, contados a partir de la terminal de la planta, y cuente el número de hojas infestadas con uno o más adultos. Calcule el porcentaje de hojas infestadas y si este es del 81 % o mayor, se justifica efectuar una medida de control.

Cuadro 2. Adultos por hoja en los nudos 1 (superior) al 15 (inferior) de la planta, en las variedades Deltapine 50 (DP50) y Stoneville 453 (SV453) de algodónero, Weslaco, Texas, 1996.

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Abr 27	DP50	1	0	0	0	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	2	0	1	0	0	2	0		0							
Abr 27	DP50	3	0	1	0	0	0	1	0								
Abr 27	DP50	4	0	0	1	0	0	0									
Abr 27	DP50	5	0	0	0	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	6	0	0	1	0	0	1	0								
Abr 27	DP50	7	0	6	0	6	0	0	0	0							
Abr 27	DP50	8	0	0	0	0	0	1	1	0							
Abr 27	DP50	9	0	1	1	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	10	0	1	0	0	0	0	0	0							
Abr 27	DP50	11	0	0	0	1		0									
Abr 27	DP50	12	0	1	0	0	2	0	0								
Abr 27	SV453	1	0	1	0	0	0	0	0								
Abr 27	SV453	2	0	3	0	0	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	3	1	2	5	0	0										
Abr 27	SV453	4	1	9	12	2	1	1		0							

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Abr 27	SV453	5	0	6	0	1	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	6	0	2	1	1	0	1	0								
Abr 27	SV453	7	2	2	6	1	0	0									
Abr 27	SV453	8	0	1	1	0	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	9	3	1	0	1	0	0	0								
Abr 27	SV453	10	0	2	5	4	0	1	0	0							
Abr 27	SV453	11	0	7	0	3	0	1	1								
Abr 27	SV453	12	1	20	4	0	1	0	1								
May 12	DP50	1	0	0	0	0	0	1	0	1	2	2	0	2			
May 12	DP50	2	0	0	0	3	7	2	9	0	2	3	0	2			
May 12	DP50	3	0	0	1	0	4	5	2	1	1	1	1	0			
May 12	DP50	4	0	1	1	1	1	8	6	8	23	12		3	0		
May 12	DP50	5	0	2	2	1	3	3	1	1		0					
May 12	DP50	6	0	0	1	0	1	1	1	1	8	5	0	2			
May 12	SV453	1	0	1	2	2	8	10	7	4	1	1	0				
May 12	SV453	2	0	1	3	6	1	6	3	2	0	4	1				
May 12	SV453	3	0	0	1	9	21	12	12	12	0	4	30	1			
May 12	SV453	4	0	6	2	8	24	12	5	15	26	7	10	4			

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
May 12	SV453	5	0	2	5	8	5	3	7	8	5						
May 12	SV453	6	3	1	3	3	11	3	12	1	0	0					
May 26	DP50	1	0	0	8	2	20	13	20	19	9	10	27	4	14		
May 26	DP50	2	0	0	3	5	3	26	14	14	23	11	13				
May 26	DP50	3	0	0	0	9	4	1	14	4	12	27	2	8	9	4	
May 26	DP50	4	0	0	7	2	5	4	11	12	6	11	4			1	
May 26	DP50	5	0	7	4	27	13	11	48	12		21	7	30			
May 26	DP50	6	0	2	0	1	10	11	10	3	11	13	14		3		
May 26	SV453	1	0	6	17	5	45	67		152	36	154	102	18			
May 26	SV453	2	0	3	7	20	23	11	37	21	14		7	12			
May 26	SV453	3	0	0	6	12	4	14	1	48	57	10	25	14	4	9	
May 26	SV453	4	0	1	4	2	0	3	24	22	28	10	8	12	18	20	
May 26	SV453	5	0	1	6	21	16	12	36	41	5	85	38	34		11	
May 26	SV453	6	0	4	3	6	8	12	19	10	11	31	17	17			
Jun 20	DP50	1	8	2	5	9	13	4	2	11	16	9	18	3	12	7	
Jun 20	DP50	2	0	3	5	2	4	1	3	10	18	5	7	10	5	14	20
Jun 20	DP50	3	0	2	1	3	0	6	4	2	10	8	8	26	5		
Jun 20	DP50	4	0	1	0		3	2	9	3	10	25	25	50	15	40	

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Jun 20	DP50	5	40	27	70	45	8	15	40	55	115	30		88	40	5	40
Jun 20	DP50	6	0	1	2	0	1	4	7	7	23	2	21	20	15	8	14
Jun 20	SV453	1	10	15	5	6	3	12	34	22	18	40	11	4	16	10	21
Jun 20	SV453	2	10	14	7	21	12	6	7	5	14				5		
Jun 20	SV453	3	1	3	8	10	1	4	8	6	9	20	12	4			
Jun 20	SV453	4	10	30	35	16	50	15	55	20		35	65				
Jun 20	SV453	5	3	40	35	65	40		14	20	12	38					
Jun 20	SV453	6	0	3	18	3	1	4		4	17	14	3	13	11	29	22
Jul 7	DP50	1	55	50	110	150	80	30		105		50	115	55	100		
Jul 7	DP50	2	50	350	50	300	100	150			300	150	50	250	200	120	190
Jul 7	DP50	3	1	4	50	60	50	150	60	30	90	80		75	100		
Jul 7	DP50	4	1	3	8		11	16	10	36	26	23		24			
Jul 7	DP50	5	3	7	34	44	47	58	69	56	52	54	48	51	56		
Jul 7	DP50	6	4	6	14	3	11	13	16	12	13	17	15	18	22	21	26
Jul 7	SV453	1	3	200	180	300	600	450	650	300	580	250		120			
Jul 7	SV453	2	10	250	400	450	300	300	150		70	80					
Jul 7	SV453	3	1	32	3	12	18	40	18	30		12	10	8			
Jul 7	SV453	4	12	52	54	43	38	48		36	29	32	41	44	46		



Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Jul 7	SV453	5	1	13	49	63	72	81	67	74	85	92	98	96		89	
Jul 7	SV453	6	1	3	13	6	8	32	35	29	22		24	18	24	27	

Cuadro 3. Distribución vertical de adultos en la planta de algodónero, datos combinados de las variedades Deltapine 50 y Stoneville 453, Weslaco, Texas, 1996.

Fecha	Nudo	n	Media	CV x100	Prop.
Abr 27	1	24	0.33	228.42	0.06
Abr 27	ø 2	24	2.04	120.39	0.37
Abr 27	ø 3	24	1.54	188.36	0.28
Abr 27	ø 4	24	0.83	182.73	0.15
Abr 27	5	23	0.26	237.36	0.05
Abr 27	6	23	0.30	154.58	0.06
Abr 27	7	18	0.17	230.09	0.03
Abr 27	8	9	0.00		0.00
Abr 27	9	0			
Abr 27	10	0			
Abr 27	11	0			
Abr 27	12	0			
May 12	1	12	0.25	346.41	0.01
May 12	2	12	1.17	145.43	0.03
May 12	3	12	1.75	81.27	0.04
May 12	4	12	3.42	100.20	0.07
May 12	ø 5	12	7.17	110.33	0.16
May 12	ø 6	12	5.50	74.16	0.12
May 12	ø 7	12	5.42	76.91	0.12
May 12	ø 8	12	4.50	111.92	0.10
May 12	ø 9	11	6.18	152.06	0.13
May 12	10	11	3.55	100.41	0.08
May 12	11	8	5.25	201.26	0.11
May 12	12	7	2.00	64.55	0.04
May 12	ø 11	12	22.00	124.33	0.12
May 12	12	9	16.56	59.11	0.09
Jun 20	1	12	6.83	165.90	0.04
Jun 20	2	12	11.75	115.62	0.06
Jun 20	3	12	15.92	131.61	0.09
Jun 20	4	11	16.36	125.84	0.09
Jun 20	5	12	11.33	145.05	0.06
Jun 20	6	11	6.64	75.42	0.04
Jun 20	7	11	16.64	107.60	0.09
Jun 20	8	12	13.75	107.43	0.07
Jun 20	ø 9	11	23.82	128.23	0.13
Jun 20	ø 10	11	20.55	67.46	0.11
Jun 20	ø 11	9	18.89	98.88	0.10
Jun 20	ø 12	9	24.22	116.31	0.13
Jun 20	11	8	50.13	75.84	0.05
Jun 20	12	11	69.00	100.64	0.07

Cuadro 4. Valores estadísticos de la disposición espacial de adultos de la MBHP en la variedad Deltapine 50 de algodónero, Weslaco, Texas, 1996.

Estadísticos	Fecha de muestreo				
	27-Abr	12-May	26-May	20-Jun	7-Jul
HOJAS JOVENES (NUDOS 1-5)					
N	59.00	30.00	30.00	29.00	29.00
Media	0.42	0.97	4.40	8.79	57.10
Ln (media)	-0.86	-0.03	1.48	2.17	4.04
Varianza	1.35	2.45	40.46	267.96	6928.95
Ln (varianza)	0.30	0.89	3.70	5.59	8.84
Hojas inf. (>0)	13.00	14.00	18.00	22.00	29.00
Prop. Hoj. Inf.	0.22	0.47	0.60	0.76	1.00
Rel. var/media	3.19	2.53	9.19	30.47	121.34
HOJAS MEDIANAS (NUDOS 6-10)					
N	25.00	29.00	29.00	30.00	26.00
Media	0.16	3.79	13.83	15.20	64.08
Ln (media)	-1.83	1.33	2.63	2.72	4.16
Varianza	0.14	23.67	83.50	505.75	4197.51
Ln (varianza)	-1.97	3.16	4.42	6.23	8.34
Hojas inf. (>0)	4.00	26.00	29.00	30.00	26.00
Prop. Hoj. Inf.	0.16	0.90	1.00	1.00	1.00
Rel. var/media	0.88	6.24	6.04	33.27	65.51
HOJAS MADURAS (NUDOS 11-15)					
N		10.00	14.00	25.00	19.00
Media		1.00	10.00	20.64	80.84
Ln (media)		0.00	2.30	3.03	4.39
Varianza		1.33	80.46	360.66	4664.92
Ln (varianza)		0.29	4.39	5.89	8.45
Hojas inf. (>0)		5.00	14.00	25.00	19.00
Prop. Hoj. Inf.		0.50	1.00	1.00	1.00
Rel. var/media		1.33	8.05	17.47	57.70

Cuadro 5. Tamaños de muestra estimados para adultos de la MBHP en dos variedades de algodónero, mediante la ley de poder de Taylor.

MEDIA (adultos/hoja)	STONEVILLE 453		DELTAPINE 50	
	C = 0.1	C=0.2	C = 0.1	C=0.2
1	211	53	284	71
2	188	47	234	58
3	176	44	209	52
4	168	42	193	48
5	162	41	181	45

MEDIA (adultos/hoja)	STONEVILLE 453		DELTAPINE 50	
	C = 0.1	C=0.2	C = 0.1	C=0.2
6	157	39	172	43
7	153	38	165	41
8	150	38	159	40
9	147	37	153	38
10	145	36	149	37

Cuadro 6. Datos de proporción de hojas infestadas ( P ), promedio de adultos por hoja ( m ) y valores transformados para efectuar el análisis de regresión.

P	m	1-P	ln(1-P)	(-ln(1-P))	ln(-ln(1-P))	ln(m)
0.22	0.42	0.78	-0.25	0.25	-1.39	-0.87
0.47	0.97	0.53	-0.63	0.63	-0.45	-0.03
0.60	4.40	0.40	-0.92	0.92	-0.09	1.48
0.76	8.79	0.24	-1.43	1.43	0.36	2.17
0.16	0.16	0.84	-0.17	0.17	-1.75	-1.83
0.90	3.79	0.10	-2.30	2.30	0.83	1.33
0.50	1.00	0.50	-0.69	0.69	-0.37	0.00

Figura 1. Distribución vertical de adultos de *B. argentifolii* en algodónero.

Figura 2. Regresión entre  $\ln$  (media) y  $\ln$  (varianza) de adultos de la MBHP en algodónero, variedad Deltapine 50, combinando los datos de hojas jóvenes, medianas y maduras, con base en la ley de poder de Taylor.

Figura 3. Relación entre la densidad media y la proporción de hojas infestadas por adultos de la MBHP en algodónero, variedad Deltapine 50, combinando los datos de hojas jóvenes, medianas y maduras.

Figura 4. Regresión entre los valores transformados de proporción de hojas infestadas (  $P$  ) y de la densidad media (  $m$  ).

## CONCLUSIONES

- ⊕ Existe información sobre disposición espacial y en algunos casos de planes de muestreo para mosquitas blancas en varios cultivos, entre los cuales se pueden citar al algodón, melón, chile, tomate, cacahuate y yuca.
- ⊕ Considerando los hábitos polífagos de algunas especies de mosquitas blancas, principalmente *B. tabaci* y *B. argentifolii*, es necesario determinar sus disposiciones espaciales y elaborar esquemas de muestreo para aquellos cultivos de mayor prioridad con el objeto de establecer estudios básicos de su dinámica poblacional, así como desarrollar e implementar programas de manejo integrado.
- ⊕ Existe un procedimiento bien definido a seguir para elaborar un plan de muestreo de la MBHP.

## LITERATURA CITADA

- Avilés G., M. 1995a. **Distribución vertical de la mosquita blanca, *Bemisia tabaci* (Genn.), en tomate (primera etapa). Valle de Culiacán, Sin. 1993.** In: [F. Pacheco M. Y J.J. Pacheco C.] Mosquita Blanca en el Noroeste de México, Informe de investigación 1993. Memoria Científica No. 1. CEVY, CIRNO, Obregón, Son. p. 15-16.
- Avilés G., M. 1995b. **Distribución vertical de la mosquita blanca, *Bemisia tabaci* (Genn.), en tomate (segunda etapa). Valle de Culiacán, Sin. 1993.** In: [F. Pacheco M. Y J.J. Pacheco C.] Mosquita Blanca en el Noroeste de México, Informe de investigación 1993. Memoria Científica No. 1. CEVY, CIRNO, Obregón, Son. p. 16-17.
- Abisgold, J. D. & L. D. C. Fishpool. 1990. **A method for estimating population sizes of whitefly nymphs *Bemisia tabaci* (Gennadius) on cassava.** Tropical Pest Management 36: 287-292.
- Domínguez R., B. 1992. **Introducción al muestreo de plagas agrícolas.** pp. 152-180. In: S. Anaya R., N. Bautista M. y B. Domínguez R. (eds.), Manejo fitosanitario de las hortalizas en México. Centro de Entomología y Acarología, Chapingo, Méx.
- Ellsworth, P. C., J. W. Diehl, T. J. Denehy y S. E. Naranjo. 1996. **Sampling sweetpotato whiteflies in cotton.** The University of Arizona, IPM Series No. 2.
- Iwao, S. 1968. **A new regression method for analyzing the aggregation pattern of animal populations.** Researches on Population Ecology 10: 1-20.
- Lynch, R. E. & A. M. Simmons. 1993. **Distribution of immatures and monitoring of adult sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), in peanut, *Arachis hypogaea*.** Environ. Entomol. 22: 375-380.
- Naranjo, S. E. & H. M. Flint. 1994. **Spatial distribution of preimaginal *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton and development of fixed-precision, sequential sampling plans.** Environ. Entomol. 23: 254-266.
- Naranjo, S. E. & H. M. Flint. 1995. **Spatial distribution of adult *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cotton and development and validation of fixed-precision sampling plans for estimating population density.** Environ. Entomol. 24: 261-270.
- Naranjo, S. E. 1995. **Sampling *Bemisia* for research and pest management applications.** pp. 209-224. In: D. Gerling and R. T. Mayer (eds.), *Bemisia* 1995: taxonomy, biology, damage, control and management. Intercept, Andover, UK.
- Natwick, E. T., N. C. Toscano and L. Yates. 1995. **Correlations of adult *Bemisia* sampling techniques in cotton to whole plant samples.** pp. 249-252. In: D. Gerling and R. T. Mayer (eds.), *Bemisia* 1995: taxonomy, biology, damage, control and management. Intercept, Andover, UK.
- Nava-Camberos, U. 1996. **Bionomics of *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring on cotton, cataloupe, and pepper.** Tesis Doctoral. Texas A&M University. 212 p.

- Norman, J. W. Jr., D. G. Riley, P. A. Stansly, P. C. Ellsworth y N. C. Toscano. 1997. **Management of silverleaf whitefly: A comprehensive manual on the biology, economic impact and control tactics.**
- Ohnesorge, B. & G. Rapp. 1986a. **Monitoring *Bemisia tabaci*: a review.** Agric. Ecosyst. Environ. 17: 21-27.
- Ohnesorge, B. & G. Rapp. 1986b. **Methods for estimating the density of whitefly nymphs (*Bemisia tabaci* Genn.) in cotton.** Tropical Pest Management 32: 207-211.
- Palumbo, J. C., A. Tonhasca, Jr., and D. N. Byrne. 1994. **Sampling plans and action thresholds for whiteflies on spring melons.** University of Arizona, IPM Series Number 1.
- Riley, D. G., U. Nava-Camberos and J. Allen. 1995. **Population dynamics of *Bemisia* in agricultural systems.** pp. 93-109. *In*: D. Gerling and R. T. Mayer (eds.), *Bemisia 1995: taxonomy, biology, damage, control and management.* Intercept, Andover, UK.
- Schuster, D. J. 1997. **Distribution of immature lifestages of the silverleaf whitefly on tomato plants.** pp. 14. *In*: Henneberry, T. J., N. C. Toscano, R. M. Faust and D. Kopp (eds.), *Silverleaf whitefly supplement to the 5-year national research and action plan: progress review, technology transfer and new research and action plan (1997-2001).* San Diego, CA.
- Taylor, L. R. 1961. **Aggregation, variance and the mean.** Nature 189: 732-735.
- Tonhasca, A., Jr., J. C. Palumbo & D. N. Byrne. 1994. **Distribution patterns of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in cantaloupe fields in Arizona.** Environ. Entomol. 23: 949-954.

## **SPACIAL Y MUESTREO DE MOSQUITAS BLANCAS. Urbano Nava Camberos.**

### **INTRODUCCION**

Un componente clave de los programas de Manejo Integrado de Plagas son los métodos confiables y eficientes para muestrear y/o monitorear la densidad de las plagas, con el objetivo de tomar decisiones de manejo de sus poblaciones. El muestreo es también, un componente fundamental de las actividades de investigación en ecología poblacional, dinámica de poblaciones, y el desarrollo de métodos de control alternativos.

Idealmente, los métodos de muestreo deberían tener las siguientes características:

- ⊕ ser fáciles de usar,
- ⊕ requerir un mínimo de esfuerzo y costo y
- ⊕ proporcionar estimaciones precisas de la abundancia de la plaga.



En México existen varias especies de mosquitas blancas (MB) afectando plantas cultivadas, arvenses y ornamentales. Algunas especies de MB son polífagas, tales como la mosquita blanca del camote (MBC), *Bemisia tabaci* (Gennadius), y la mosquita blanca de la hoja plateada (MBHP), *B. argentifolii* Bellows & Perring, por lo que pueden tener diferentes patrones de disposición espacial en diferentes plantas hospedantes. Por lo tanto, se deben elaborar planes de muestreo considerando estas diferencias.

En general, las MB parecen presentar disposiciones espaciales muy agregadas, lo cual puede deberse a sus características biológicas comunes, tales como la diferencia entre un estado de adulto altamente móvil, en comparación con los estados inmaduros relativamente sésiles, hábitos de oviposición y comportamiento migratorio.

### CONCEPTOS GENERALES

**Población.** Conjunto de individuos de la misma especie que ocupan un área determinada en un tiempo dado. Por ejemplo, la cantidad de MBHP en una hectárea de melón, en 10 ha, o en toda la superficie de melón de una región agrícola (Domínguez 1992).

**Muestra.** Puesto que generalmente no es posible observar y cuantificar a toda la población de la MBHP en una área dada, es necesario hacer una estimación de su densidad a través de una muestra. Así, una muestra representa una colección o conjunto de unidades de observación tomadas de la población que se quiere estudiar. Por lo tanto, lo que se observa es la muestra y lo que se estudia es la población (Domínguez 1992).

**Unidad de muestreo.** Es la parte que se observa y mide directamente; es decir, es la unidad de observación. Por ejemplo, si se va a muestrear una población de la MBHP en algodónero, la unidad de muestreo puede ser una planta, una hoja de un nudo determinado, o una parte de una hoja (Domínguez 1992).

**Tamaño de muestra.** Es el número de unidades de muestreo que forman la muestra. Si se recolecta y revisa 50 hojas de algodónero del 5to nudo para estimar la densidad de adultos de la MBHP, entonces una hoja es la unidad de muestreo y 50 hojas es el tamaño de muestra. La pregunta ¿Qué tamaño de muestra usar para estimar una población de insectos?, no tiene una respuesta sencilla. El tamaño de muestra depende principalmente de la densidad de la especie de MB, de su disposición espacial y de la precisión deseada para estimar la población real (Domínguez 1992).

**Disposición espacial.** Es el arreglo o acomodo que tienen los insectos en el espacio. El término disposición puede confundirse con distribución, pero este último se emplea para referirse a la distribución estadística que

representa una cierta disposición espacial. El patrón de disposición espacial de insectos es determinado por varios mecanismos, tales como condiciones fisiológicas y bioquímicas de las plantas, arquitectura de la planta, heterogeneidad ambiental y el comportamiento del insecto. Generalmente, los insectos en el campo presentan una disposición agregada o en manchones y ésta es representada por la distribución binomial negativa (Domínguez 1992). El Cuadro 1 relaciona las principales disposiciones espaciales, distribuciones matemáticas, relación varianza/media ( $S^2/\xi$ ) y tamaño de muestra ( $n$ ) relativo.

Cuadro 1. Relación varianza/media ( $S^2/\xi$ ) y tamaño de muestra relativos ( $n$ ) para diferentes disposiciones espaciales y correspondientes distribuciones estadísticas.

Disposición espacial	Distribución estad.	Relación $S^2/\xi$	n
Regular (Uniforme)	Binomial	< 1	Bajo
Al azar	Poisson	1	Medio
Agregada (contagio)	Binomial negativa	> 1	Alto

### 3. METODOS DE MUESTREO

Varios métodos de muestreo para el género *Bemisia* han sido implementados para propósitos de investigación y manejo en aquellos cultivos afectados por la plaga. Riley *et al.*, (1995) categorizaron los diferentes métodos de muestreo del género *Bemisia* con base en los objetivos para determinar ciertos aspectos de la dinámica poblacional de las MB.

Muestreo mediante inspección de hojas. Este tipo de muestreo consiste en la inspección visual de las hojas de un determinado cultivo y permite un conteo absoluto de las MB. Debido a que los huevecillos y ninfas de las MB son sésiles, este es el único método de muestreo disponible para estimar densidades poblacionales de inmaduros; sin embargo, también puede ser utilizado para adultos en programas de investigación donde se requiere un alto grado de precisión.

El muestreo binomial (muestreo de presencia-ausencia) de adultos es una variante del muestreo numérico anterior y se utiliza para toma de decisiones de control en programas regionales de manejo de MB, donde usualmente no es necesario estimar las densidades poblacionales de insectos con un alto nivel de precisión. Este método de muestreo no requiere del conteo de todos los adultos presentes en las unidades de muestreo. En este caso, el promedio de adultos por hoja se estima a partir del porcentaje de hojas infestadas con al menos un número predeterminado de adultos.

Monitoreo mediante trampas amarillas pegajosas. El movimiento de adultos de MB puede ser monitoreado con trampas amarillas con

pegamento. Este método de monitoreo también puede proporcionar las siguientes estimaciones relativas:

- ⊕ tendencias de población generales para una área extensa,
- ⊕ tasas de inmigración en cultivos establecidos y,
- ⊕ dispersión potencial de adultos.

Debido a que hay un cambio diurno en el número de adultos capturados en las trampas, el monitoreo es conducido por periodos de 24 horas con el objeto de minimizar la variación durante el día y enfocarse en las diferencias entre localidades (Norman *et al*, 1997).

Natwick *et al*, (1995) indicaron que las trampas amarillas son baratas, fáciles de construir, fáciles de colocar y retirar de los predios; sin embargo, el conteo de insectos es tardado, su manejo es problemático por el pegamento, y no reflejaron el incremento poblacional del insecto en el campo. El conteo de adultos no estuvo significativamente correlacionados con aquéllos del método absoluto de revisión de plantas completas.

Muestreo mediante aspiradores. Dos tipos de aspiradores son usualmente usados para muestrear adultos de MB: D-vac y bug buster. El aspirador D-vac es lento, difícil de manejar y caro; sin embargo, los conteos de insectos estuvieron significativamente correlacionados con los del método de revisión de plantas completas. El aspirador bug buster reflejó el incremento poblacional del insecto en el campo a través de la temporada y estuvo significativamente correlacionado con el método absoluto de revisión de plantas completas, es fácil y barato de construir y de usar, pero hay que cambiar frecuentemente de baterías (Natwick *et al*, 1995).

Muestreo mediante charolas. Este método de muestreo de adultos de MB consiste en usar charolas negras de 25.4 por 40.6 cm con una capa delgada de aceite vegetal. El método es fácil de usar, barato, sus conteos de insectos estuvieron significativamente correlacionados con el método absoluto de revisión de plantas completas y por lo tanto, reflejó adecuadamente el incremento poblacional del insecto en el campo, y el número de adultos capturados es relativamente bajo en comparación al del aspirador D-vac, lo cual facilita su conteo. Además, los datos del muestreo están inmediatamente disponibles en el campo. Sin embargo, este método de muestreo es algo problemático por el uso del aceite vegetal, por lo que normalmente requiere de dos personas para el muestreo y registro de datos (Natwick *et al*, 1995).

## DISPOSICION ESPACIAL Y PLANES DE MUESTREO EN VARIOS CULTIVOS

El patrón de disposición espacial de la población de MB depende de la escala o nivel de resolución al cual dicha población es visualizada. En el caso de la MBHP y la MBC se puede hablar de disposición a nivel de planta individual, campo o predio de un mismo cultivo y local o regional

con un patrón diverso de cultivos. La disposición de *Bemisia* a nivel planta es el resultado de las interacciones entre los hábitos de oviposición de las hembras, el hábito sedentario de los estados inmaduros (excepto durante un período corto en el 1er instar) y la dinámica de crecimiento de la planta hospedante. En general, las hembras ovipositan en las hojas jóvenes, lo cual resulta en una disposición vertical de inmaduros con los huevecillos y 1ros instares ninfales cerca de las terminales de las plantas y los últimos instares ninfales habitando hojas maduras hacia la base de las plantas, de acuerdo al ritmo de crecimiento de la plaga.

Algodonero. La distribución vertical de la MBHP en algodónero fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas para determinar la unidad de muestreo de adultos e inmaduros. Los patrones de distribución de adultos cambiaron a través del tiempo, ubicándose, dependiendo de la fecha de muestreo, desde hojas localizadas en el nudo 2 al 12. Los huevecillos fueron más abundantes en las hojas 2 y 3, y sus coeficientes de variación fueron intermedios. Los patrones de distribución de ninfas variaron a través de la temporada. Las densidades más altas de ninfas variaron en su localización dependiendo de la fecha de muestreo y estuvieron localizadas en las hojas 2 al 8, y sus coeficientes de variación fueron bajos (Nava-Camberos 1996).

Patrones de distribución similares para huevecillos y ninfas en algodónero fueron encontrados por Ohnesorge y Rapp (1986a, b) y Naranjo y Flint (1994). Sin embargo, los patrones de distribución de adultos observados en este estudio fueron diferentes de aquéllos determinados por Naranjo y Flint (1995). No hubo diferencias en los patrones de distribución de los diferentes estados biológicos de la MBHP entre variedades de algodónero.

Con base en los patrones de distribución espacial de la MBHP en algodónero, Ellsworth *et al*, (1996), Naranjo y Flint (1994, 1995) y Naranjo (1995) desarrollaron planes de muestreo para el insecto en Arizona.

- ⊕ Para inmaduros la unidad de muestreo resultó ser un disco foliar de 3.8 cm<sup>2</sup> tomado del segundo sector de la quinta hoja del tallo principal a partir de la terminal de la planta.
- ⊕ Para adultos, la unidad de muestreo se fijó en el envés de una hoja tomada del quinto nudo. El tamaño de muestra recomendado es de 30 hojas por predio. Estos mismos investigadores desarrollaron un plan de muestreo binomial que consiste en muestrear 30 hojas del 5to nudo y recomendar acciones de control para la región de Arizona cuando se tenga un 60% de hojas infestadas con al menos 3 adultos por hoja, lo cual corresponde a un umbral de 5 adultos por hoja.

Melón. La distribución vertical de la MBHP en melón fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas. Las hojas 6 a 12, a partir de la punta de la guía, fueron las más infestadas con adultos y tuvieron coeficientes de variación bajos. Las densidades de huevecillos, variaron

según la fecha de muestreo, su ubicación varió de la hoja 9 a la 19. Las densidades de ninfas fueron más altas y menos variables en las hojas 12 a 19, y más bajas y variables en las hojas superiores 1 a 8. No se encontraron diferencias en los patrones de distribución de los estados biológicos de la MBHP entre las variedades estudiadas (Nava-Camberos 1996).

Tonhasca *et al*, (1994) determinaron que los adultos y huevecillos de la MBC fueron más abundantes en hojas terminales (hasta la 4ta hoja —a partir de la punta de la guía—, mientras que las ninfas N4 fueron más abundantes en hojas basales (hasta la 4ta hoja a partir del ápice de la guía). Palumbo *et al*, (1994) formularon un plan de muestreo binomial el cual consiste en muestrear 200 hojas terminales (4to nudo) por predio, tomando 50 hojas por cuadrante, y recomendar medidas de control cuando se encuentre un 65% o más de hojas infestadas con uno o más adultos. Este porcentaje de hojas infestadas está basado en un umbral económico de 3 adultos por hoja.

Chile. La distribución vertical de la MBHP en Chile fue determinada en 1995 en el Valle de Río Grande, Texas. En este cultivo las densidades más altas de adultos se observaron en las hojas 5 y 6 a partir de la terminal de la planta y además tuvieron baja variabilidad. Los huevecillos fueron más abundantes y menos variables en las hojas 2 a 4 de la terminal de la planta. Las densidades más altas de ninfas ocurrieron en las hojas 3 a 8 y estas posiciones de hojas tuvieron coeficientes de variación bajos. No se detectaron diferencias en los patrones de distribución de las MBHP entre las variedades estudiadas (Nava-camberos 1996).

Tomate. La distribución vertical de la MBHP en tomate fue determinada en 1993 en el Valle de Culiacán, Sin. Los huevecillos fueron más abundantes en el 4to estrato (la planta se dividió en cinco estratos, el 1ro fue el basal y el 5to el terminal), las ninfas chicas se localizaron principalmente en el 2do y 3er estrato, mientras que las ninfas grandes se concentraron en el 1er estrato (Avilés 1995a,b).

Schuster (1997) determinó la distribución vertical de la MBHP en tomate en Florida. En este estudio se contaron los inmaduros y adultos en los tres folíolos terminales de cada hoja del tallo principal y de una rama lateral, considerando a la hoja ápical como la número uno. Los huevecillos, ninfas (N1-n3) y N4 fueron más abundantes y con variación baja en las hojas de los nudos 4-6, 6-8 y 8-10, respectivamente. El tamaño de muestra mínimo no excedió de 23 y 28 hojas para ninfas N1-N3 y N4, respectivamente, a una densidad tan baja como de un inmaduro por hoja.

Otros cultivos. Lynch y Simmons (1993) determinaron que los inmaduros de la MBHP son más abundantes en las hojas 3, 4 y 5 de las ramas laterales del cacahuete, presentándose tanto en el haz como en el envés. Además, están igualmente distribuidos entre los folíolos de la hoja.

Abisgold y Fishpool (1990) determinaron que la mayoría de las ninfas de la MBHP se localizan en las hojas 7-20 de la yuca y en los sectores medios (3 a 5) de la hoja. Estos investigadores también determinaron el tamaño de muestra requerido para estimar la densidad poblacional del insecto a partir de una unidad de muestreo consistente en los sectores 3-5 de las hojas 7-20.

#### PROCEDIMIENTO PARA ELABORAR UN PLAN DE MUESTREO PARA LA MOSQUITA BLANCA DE LA HOJA PLATEADA

##### Paso 1. Obtener datos de la disposición espacial de la MBHP en campo

En este ejemplo se contaron los adultos de la MBHP en las hojas de los nudos del tallo principal 1 al 15 en 6 ó 12 plantas por variedad y fecha de muestreo. Las plantas muestreadas fueron elegidas al azar dentro del lote de algodnero, el cual fue de 960 m<sup>2</sup>. Se puede observar que la densidad de adultos fue mayor en la variedad Stoneville 453 y que se incrementó a través del tiempo. También se puede observar que la cantidad de adultos varió con la posición de la hoja (Cuadro 2).

##### Paso 2. Determinar la unidad de muestreo con base en la distribución vertical de los adultos de la MBHP en la planta

Se calcula el promedio de adultos por hoja, el coeficiente de variación en porcentaje (CV x 100) y la proporción o porcentaje de adultos por nudo. Posteriormente, se grafican los nudos (x) contra la proporción de adultos (y).

Se puede observar que las hojas con más adultos fueron las de los nudos 2-4, 5-9, 7-11, 9-12 y 4-9, en abril 27, mayo 12, mayo 26, junio 20 y julio 7, respectivamente. Por lo tanto, al inicio del ciclo del cultivo las hojas más infestadas son las terminales, a mediados del ciclo son las de la parte media de la planta y al final del ciclo son las terminales de nuevo (Cuadro 3 y Figura 1).

Naranjo y Flint (1995) seleccionaron como unidad de muestreo para adultos la 5ta hoja, considerando que fue la más infestada y con menor coeficiente de variación, con base en los promedios de toda la temporada. En el presente ejemplo la 7ma, 8va y 9na hojas son mejores unidades de muestreo que la hoja 5a.

##### Paso 3. Determinar la disposición espacial a nivel lote o predio.

La disposición espacial de insectos a nivel de predio se puede determinar mediante la ley de poder de Taylor (Taylor 1961). El modelo es:  $S^2 = a\xi^b$ .

Los parámetros  $a$  y  $b$  se estiman mediante una regresión lineal simple de la forma linealizada del modelo:  $\ln(S^2) = \ln(a) + b \ln(\xi)$ .

La interpretación de los parámetros es la siguiente:  $b$  es una medida de la agregación, de modo que si  $b < 1$  la disposición es regular, si  $b = 1$  la disposición es al azar y si  $b > 1$  la disposición es agregada;  $a$  es un factor de escala relacionado al tamaño de muestra.

En el presente ejemplo se utilizaron sólo los datos de disposición espacial de la variedad Deltapine 50. Para tal caso, se calcularon la media y su logaritmo natural, la varianza y su logaritmo natural, el porcentaje de hojas infestadas y la relación varianza/media, para hojas jóvenes (nudos 1-5), hojas medianas (nudos 6-10), y hojas maduras (nudos 11-15) (Cuadro 4). Estos tres grupos de hojas se formaron con el propósito de aumentar el número de observaciones ( $n$ ) y obtener mayor precisión en los valores de la media y la varianza, ya que algunos nudos tuvieron muy pocas observaciones. Los valores de la relación varianza/media son mayores que 1.0 y generalmente muy altos, lo que indica que los adultos de la MBHP se encontraban muy agregados en el lote de algodónero (Cuadro 4).

Se obtuvo la ecuación de regresión  $y = 1.041 + 1.7214 x$ ; donde  $y = \ln(S^2)$  y  $x = \ln(\xi)$ . Puesto que  $b > 1$ , entonces los adultos de la MBHP se encuentran agregados (Figura 2). Por lo tanto, es necesario estimar el tamaño de muestra adecuado, considerando dicha agregación y los valores estimados de los parámetros.

Paso 4. Estimación del tamaño de muestra mínimo (muestreo numérico).

Para estimar el tamaño de muestra mínimo ( $n$ ) se empleará la fórmula reportada por Taylor (1961):  $n = (a\xi^{b-2}) / C^2$ ; donde  $C$  es la precisión requerida como una proporción de la media (si  $C = 0.1$ , el error estándar equivale al 10 % de la media). Naranjo (1995) sugiere valores de  $C$  entre 0.1 y 0.25.

Ejemplo de cálculo del tamaño de muestra mínimo para la variedad Deltapine 50 de algodónero:

Los parámetros del modelo, de acuerdo con la ecuación de regresión son:

$$a = \text{antilog}(1.0429) = 2.8374$$

$$b = 1.7202$$

Se utilizará una precisión del 80 %; es decir, el valor de  $C = 0.2$ . Los tamaños de muestra se calcularán para 1 y 10 adultos por hoja en promedio.

$$\text{Si } \xi = 1 \text{ adulto/hoja, entonces: } n = [2.8374(1)^{1.7202-2}] / (0.2)^2 = 71 \text{ hojas —tamaño de muestra 71 hojas—}$$

$$\text{Si } \xi = 10 \text{ adultos / hoja, entonces: } n = [2.8374(10)^{1.7202-2}] / (0.2)^2 = 37 \text{ hojas —tamaño de muestra 37 hojas—}$$

Siguiendo este procedimiento se calculan los tamaños de muestra para un rango amplio de densidades de adultos de la MBHP y se elabora una gráfica o un cuadro de referencia (Cuadro 5).

Para seleccionar el tamaño de muestra apropiado se tienen las siguientes dos opciones:

- ⊕ Seleccione el tamaño de muestra más alto que funcione para densidades bajas y altas de la MBHP. Siguiendo con el ejemplo de la variedad Deltapine 50, dicho tamaño de muestra es 71 hojas para una precisión del 80 % y 284 hojas para una precisión del 90 %.
- ⊕ Seleccione el tamaño de muestra con base en un muestreo preliminar o información histórica confiable de la densidad de la plaga. En el muestreo preliminar se efectúa un número reducido de observaciones para obtener el promedio de insectos por hoja. Por ejemplo, considérese que se lleva a cabo un muestreo preliminar en algodonoero y se cuentan los adultos en 10 hojas del 8vo nudo y se obtiene un promedio de 5 adultos por hoja, entonces el tamaño de muestra definitivo será de 45 hojas para una precisión del 80% ó de 181 hojas para una precisión del 90%, con base en el Cuadro 5.

Paso 5. Determinar la relación entre la densidad media de adultos por hoja y el porcentaje o proporción de hojas infestadas con adultos (muestreo binomial)

Generalmente, existe una relación muy estrecha entre la densidad media de MB y el porcentaje de hojas infestadas. Cuando este es el caso, es posible determinar con buena precisión la densidad media de insectos a partir del porcentaje o proporción de hojas infestadas; es decir, no es necesario utilizar un esquema de muestreo numérico sino un muestreo binomial de presencia-ausencia.

La Figura 3 muestra la relación entre el promedio de adultos por hoja y la proporción de hojas infestadas de algodonoero, variedad Deltapine 50, con base en los datos del Cuadro 4.

Se utilizó la siguiente ecuación de regresión reportada por Naranjo (1996):  $\ln(m) = a + b(-\ln(1-P_T))$ ; donde,  $m$  es la densidad media,  $a$  y  $b$  son los parámetros a ser estimados y  $P_T$  es la proporción de hojas infestadas con al menos "T" adultos ( $T = 3$  adultos/hoja). En el presente ejemplo se consideró hoja infestada cuando se tuvo uno o más adultos ( $T = 1$ ). Para estimar los parámetros  $a$  y  $b$  se efectúa un análisis de regresión con los valores transformados de  $P$  y  $m$  (Cuadro 6 y Figura 4).

La ecuación de regresión obtenida fue:  $\ln(m) = 0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1-P))$  ( $R^2 = 0.83$ ). A partir de esta ecuación se puede estimar la densidad de adultos por hoja mediante la siguiente fórmula:  $m = \text{antilog}(0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1-P)))$ .

Por ejemplo, si después de un muestreo se encontraron 68% de hojas infestadas ( $P = 0.68$ ), entonces la densidad media estimada sería:



$m = \text{antilog}(0.9028 + 1.4216 \ln(-\ln(1 - 0.68))) = 3$  adultos por hoja.

Paso 6. Expresar el umbral económico o de acción en porcentaje de hojas infestadas

A partir de la ecuación de regresión obtenida se puede determinar el umbral económico (UE) en porcentaje de hojas infestadas mediante la siguiente fórmula:

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = 1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((\ln \text{UEn} - 0.9028)/1.4216)))$$

Por ejemplo, si el umbral económico numérico (UEn) es de 5 adultos por hoja (UEn = 5 adultos/hoja), entonces el umbral económico en porcentaje de hojas infestadas es:

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = [1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((\ln 5 - 0.9028)/1.4216)))] 100$$

$$\text{UE (\% hojas infestadas)} = [1 - (\text{antilog}(-\text{antilog}((1.609 - 0.9028)/1.4216)))] 100 = 81 \%$$

Paso 7. Emitir recomendación de muestreo y toma de decisiones de control

En este momento estamos en posibilidades de emitir una recomendación de muestreo. Con base en el ejemplo desarrollado aquí la recomendación es: revise un mínimo de 70 hojas, en plantas seleccionadas al azar en su predio, de los nudos 8 a 9, contados a partir de la terminal de la planta, y cuente el número de hojas infestadas con uno o más adultos. Calcule el porcentaje de hojas infestadas y si este es del 81 % o mayor, se justifica efectuar una medida de control.

Cuadro 2. Adultos por hoja en los nudos 1 (superior) al 15 (inferior) de la planta, en las variedades Deltapine 50 (DP50) y Stoneville 453 (SV453) de algodónero, Weslaco, Texas, 1996.

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Abr 27	DP50	1	0	0	0	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	2	0	1	0	0	2	0		0							
Abr 27	DP50	3	0	1	0	0	0	1	0								
Abr 27	DP50	4	0	0	1	0	0	0									
Abr 27	DP50	5	0	0	0	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	6	0	0	1	0	0	1	0								
Abr 27	DP50	7	0	6	0	6	0	0	0	0							
Abr 27	DP50	8	0	0	0	0	0	1	1	0							
Abr 27	DP50	9	0	1	1	0	0	0	0								
Abr 27	DP50	10	0	1	0	0	0	0	0	0							
Abr 27	DP50	11	0	0	0	1		0									
Abr 27	DP50	12	0	1	0	0	2	0	0								
Abr 27	SV453	1	0	1	0	0	0	0	0								
Abr 27	SV453	2	0	3	0	0	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	3	1	2	5	0	0										
Abr 27	SV453	4	1	9	12	2	1	1		0							

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Abr 27	SV453	5	0	6	0	1	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	6	0	2	1	1	0	1	0								
Abr 27	SV453	7	2	2	6	1	0	0									
Abr 27	SV453	8	0	1	1	0	0	0	0	0							
Abr 27	SV453	9	3	1	0	1	0	0	0								
Abr 27	SV453	10	0	2	5	4	0	1	0	0							
Abr 27	SV453	11	0	7	0	3	0	1	1								
Abr 27	SV453	12	1	20	4	0	1	0	1								
May 12	DP50	1	0	0	0	0	0	1	0	1	2	2	0	2			
May 12	DP50	2	0	0	0	3	7	2	9	0	2	3	0	2			
May 12	DP50	3	0	0	1	0	4	5	2	1	1	1	1	0			
May 12	DP50	4	0	1	1	1	1	8	6	8	23	12		3	0		
May 12	DP50	5	0	2	2	1	3	3	1	1		0					
May 12	DP50	6	0	0	1	0	1	1	1	1	8	5	0	2			
May 12	SV453	1	0	1	2	2	8	10	7	4	1	1	0				
May 12	SV453	2	0	1	3	6	1	6	3	2	0	4	1				
May 12	SV453	3	0	0	1	9	21	12	12	12	0	4	30	1			

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
May 12	SV453	4	0	6	2	8	24	12	5	15	26	7	10	4			
May 12	SV453	5	0	2	5	8	5	3	7	8	5						
May 12	SV453	6	3	1	3	3	11	3	12	1	0	0					
May 26	DP50	1	0	0	8	2	20	13	20	19	9	10	27	4	14		
May 26	DP50	2	0	0	3	5	3	26	14	14	23	11	13				
May 26	DP50	3	0	0	0	9	4	1	14	4	12	27	2	8	9	4	
May 26	DP50	4	0	0	7	2	5	4	11	12	6	11	4			1	
May 26	DP50	5	0	7	4	27	13	11	48	12		21	7	30			
May 26	DP50	6	0	2	0	1	10	11	10	3	11	13	14		3		
May 26	SV453	1	0	6	17	5	45	67		152	36	154	102	18			
May 26	SV453	2	0	3	7	20	23	11	37	21	14		7	12			
May 26	SV453	3	0	0	6	12	4	14	1	48	57	10	25	14	4	9	
May 26	SV453	4	0	1	4	2	0	3	24	22	28	10	8	12	18	20	
May 26	SV453	5	0	1	6	21	16	12	36	41	5	85	38	34		11	
May 26	SV453	6	0	4	3	6	8	12	19	10	11	31	17	17			
Jun 20	DP50	1	8	2	5	9	13	4	2	11	16	9	18	3	12	7	
Jun 20	DP50	2	0	3	5	2	4	1	3	10	18	5	7	10	5	14	20

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Jun 20	DP50	3	0	2	1	3	0	6	4	2	10	8	8	26	5		
Jun 20	DP50	4	0	1	0		3	2	9	3	10	25	25	50	15	40	
Jun 20	DP50	5	40	27	70	45	8	15	40	55	115	30		88	40	5	40
Jun 20	DP50	6	0	1	2	0	1	4	7	7	23	2	21	20	15	8	14
Jun 20	SV453	1	10	15	5	6	3	12	34	22	18	40	11	4	16	10	21
Jun 20	SV453	2	10	14	7	21	12	6	7	5	14				5		
Jun 20	SV453	3	1	3	8	10	1	4	8	6	9	20	12	4			
Jun 20	SV453	4	10	30	35	16	50	15	55	20		35	65				
Jun 20	SV453	5	3	40	35	65	40		14	20	12	38					
Jun 20	SV453	6	0	3	18	3	1	4		4	17	14	3	13	11	29	22
Jul 7	DP50	1	55	50	110	150	80	30		105		50	115	55	100		
Jul 7	DP50	2	50	350	50	300	100	150			300	150	50	250	200	120	190
Jul 7	DP50	3	1	4	50	60	50	150	60	30	90	80		75	100		
Jul 7	DP50	4	1	3	8		11	16	10	36	26	23		24			
Jul 7	DP50	5	3	7	34	44	47	58	69	56	52	54	48	51	56		
Jul 7	DP50	6	4	6	14	3	11	13	16	12	13	17	15	18	22	21	26
Jul 7	SV453	1	3	200	180	300	600	450	650	300	580	250		120			

Fecha	Var.	Planta	Posición de la Hoja (Nudos)														
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Jul 7	SV453	2	10	250	400	450	300	300	150		70	80					
Jul 7	SV453	3	1	32	3	12	18	40	18	30		12	10	8			
Jul 7	SV453	4	12	52	54	43	38	48		36	29	32	41	44	46		
Jul 7	SV453	5	1	13	49	63	72	81	67	74	85	92	98	96		89	
Jul 7	SV453	6	1	3	13	6	8	32	35	29	22		24	18	24	27	

Cuadro 3. Distribución vertical de adultos en la planta de algodnero, datos combinados de las variedades Deltapine 50 y Stoneville 453, Weslaco, Texas, 1996.

Fecha	Nudo	n	Media	CV x100	Prop.
Abr 27	1	24	0.33	228.42	0.06
Abr 27	ō 2	24	2.04	120.39	0.37
Abr 27	ō 3	24	1.54	188.36	0.28
Abr 27	ō 4	24	0.83	182.73	0.15
Abr 27	5	23	0.26	237.36	0.05
Abr 27	6	23	0.30	154.58	0.06
Abr 27	7	18	0.17	230.09	0.03
Abr 27	8	9	0.00		0.00
Abr 27	9	0			
Abr 27	10	0			
Abr 27	11	0			
Abr 27	12	0			
May 12	1	12	0.25	346.41	0.01
May 12	2	12	1.17	145.43	0.03
May 12	3	12	1.75	81.27	0.04
May 12	4	12	3.42	100.20	0.07
May 12	ō 5	12	7.17	110.33	0.16
May 12	ō 6	12	5.50	74.16	0.12
May 12	ō 7	12	5.42	76.91	0.12
May 12	ō 8	12	4.50	111.92	0.10
May 12	ō 9	11	6.18	152.06	0.13
May 12	10	11	3.55	100.41	0.08
May 12	11	8	5.25	201.26	0.11
May 12	12	7	2.00	64.55	0.04
May 12	ō 11	12	22.00	124.33	0.12
May 12	12	9	16.56	59.11	0.09
Jun 20	1	12	6.83	165.90	0.04
Jun 20	2	12	11.75	115.62	0.06
Jun 20	3	12	15.92	131.61	0.09
Jun 20	4	11	16.36	125.84	0.09
Jun 20	5	12	11.33	145.05	0.06
Jun 20	6	11	6.64	75.42	0.04
Jun 20	7	11	16.64	107.60	0.09
Jun 20	8	12	13.75	107.43	0.07
Jun 20	ō 9	11	23.82	128.23	0.13
Jun 20	ō10	11	20.55	67.46	0.11
Jun 20	ō11	9	18.89	98.88	0.10
Jun 20	ō12	9	24.22	116.31	0.13
Jun 20	11	8	50.13	75.84	0.05
Jun 20	12	11	69.00	100.64	0.07

Cuadro 4. Valores estadísticos de la disposición espacial de adultos de la MBHP en la variedad Deltapine 50 de algodónero, Weslaco, Texas, 1996.

Estadísticos	Fecha de muestreo				
	27-Abr	12-May	26-May	20-Jun	7-Jul
HOJAS JOVENES (NUDOS 1-5)					
N	59.00	30.00	30.00	29.00	29.00
Media	0.42	0.97	4.40	8.79	57.10
Ln (media)	-0.86	-0.03	1.48	2.17	4.04
Varianza	1.35	2.45	40.46	267.96	6928.95
Ln (varianza)	0.30	0.89	3.70	5.59	8.84
Hojas inf. (>0)	13.00	14.00	18.00	22.00	29.00
Prop. Hoj. Inf.	0.22	0.47	0.60	0.76	1.00
Rel. var/media	3.19	2.53	9.19	30.47	121.34
HOJAS MEDIANAS (NUDOS 6-10)					
N	25.00	29.00	29.00	30.00	26.00
Media	0.16	3.79	13.83	15.20	64.08
Ln (media)	-1.83	1.33	2.63	2.72	4.16
Varianza	0.14	23.67	83.50	505.75	4197.51
Ln (varianza)	-1.97	3.16	4.42	6.23	8.34
Hojas inf. (>0)	4.00	26.00	29.00	30.00	26.00
Prop. Hoj. Inf.	0.16	0.90	1.00	1.00	1.00
Rel. var/media	0.88	6.24	6.04	33.27	65.51
HOJAS MADURAS (NUDOS 11-15)					
N		10.00	14.00	25.00	19.00
Media		1.00	10.00	20.64	80.84
Ln (media)		0.00	2.30	3.03	4.39
Varianza		1.33	80.46	360.66	4664.92
Ln (varianza)		0.29	4.39	5.89	8.45
Hojas inf. (>0)		5.00	14.00	25.00	19.00
Prop. Hoj. Inf.		0.50	1.00	1.00	1.00
Rel. var/media		1.33	8.05	17.47	57.70

Cuadro 5. Tamaños de muestra estimados para adultos de la MBHP en dos variedades de algodónero, mediante la ley de poder de Taylor.

MEDIA (adultos/hoja)	STONEVILLE 453		DELTAPINE 50	
	C = 0.1	C=0.2	C = 0.1	C=0.2
1	211	53	284	71
2	188	47	234	58
3	176	44	209	52
4	168	42	193	48
5	162	41	181	45
6	157	39	172	43
7	153	38	165	41
8	150	38	159	40
9	147	37	153	38



<b>MEDIA</b>	<b>STONEVILLE 453</b>		<b>DELTAPINE 50</b>	
<b>(adultos/hoja)</b>	<b>C = 0.1</b>	<b>C=0.2</b>	<b>C = 0.1</b>	<b>C=0.2</b>
10	145	36	149	37

Cuadro 6. Datos de proporción de hojas infestadas ( P ), promedio de adultos por hoja ( m ) y valores transformados para efectuar el análisis de regresión.

<b>P</b>	<b>m</b>	<b>1-P</b>	<b>ln(1-P)</b>	<b>(-ln(1-P))</b>	<b>ln(-ln(1-P))</b>	<b>ln(m)</b>
0.22	0.42	0.78	-0.25	0.25	-1.39	-0.87
0.47	0.97	0.53	-0.63	0.63	-0.45	-0.03
0.60	4.40	0.40	-0.92	0.92	-0.09	1.48
0.76	8.79	0.24	-1.43	1.43	0.36	2.17
0.16	0.16	0.84	-0.17	0.17	-1.75	-1.83
0.90	3.79	0.10	-2.30	2.30	0.83	1.33
0.50	1.00	0.50	-0.69	0.69	-0.37	0.00

Figura 1. Distribución vertical de adultos de *B. argentifolii* en algodónero.

Figura 2. Regresión entre  $\ln$  (media) y  $\ln$  (varianza) de adultos de la MBHP en algodónero, variedad Deltapine 50, combinando los datos de hojas jóvenes, medianas y maduras, con base en la ley de poder de Taylor.

Figura 3. Relación entre la densidad media y la proporción de hojas infestadas por adultos de la MBHP en algodónero, variedad Deltapine 50, combinando los datos de hojas jóvenes, medianas y maduras.

Figura 4. Regresión entre los valores transformados de proporción de hojas infestadas (  $P$  ) y de la densidad media (  $m$  ).

## CONCLUSIONES

- ⊕ Existe información sobre disposición espacial y en algunos casos de planes de muestreo para mosquitas blancas en varios cultivos, entre los cuales se pueden citar al algodón, melón, chile, tomate, cacahuate y yuca.
- ⊕ Considerando los hábitos polífagos de algunas especies de mosquitas blancas, principalmente *B. tabaci* y *B. argentifolii*, es necesario determinar sus disposiciones espaciales y elaborar esquemas de muestreo para aquellos cultivos de mayor prioridad con el objeto de establecer estudios básicos de su dinámica poblacional, así como desarrollar e implementar programas de manejo integrado.
- ⊕ Existe un procedimiento bien definido a seguir para elaborar un plan de muestreo de la MB

GEMINIVIRUS TRANSMITIDOS POR MOSQUITA BLANCA. José Antonio Garzón Tiznado

En México, las hortalizas —entre otros grupos de cultivos— han manifestado en forma importante los efectos de enfermedades causadas por virus. Para los casos de los cultivos del chile y tomate, los primeros reportes en México corresponden al “Virus jaspeado del tabaco” (TEV) en el cultivo del chile (Rodríguez, 1971). Posteriormente, en 1974, se describió etiológicamente la primera enfermedad viral para tomate causada por el “Virus del enanismo arbustivo del tomate” (TBSV) (Martínez *et al*, 1974). Hasta finales de la década de los 70s e inicio de los 80s, se empiezan a mencionar problemas críticos por el efecto de estos patógenos (Mora, 1977; Martínez, 1985).

En la actualidad los problemas de tipo viral se han agudizado con la presencia de enfermedades que se caracterizan por amarillamiento y enchinamiento de hojas, muchos de estos síntomas se han asociado a la presencia de altas poblaciones de mosquita blanca. La estimación de los daños se calculó en más de 100 millones de dólares en el ciclo 1989-1990, debido a la reducción de rendimientos entre un 40 y 80% en 71,000 ha afectadas en los cultivos de tomate, chile y calabacita.

La escasa información sobre los agentes causantes de este tipo de enfermedades ha complicado el desarrollo de estrategias para su manejo. Por otro lado, para agravar el problema, han surgido especuladores que, aprovechando la falta del conocimiento sobre la etiología de este tipo de enfermedades, y por consiguiente el desconcierto de los productores, han adjudicado a organismos tipo micoplasmas, con la consecuente recomendación errónea de productos para el supuesto control de los mencionados patógenos.

Por lo consiguiente, cada año estas enfermedades se han generalizado en las regiones tropicales del país, sin que se tenga algún registro serio de la eficiencia de esos agroquímicos, a pesar de su uso generalizado por los productores.

**Geminivirus como agentes infecciosos.**

Los geminivirus son un grupo de agentes fitopatógenos de reciente descripción con características singulares. Mientras la mayoría de los virus que infectan plantas contienen ARN (95%) en su genoma, los geminivirus se diferencian por contener moléculas de ADN de cadena sencilla y circular y por tener una partícula de apariencia segmentada (geminada) que le da el nombre de geminivirus (Harrison, 1985). Estos patógenos están considerados como los virus de replicación autónoma más pequeños que se hayan reportado a la fecha (Howarth y Vandemark, 1989; y Davies y Stanley, 1989). Además, existen otros dos grupos de virus que contienen ADN en su genoma: los Caulimovirus, y los recientemente reportados Badnavirus, sin embargo, estos dos grupos están constituidos de un genoma bicatenario (Matthews, 1979 y Lockhart, 1990).

Los geminivirus fueron reconocidos como un grupo específico de virus en 1978 (Matthews, 1979). Sin embargo, ya en el año 752 de nuestra era, se mencionaban en Japón síntomas de amarillamiento de nervaduras en *Eupatorium chinense*, lo cual se puede considerar como el primer reporte sobre una enfermedad causada por este tipo de patógenos (Harrison, 1985). En 1894 se publicó un artículo sobre el "Virus del mosaico africano de la yuca" (VMAY/ACMV) (Storey y Nichols, 1938), el cual fue confirmado como un geminivirus 90 años después (Walter, 1980). Similarmente, a principios de este siglo se consignaron al "Virus estriado del maíz" (MSV) y al "Virus del enchinamiento apical de la remolacha" (BCTV) (Fuller, 1901; Carsner y Sthal, 1924). Ambos virus contienen un solo componente genómico y son transmitidos por cicadelidos. Su caracterización se inició a principios de la década de los 70s y molecularmente hasta mediados de los 80s (Bock *et al*, 1974; Duffus y Gold, 1973; Mullineaux *et al*, 1984; y Stanley *et al*, 1986).

En América existen reportes desde la década de los 40 (Brown y Bird, 1992) sobre la presencia de enfermedades transmitidas por *Bemisia tabaci* que se caracterizan por producir arrugamientos y amarillamientos en el follaje de las plantas. Uno de los agentes causales de estas enfermedades se le conoce actualmente como "Virus mosaico de la euphorbia" (EMV), el cual es el primer geminivirus reportado en este continente (Costa, 1969). Posteriormente, han sido reportados el "Virus del mosaico dorado del tomate" (TGMV) en Brasil (Costa, 1969), el "Virus del mosaico dorado del frijol" (BGMV) en Centro y Sudamérica (Goodman *et al*, 1977), el "Virus del enrollamiento de la hoja de la calabaza" (SqLCV), el "Geminivirus texano del chile" (TPGV) y el "Virus del moteado del tomate" (ToMoV) en el sur de EUA (Cohen *et al*, 1983; Polston *et al*, 1993; Stenger *et al*, 1992).

Más recientemente, se reportó una enfermedad presente en República Dominicana, cuyo agente causal está altamente relacionado con el TYLCV-Israel, ya que presenta un 97% de homología (Polston y Bois, 1994; Nakhla y Maxwell, 1994). Aparentemente, este geminivirus ya se diseminó a la vecina Isla de Jamaica (McGlashan *et al*, 1994). Se considera que este caso es el primer ejemplo de la introducción —con la intervención humana— de un geminivirus a otra región distante.

Finalmente, en gran parte de los países tropicales de América se han descrito enfermedades con síntomas de arrugamientos, amarillamientos, y achaparramientos de planta, sin embargo, no existen estudios concluyentes sobre la identidad de los agentes causales (Green y Kalloo, 1994).

En México, las primeras evidencias sobre la posible presencia de geminivirus se remiten al periodo 1970-1971. En ese tiempo se presentó una epifitía por una enfermedad que ocasionaba enchinamiento en hojas de tomate, en el estado de Sinaloa. En base a observaciones al microscopio electrónico se asoció a esta enfermedad con partículas virales geminadas (Brown y Hine, 1984); posteriormente, el agente

causal fue reportado como un geminivirus con el nombre de "Virus chino del tomate" (CDTV) (Brown y Nelson, 1988).

Otra enfermedad caracterizada por producir achaparramiento y mosaico amarillo en cultivos de chile fue detectada en 1979 en el estado de Puebla. Los daños causados por esta enfermedad fueron estimadas hasta en un 84%. A esta enfermedad se le denominó "Planta atigrada del chile", como alusión a los síntomas característicos de la misma (Garzón y Galindo, 1985). Sin embargo, no se pudo asociar a ningún agente causal.

El SqLCV, es otro de los geminivirus que en 1987 se identificó por serología en el noroeste del país en cultivos de calabacita (*Cucurbita pepo* L.) (Nelson y Brown, 1988). En el año de 1986, Pozo-Campodónico (comunicación personal), consignó a la enfermedad denominada "Rizado amarillo del chile", transmitida por mosquita blanca y que afectó entre un 70 a 80% los rendimientos de chile serrano en el sur de Tamaulipas. Posteriormente, esta enfermedad fue asociada con la presencia de geminivirus (Brown *et al*, 1989 y Garzón *et al*, 1989). A esta enfermedad se le ha denominado indistintamente "Rizado amarillo" o "Atigrado del chile". Otros geminivirus consignados para nuestro país y aislados de cultivos de chile o tomate han sido tentativamente nombrados como virus del enrollamiento de la hoja del tomate de Sinaloa (STLCV) y el virus mosaico dorado del serrano (SGMV) (Brown y Poulos, 1990), ambos aislados en Sinaloa.

De esta misma región, recientemente, Paplomatas *et al*, (1994), consignaron un nuevo geminivirus aislado del cultivo de tomate, para el cual propusieron el nombre de "Virus hoja arrugada del tomate" (TLCrV).

Este nuevo grupo de patógenos se ha caracterizado además, por causar graves daños a la agricultura mundial, así se tiene que en el caso del "Virus mosaico Africano de la yuca" (ACMV), se ha consignado que reduce hasta en un 70% el peso de tubérculos y su incidencia en ciertas áreas de Africa, excede del 80% (Bock, 1982). Se ha mencionado también que la industria azucarera del oeste de Estados Unidos, sufrió una fuerte recesión por el daño que causó el "Virus del enrollamiento apical de la remolacha" (BCTV), el cual fue superado gracias a la introducción de genotipos resistentes (Duffus, 1983).

En Líbano y Jordania, existen reportes de que en las siembras de tomate de otoño, las reducciones de rendimiento por efecto del "Virus enchinamiento amarillo de la hoja del tomate" (TYLCV) fluctúan entre el 50 a 75% (Al-Musa, 1982 y Makkouk y Laterrot, 1983). Daños fuertes también han sido consignados en maíz, por el "Virus estriado del maíz" (MSV) (Rose, 1978).

En el suroeste de Estados Unidos, en los límites con nuestro país, el cultivo de la calabacita, ha sido seriamente afectado por el "Virus del enrollado de la hoja de la calabaza" (SqLCV) (Cohen *et al*, 1983).

En México, durante los años de 1988 a 1990, los daños por virus estimados por el autor fueron de un 80% en el cultivo de chile y de un 40% en el de tomate. Al considerar los síntomas presentes, grado de daño y asociación de éstos patógenos con grandes poblaciones de mosquita blanca, se sugirió que muchas de estas enfermedades eran causadas por geminivirus.

En las áreas afectadas en nuestro país localizadas cerca de las costas del Golfo de México y del Océano Pacífico prevalecen climas tropicales. Esta condición climática fue mencionada por Bock en 1982, como propicia para el desarrollo de enfermedades causadas por geminivirus transmitidos por mosquita blanca.

### **Características generales de los geminivirus.**

Debido al establecimiento de métodos de purificación de este tipo de patógenos, a partir de los años 70, y a la implementación de estrategias moleculares para su caracterización, se ha observado un avance importante en el conocimiento de estos agentes infecciosos. Por ejemplo, a la fecha, se han caracterizado más de 36 geminivirus o variantes de estos (Timmermans *et al*, 1994). Los estudios sobre geminivirus contemplan desde los aspectos propios de la fitopatología clásica como la observación de la partícula al microscopio electrónico, agente transmisor y rango de plantas indicadoras, hasta los moleculares como la secuenciación y caracterización de sus genomas, y estudios sobre la función de genes (Rogers *et al*, 1986; Elmer *et al*, 1988; Davies y Stanley, 1989; Briddon *et al*, 1990; Sunter *et al*, 1990; Hanley *et al*, 1990; Kammann *et al*, 1991; Pascal *et al*, 1993; y Fontes *et al*, 1994).

En base a lo anterior, se puede resumir que los geminivirus son un grupo de virus de plantas de reciente caracterización. El interés por conocer sus características ha sido manifiesto debido al impacto que estos han tenido en la reducción de rendimientos en las regiones tropicales del mundo, y por el potencial empleo como vectores de expresión transitoria de genes foráneos en plantas (Harrison, 1985 y Timmermans *et al*, 1994). Entre los aspectos que han influido en el avance de los estudios moleculares de los geminivirus, se cita el hecho, de que durante el proceso de replicación en el tejido de las plantas infectadas, se producen moléculas bicatenarias de ADN viral (tipo plásmido), que puede ser aisladas directamente de la planta para su clonación (Ikegami *et al*, 1981 y Hamilton *et al*, 1982).

Estos patógenos —al ser observados con microscopio electrónico presentan una partícula viral geminada—, que les da el nombre a este grupo de virus. Esta tiene un tamaño que varía entre los 18 a 20 nm de ancho por 30 a 36 nm de largo, y son los más pequeños hasta ahora descritos. Su estructura tridimensional es de forma casi icosaedral, pues en lugar de contener 12 capsómeros, presentan sólo 11. La proteína de la cápside de los geminivirus tiene un peso molecular (PM) de 27 a 34 Kd, aunque se ha mencionado una subunidad pequeña, cuya función se desconoce, con un PM entre 26 a 27 Kd (Goodman *et al*, 1980).

Su genoma está constituido por ADN de cadena sencilla y circular, con un tamaño entre 2.5 y 2.9 Kb, y pueden infectar tanto monocotiledóneas como dicotiledóneas (Goodman, 1981 y Hamilton *et al*, 1983). Durante el proceso de clonación del ACMV, se confirmó que los geminivirus transmitidos por mosquita blanca generalmente presentan un genoma constituido por dos moléculas de ADN circular de cadena sencilla (A y B). También se determinó que ambas no son exactamente iguales en tamaño (2,779 y 2,724 nucleótidos) y que no presentan homología entre sí, excepto por una región altamente conservada de 200 pb (Stanley y Gay, 1983).

En forma similar, se pudo confirmar que los geminivirus transmitidos por cicadélidos, están constituidos por una sola molécula de ADN. En este caso, no ha sido posible la transmisión mecánica como en ciertos casos de geminivirus que infectan dicotiledóneas. Sin embargo, recientemente se estableció una nueva estrategia de inoculación usando el sistema de infección con *Agrobacterium tumefaciens*. A esta técnica se le denominó inicialmente "agroinfección" (Grimsley *et al*, 1986) y posteriormente, se redefinió más correctamente como "agroinoculación" (Briddon *et al*, 1990). Recientemente, se ha descrito una nueva estrategia de inoculación por aceleración de partículas o Biobalística (Darzón *et al*, 1993).

#### **Agrupación de geminivirus.**

Los geminivirus han sido subdivididos tradicionalmente en base a la correlación entre el síndrome producido, su rango de hospedantes, el tipo de artrópodo vector y su organización genómica. El Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV) reconoce en la actualidad tres subgrupos de geminivirus. Sin embargo, recientemente se han caracterizado molecularmente nuevos geminivirus o variantes de éstos, los cuales no encajan precisamente en esta clasificación, además de que adicionalmente han despertado el interés acerca del aspecto evolutivo de estos, y aún están en espera de ser clasificados. A continuación se presenta la más reciente clasificación:

**Subgrupo I:** Estos geminivirus infectan plantas monocotiledóneas, contienen un genoma monopartita y son transmitidos por diferentes especies de "cicadélidos". Entre sus miembros se incluyen al MSV (Howell, 1984), virus mosaico estriado del chloris (CSMV) (Andersen *et al*, 1988), virus achaparramiento del trigo (WDV) (MacDowell *et al*, 1985), virus estriado del miscanthus (MISV) (Ikegami *et al*, 1989) y el virus estriado de la digitaria (DSV) (Donzon *et al*, 1987).

En dos miembros de este grupo, WDV (Schalk *et al*, 1989) y DSV (Accotto *et al*, 1989; Mullineaux *et al*, 1990), se ha confirmado el procesamiento (Splicing) del mRNA del MLA Cl/C2 para dar lugar a una proteína relacionada con la replicación de estos virus, y es un caso específico que hasta ahora sólo se ha presentado en los virus mencionados de este subgrupo de geminivirus.



**Subgrupo II:** Virus monopartitas que infectan dicotiledóneas, pero que además son transmitidos por cicadélidos. El virus tipo de este subgrupo es el virus del acroenchinamiento del betabel (BCTV). (Duffus, 1993; Stanley *et al*, 1986).

**Subgrupo III:** Tienen un genoma dividido en dos componentes denominados comúnmente ADN-A Y ADN-B. Se ha mencionado que cada componente se encapsida independientemente en la partícula viral, de tal forma que se requerirían al menos dos partículas para lograr la infección (Goodman *et al*, 1980). Este subgrupo de geminivirus infecta plantas dicotiledóneas, y son transmitidos por mosquitas blancas. Entre los geminivirus contemplados en este subgrupo se tienen al ACMV (Stanley, 1983), "Virus mosaico dorado del frijol" (BGMV) (Goodman *et al*, 1980), "Virus mosaico dorado del tomate" (TGMV) (Hamilton *et al*, 1984), "Virus mosaico del abutilón" (ABMV) (Frischmuth *et al*, 1990) y "Virus moteado del tomate" (TMOV) (Abouzid *et al*, 1992).

Una característica importante resulta ser, que entre los componentes ADN A y B de un mismo geminivirus, existe una región intergénica de aproximadamente 200 pb denominada región común, en donde comparten una homología mayor del 95%. Esta región sólo es conservada entre los componentes de un mismo geminivirus, no así entre geminivirus diferentes (Stanley y Gay, 1983).

**Otros geminivirus:** Algunos geminivirus aún no han sido clasificados y se describen brevemente: "Virus del achaparramiento amarillo del tabaco" (ToYDV); Este es un geminivirus de un solo componente genómico, transmitido por cicadélidos e infecta a dicotiledóneas. La estructura genómica de éste, es similar a los del subgrupo I, ya que se han descrito dos regiones intergénicas, cuatro marcos de lectura abierta y un intron (Morris *et al*, 1992).

Otro geminivirus es el "Virus del enchinamiento de la hoja del tomate" (TLCV) (Dry *et al*, 1993), el cual es de un solo componente de ADN en su genoma —pero a diferencia de los anteriores— éste es transmitido por mosquita blanca.

Un cuarto geminivirus es el "Enchinamiento amarillo del tomate" (TYLCV), que también infecta dicotiledóneas y es transmitido por mosquita blanca, pero su genoma puede ser monopartita (Navot *et al*, 1991, Kheyr *et al*, 1992) o puede presentar dos componentes (Rochester *et al*, 1990).

Se ha sugerido clasificar a los virus TLCV y los diferentes TYLCV (Israel, Cerdeña, España, Egipto) dentro de los geminivirus del subgrupo III, debido a su similitud en organización genómica y homologías con los demás miembros de estos grupos.

#### **Análisis genético en geminivirus.**

Hasta la fecha, existen más de 15 geminivirus transmitidos por mosquita blanca cuya secuenciación parcial o total ya ha sido publicada

(Timmermans, *et al*, 1994). Se han mencionado seis potenciales marcos de lectura abierta (MLAs). Estos MLAS, codificarían para proteínas de 10 Kd o más y se distribuyen cuatro en el componente A y dos en el componente B (Davies y Stanley, 1989).

Estos MLA están orientados en ambos sentidos del ADN, lo que sugiere que el intermediario de doble cadena además de ser importante en la replicación del virus, es esencial para su expresión.

Las orientaciones de los MLA en el ADN se han denominado **V**, por ser de la misma polaridad del ADN encapsidado y **C**, por ser de polaridad complementaria. Así, para el componente **A** de un geminivirus bipartita típico se han consignado un marco de lectura en esta orientación (AV1 o CP), mientras que se han detectado 3 MLAs en la orientación complementaria (AC1 o rep, AC2, y AC3). En el componente **B** es posible encontrar un MLA en cada orientación (BV1 y BC1) (Harrison. 1985; Howarth y Vandemark, 1989; Davies y Stanley, 1989). La organización genética de los geminivirus de un solo componente es bastante similar a la organización del componente **A** de geminivirus bipartitas, aún cuando la homología es prácticamente insignificativa (Lazarowitz, 1987 y Davies y Stanley, 1989).

La replicación de los geminivirus, a través de su intermediario de doble cadena, se lleva a cabo en el núcleo de la célula infectada. Debido a que codifican para un número reducido de proteínas y dependen en gran parte de factores del hospedante para mediar los procesos de replicación, transcripción, movimiento en la planta y adquisición por el vector (Fontes *et al*, 1994).

Existen evidencias sobre la función de los genes encontrados en los componentes ADN-A y ADN-B durante el proceso de infección de la planta. Una de estas, menciona que el ADN-A del ACMV puede replicarse independientemente del ADN-B en protoplastos de *Nicotiana plumbaginifolia* (Townsend *et al*, 1986), situación que se repitió para el caso del TGMV (Roger *et al*, 1986). En ambos virus, el ADN-B no mostró replicación independiente del ADN-A. Esto sugirió que las funciones para la replicación del genoma viral se localizan en el componente A y por análisis de los diferentes MLAs de este componente, se ha mencionado que el MLA AC1 es esencial para la síntesis del ADN viral (Elmer *et al*, 1988), aunque por si solo no es determinante en la patogénesis del virus (Hanley *et al*, 1990).

En estos reportes en donde se empleó la "agroinoculación" de los virus TGMV Y ACMV, sólo se logró la detección de replicación de los componentes A y B, cuando se inocularon construcciones diméricas de ambos componentes (Ax2 y Bx2). Cuando se agroinocularon en forma independiente, sólo se pudo detectar el componente Ax2 (Roger *et al*, 1986). Sin embargo, Morris *et al*, en 1991 reportaron la infección del ACMV con el empleo indistinto de monómeros o dímeros de ambos componentes virales.

Posteriormente, se ha confirmado que el sitio de corte en los componentes clonados puede afectar a genes importantes para su replicación, lo que imposibilita el ciclo infectivo de éstos, aunque por otro lado, eventualmente los sitios de clonación pueden haberse realizado en secuencias que no afecten a estos genes, en cuyo caso la infección se presenta aún con monómeros.

Se ha reportado que la proteína asociada a la replicación (ACI, rep), puede tener funciones de topoisomerasa, helicasa o actividad de ligasa en el mecanismo de replicación propuesto vía círculo rodante (Koonin e Ilyna, 1992). Otros reportes sobre la función de esta proteína (ACI) señalan que en el caso del TGMV, esta se une específicamente a un sitio localizado en la región 5 de la estructura tipo horquilla de la región común, la cual está considerada como el putativo origen de la cadena viral (Fontes *et al*, 1992).

Este sitio de unión específica, así como la región que la franquea no es conservado entre geminivirus, aunque sí, entre los componentes de un mismo virus. Lo anterior, explica porqué las proteínas asociadas a replicación de los geminivirus relacionados no son intercambiables (Lazarowitz *et al*, 1992).

Estudios recientes realizados con los virus TGMV y BGMV, sugirieron que los orígenes de la replicación de geminivirus están regulados al menos por tres aspectos:

- ⊕ Una putativa estructura tipo horquilla requerida para replicación, pero sin contribuir en el reconocimiento específico del origen.
- ⊕ Un sitio de unión de elevada afinidad específica hacia la proteína ACI, y
- ⊕ Al menos otro elemento adicional que contribuye al reconocimiento específico del origen por un factor trans-activador del virus (Fontes *et al*, 1994).

El gen que codifica para la proteína de la cápside (CP) está orientado en el sentido (+) ó **V** y potencialmente produciría una proteína entre 26 a 32 Kd (Harrison, 1985). Esta secuencia se identificó en el año de 1983 en el ACMV (Stanley y Gay, 1983), y fue confirmada posteriormente en 1985, al aislarse un mRNA de 1.0 Kb (Townsend *et al*, 1985). La CP además, está considerada como la proteína viral más abundante en las plantas infectadas por geminivirus.

La CP, en el caso de geminivirus bipartitas, no es esencial para replicación, movimiento en la planta o desarrollo de síntomas, aunque sí puede haber un decaimiento o atenuación de éstos (Gardiner *et al*, 1988). Esta proteína cubre al ADN durante la transmisión por el vector, además de que se ha confirmado que en ésta se encuentra la especificidad por el artrópodo vector (Briddon *et al*, 1990, Azzam *et al*, 1994).

Los otros dos MLA del componente ADN-A, están relacionados en la regulación de la expresión de los genes CP y el BR1 como un activador

de la transcripción en el caso del AL2 (Haley *et al*, 1992, Sunter y Bisaro, 1990) y el MLA AL3 ha sido involucrado en el proceso de la replicación del virus aunque aun no es clara su función (Moriis *et al*, 1991, Stanley *et al*, 1990).

En lo que respecta a la función del ADN-B en el proceso de infección del virus sobre la planta, se ha mencionado que ambos marcos de lectura contenidos en esta molécula, BC1 y BV1, son indispensables para el transporte a grandes distancias y de célula a célula dentro de la planta sin ser requeridos para la replicación o encapsidación del virus (Brought *et al*, 1988).

Pascal *et al*, en 1993, señalaron que el producto del gen BCI del SqLCV, se localizó en la fracción de la pared celular y membrana plasmática de plantas transgénicas de *Nicotiana benthamiana* y que BVI, se detectó en la fracción correspondiente a la membrana microsomal. Ellos mencionaron además que la expresión de BL1 en plantas trasgénicas fue suficiente para producir síntomas de la enfermedad viral en ausencia del virus o de BV1. La expresión de BV1, por otro lado, no causó síntomas sugiriendo que ambos genes realizan funciones diferentes e independientes, en el movimiento del virus en la planta.

Posteriormente, en 1994, Pascal *et al*, basados en las propiedades bioquímicas y localización celular de ambos genes sugirieron un modelo para el movimiento del SqLCV en la planta, en donde proponen que BR1 está involucrado en el transporte del genoma en y/o fuera del núcleo y BL1 facilita el movimiento del virus de célula a célula.

La característica de ciertos geminivirus que infectan dicotiledóneas, de mantener activo el proceso de infección aún con el gen de la CP deletado, ha permitido estudiar la capacidad de estos patógenos como vectores de expresión transitoria de genes extraños en plantas. Así, la sustitución de la CP del ACMV por el gen CAT (Cloramfenicol acetil transferasa), permitió la expresión de este gen reportero en plantas, obteniéndose cantidades tres veces mayores a las obtenidas con el virus mosaico del tabaco (Ward *et al*, 1988).

Ensayos similares al anterior, fueron descritos para el TGMV en donde se empleó una construcción que tenía repetido el MLA AC1, indispensable para replicación. En este caso, la región correspondiente a la CP fue sustituida por el gen NPTII (Neomicina fosfotransferasa). Con esta construcción se inocularon plantas de tabaco transformadas con una inserción que contenía un dímero del ADN-B. En 18 de 20 plantas se detectaron los síntomas correspondientes al ACMV.

Además se detectó la resistencia al antibiótico, lo cual evidenció su expresión y por hibridación tipo Southern se detectó al gen correspondientes a AC1 y el componente ADN-B, lo cual no fue posible cuando se emplearon monómeros o la construcción carecía de AC1. Esta situación evidenció el potencial uso de los geminivirus como vectores de expresión de genes en plantas (Roger *et al*, 1986).

**Resistencia no convencional a geminivirus.**

La resistencia genética a geminivirus hasta la fecha no ha sido tan exitosa en especies hortícolas en comparación con la detectada para virus de ARN. En Israel se ha reportado resistencia al TYLCV en especies silvestres de tomate. Otro genotipo silvestre donde se detectó resistencia (*Lycopersicon chilense*), actualmente es una de las escasas fuentes de resistencia que se está empleando en los diferentes programas de mejoramiento genético en tomate a nivel mundial (Green y Kalloo, 1994). Sin embargo, se ignora su comportamiento con respecto a los demás virus presentes en América.

En el caso del cultivo de chile, también se han reportado líneas con una resistencia aceptable, sin embargo, las características agronómicas de los genotipos difieren mucho de las aceptados en los mercados de consumo (Green y Kalloo, 1994). En México, Pozo Campodónico, 1992, ha evaluado más de 2000 colectas de chile del Banco de Germoplasma del INIFAP, en el cual se encuentra concentrada gran parte de la variabilidad mundial de esta especie (*Capsicum* spp.) y en ningún caso ha detectado una resistencia completa a los geminivirus que afectan a este cultivo en la región Sur de Tamaulipas.

Algunas de estas colectas muestran, sin embargo, características de tolerancia que las hacen candidatas interesantes a futuro. En función de lo anterior, se considera importante el empleo de estrategias moleculares como un complemento a la solución de problemas de orden fitopatológico, en las áreas donde las estrategias tradicionales tienen sus limitaciones.

La mayoría de los trabajos de investigación tendientes a formar genotipos resistentes a virus por ingeniería genética se han realizado en virus de ARN (Hemenway *et al*, 1990). Las estrategias propuestas para lograr resistencia mediada por genes o secuencias vírales, se pueden resumir de la manera siguiente:

- ⊕ El empleo de ARN satélites para interferir en el proceso de replicación del virus;
- ⊕ La expresión de la CP en plantas transgénicas para conferir resistencia a virus relacionados;
- ⊕ Una modificación de la anterior se basa en la expresión de secuencias no traducibles por la introducción de codones de terminación enseguida del de iniciación (Smith *et al*, 1994). Esta ha demostrado ser la estrategia que mayor resistencia provee a las plantas contra virus de ARN, aunque es muy específica, y
- ⊕ Una estrategia que emplea secuencias en antisentido de genes asociados con la replicación, la cual para estos virus no ha sido exitosa, ya que el ciclo biológico de estos se lleva a cabo en el citoplasma de la célula vegetal.

En el caso de formación de genotipos con resistencia a geminivirus a través de ingeniería genética, se han empleado estrategias similares a las consignadas para virus de ARN (Timmermans *et al*, 1994). Sin

embargo, el método de protección cruzada natural con el uso de variantes benignas no ha sido detectada (Harrison, 1985).

Dentro de las que han despertado cierto interés se tienen al empleo de secuencias subgenómicas y de genes asociados a la replicación insertados en antisentido. En plantas infectadas con el ACMV se detectaron secuencias de ADN subgenómico (Frischmuth y Stanley, 1991), que por analogía con los virus de ARN, se han considerado del tipo denominado como DI (Defective Interfering: secuencias defectuosas que interfieren) o virus satélites.

Ambas estructuras pueden afectar la replicación de virus de ARN y en el caso de geminivirus se ha demostrado que estas interfieren con la replicación de ambos componentes. Stanley *et al*, (1990), señalaron que plantas de *Nicotiana benthamiana* transformadas con una copia de ADN subgenómico en el cual ambos genes del componente ADN-B estaban interrumpidos, al ser infectadas con un aislamiento del ACMV, presentaron una reducción en los niveles de replicación de los componentes A (20%) y B (70%), y que en una proporción similar a la reducción, se incrementó la síntesis de ADN subgenómico.

Las plantas resistentes presentaron una reducción de síntomas y niveles bajos de ADN viral. Este tipo de secuencias de ADN's subgenómicos, han sido asociadas con otros geminivirus (Frischmuth y Stanley, 1991, MacDonald *et al*, 1988, Stenger *et al*, 1992), por lo que se ha considerado como una estrategia viable para buscar resistencia a varios geminivirus.

Finalmente, una tercera estrategia que junto con la anterior se ha mencionado como otra buena alternativa, se refiere al empleo del gen asociado a la replicación (ACI) en antisentido, con el cual se ha obtenido una buena protección en plantas transgénicas de tabaco contra el TGMV. En las plantas transformadas con AC1 en antisentido, fue detectado por hibridación tipo Northern el transcrito correspondiente al tamaño predicho, al igual que en las plantas transformadas con AC1 sentido. Estas últimas presentaron síntomas similares a los controles infectados con el virus, mientras que en las plantas ACI-antisentido, apenas se observaron síntomas y la supresión de la replicación del ADN viral fue casi total (Day *et al*, 1991).

Adicionalmente, se ha mencionado que en estas plantas también se observó una reducción en la replicación y presencia de síntomas del BCTV. Este geminivirus comparte una homología nucleotídica de un 63% con el AC1 del TGMV. Sin embargo, cuando estas plantas fueron inoculadas con el ACMV, con quien comparte también una homología del 64%, no se detectó alguna reducción en la replicación del mismo. Lo anterior, fue explicado en base a la distribución de la homología entre los virus, ya que en el caso del TGMV:BCTV la homología se presentó en forma más compacta (en una región), mientras que en el caso del TGMV:ACMV, aunque en un porcentaje similar, ésta se distribuyó a lo largo del gen.



**LITERATURA CITADA.**

- Abouzid A. M., Polston J. E., Hiebert E. 1992. **The nucleotide sequence of tomato mottle virus, a new geminivirus isolated from tomatoes in Florida.** J. Gen. Virol. 73:3225-3229.
- Accotto G.P., Donzon J., Mulliicaux P. M. 1989. **Mapping of *Digitaria* streak virus transcripts reveals different RNA species from the same transcription unit.** EMBO J. 8:1033-1039.
- Al-Musa 1982. **Incidence, economic importance and control of Tomato yellow leaf curl in Jordan.** Plant Disease. 66:561-563.
- Andersen M. T., Richardson K.A., Harbison S., Morris B.A.M. 1988. **Nucleotide sequence of the geminivirus *Chloris striate* mosaic virus.** Virology 164:443-449.
- Azzam, O., Frazcer, J., De la Rosa, D., Beaver, J. S., Ahlquist, P., and Naxwell, D. P. 1994. **Whitefly transmission and efficient ssDNA accumulation of Bean golden mosaic geminivirus require functional crop protein.** Virology. 204:289-296
- Bock, K. R. 1974. **Maize streak virus.** Commonw. Micol. Inst./Assoc. Biol. Descriptions of Plant Viruses. No. 133.4pp.
- Bock, K. R. 1982. **Geminivirus diseases.** In: tropical crops. Plant Dis. 66:266-270.
- Briddon, R. W., Pinner, M. S., Stanley, J., and Markham, P. G. 1990. **Geminivirus coat protein gene replacement alters insect specificity.** Virology. 177:85-94.
- Brough, C. L., Hayes, R. J., Morgan, A. J., Coutts, R. H. A. & and Buck, K. W. 1988. **Effects of mutagenesis in vitro on the ability of cloned tomato golden mosaic virus DNA to infect *Nicotiana Benthamiana* plants.** J. Gen. Virol. 69:503
- Brown, J. K., and Bird, J. 1992. **Whitefly-transmitted geminivirus and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin.** Plant Dis. 76:220-225.
- Brown, J. K., and Nelson, M. R. 1988. **Transmission, host range, and virus-vector relationships of Chino del tomate virus, a whitefly-transmitted geminivirus from Sinaloa, México.** Phitopathology. 72:866-869.
- Brown, J. K., and Poulos, B. T. 1990. **Serrano golden mosaic virus: a newly identified whitefly-transmitted geminivirus of pepper and tomato in US and Mexico.** Plant Dis. 74:720.
- Brown, J. K., and Hine, R. B. 1984. **Geminare particles associated with the leaf curl chino diseases of tomatoes in coastal areas of western México.** Phitopathology. 74:844
- Brown, J. K., Pozo C., O., and Nelson, M. R., 1989. **A whitefly-transmitted geminivirus from peppers with tigre disease.** Plant Dis, 73:610.
- Carsnel, E., and Sthal, C. F. 1924. **Studies of curly top disease of sugar beet.** J. Agric. Res. 28:297-320.
- Cohen, S., Duffus, J. E., Larsen, R. C., Liu, H. and. Flock, R. A. 1983. **Purification, serology and vector relationships of Squash leaf curl virus, a whitefly-transmitted geminivirus.** Phitopathology. 73:1669-1673.



- Costa, A. S. And Carvalho, A. M. B. 1969. **Estudios sobre o topo amarelo do tomateiro.** Arquivos do Instituto Biologico. 28:71-83.
- Davies, S. W. and Stanley, J. 1989. **Geminivirus gene and vectors.** Reviews. 1989. 5(3):77-81.
- Day et al. 1991. citados por Bejarano, E.R. and C.P. Lichtentein. Prospect for engineering virus resistance in plants with antisense RNA. TIBTECH 10:383-388.
- Donzoni J., Accotto G.P., Boulton M.I., Mullineaux P. M., Davies J.W. 1987. **The nucleotid sequenc....e of a geminivirus from *Digitaria sanguinalis*.** Virology. 161;160.-169.
- Dry I.B., Rigden J.D., Krake R.L., Mullineaux P.M., Rezaian M.A. 1993. **Nucleotide sequence and genome organization of tomato leaf curl geminivirus.** J. Gen Virol. 74:147-151
- Duffus, J.E. 1983. **Epidemiology and control of curly top diseases of sugar beet and other crops.** In: Plant Virus Epidemiology. Ed. Plum, R.T. and Tresh, J.M. Oxford Blackwell. 377p.
- Duffus, J.E., and Gold, A.H. 1973. **Infectivity neutralization used in serology test with parcially purified Beet curly top virus.** Phytopathology. 63:1107-1110.
- Elmer, J.E., Brand, L., Sunter, G., Gardiner, W.E., Bisaro, D.M., and Rogers, S.G. 1988. **Genetic analysis of the tomato golden mosaic virus II. The product of the ALI coding sequence is required for replication.** Nucleic Acids Res. 16:7043-7060.
- Fontes E.P.B., Gladfelter, H. J., Schaffer, R. L. Petty, I.T.D, and Hanley-Bowdoin L., 1994. **Geminivirus replication origins have a modular organization.** Plant Cell. 6:405-416.
- Fontes, E.P.B., Luckow V.A., and Hanley-Bowdoin L., 1994. **A geminivirus replication protein is a sequence-specific DNA binding protein.** Plant Cell. 4:597-608.
- Frischmuth T., Stanley J. 1991. **African cassava mosaic virus DI DNA interferes with the replication of both genomic components.** Virology. 183:539-544.
- Frischmuth T., Zimmat G., Jeske H., 1990. **The nucleotid sequence of abutilon mosaic virus reveals prokaryotic as well as eukaryotic features.** Virology. 178:461-468.
- Fuller, C. 1901. **Mealie variegation.** First report of Government entomologist, Natal. 1899-1900. pp 17-19.
- Gardiner, W.E., G. Sunter, L. Brand, J.S. Elmer, S.G. Roger, and D.M. Blsaro. 1988. **Genetic analisis of Tomato Golden Mosaic Virus, the coat protein is not required for sistemic spread or syptom development.** The EMBO Journal 7(4):894-904.
- Garzón-Tiznado, J.A. y Galindo A., J. 1985. **La "planta atigrada" del chile (*Capsicutii annutitit*) en la región de Valsequillo, Puebla.** Rev. Mex. Fitopatol. 3(1):10-13.
- Garzón-Tiznado, J.A., Rivera-Bustamante, R., Herrera-Estrella, L., Delgadillo-Sánchez, F. and Pozo-Campodónico, O. 1989. **Estudio preliminar sobre el "Rizado Amarillo" del chile (*Capsicum annum L.*) en el sur de Tamaulipas: un geminivirus.** Soc. Mex. de Fitopatología. XII Cong. Nal. de la Soc. Mex. de Fitopatol. Montecillo, Edo de Mex. Pag: 16.

- Garzón-Tiznado, J.A., Y. Torres-Pacheco, J.T. Ascencio Ibañez, L. Herrera Estrella, and R. Rivera-Bustamante. 1993. **Inoculation of new geminivirus by biolistic procedure.** *Phytopathology* 83:514-521.
- Goodman, R. M. 1981. **Geminivirus.** *J. Gen. Virol.* 54: 9-17.
- Goodman, R.M., and Bird, J. 1977. *Commonw. Micol. Inst./Assoc. Appl. Biol. Descriptions of Plant Viruses.* No. 192. 4pp.
- Goodman, R.M., Shock T.L., Haber S., Browning K.S., Bowers G.R. 1980. **The composition of bean golden mosaic virus and its single-stranded DNA genome.** *Virology* 106:168-172.
- Green, R. K., and Kallo, G. 1994. **Leaf curl and yellowing viruses of pepper and tomato: an overview.** *Asian Vegetable Research and Development Center. Technical Bulletin No. 21.* 5lp.
- Grimsley, N., Hohn, B., Hohn, T. and Walden, R. 1986. **"Agroinfection" an alternativa route for viral infection of plants by using Ti plasmid.** *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 83: 3282-3286.
- Haley A., Zhan X., Richardson K., Head K., Morris B. 1992. **Regulation of the activities of African cassava mosaic virus promoters by the AC1, AC2, and AC3 gene products.** *Virology* 188:905-909.
- Hamilton W.D.O., Stein V.E., Coutts R.H.A., and Buck K.W. 1984. **Complete nucleotide sequence of the infectious cloned DNA component of tomato golden mosaic virus:potential coding regions and regulatory sequences.** *EMBO J.* 3:2197-2205.
- Hamilton, W.D.O., Bisaro, D.M. and Buck, K.W. 1982. **Identification of novel DNA forms in tomato golden mosaic virus infected tissue. Evidence for a two component viral genome.** *Nucleic Acids Res.* 10(16): 4901-4912.
- Hamilton, W.D.O., Bisaro, D.M., Coutts, R.H.A., and Buck, K.W. 1983. **Demostration of the bipartite nature of the genome of a single-stranded DNA plant virus by infection with the cloned DNA components.** *Nucl. Acids Res.* 11:7387-7396.
- Hanley-Bowdoin, L., Elmer, J.S. and Rogers, S.G. 1990. **Expression of functional replication 446-protein from tomato golden mosaic virus in transgenic plants.** *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 87: 11450.
- Harrison, B.D. 1985. **Advances in geminivirus research.** *Ann. Rev. Phytopathol.* 23:55-82.
- Hemenway C., Haley L., Kaniewski W. K., Lawson E. C., O'Connell K. M. 1990. **Genetically engineered resistance: Transgenic plant.** *In: Plant viruses: Pathology*, ed. CL Mandahar, 2:347-363. Boca Raton, FL: CRC Press. 371 pp.
- Howarth, A.J., and Vandemark, G.J. 1989. **Phylogeny of geminivirus.** *J. Gen. Virol.* 70:2717-2727.
- Howell S.H. 1984. **Physical structure and generic organization of the genome of maize streak virus (Kenyan isolated).** *Nucleic Acids Res.* 12:7359-7375.
- Ikemani, M. Haber, S. And Goodman, R. M. 1981. **Isolation and characterization of virus-specific double-stranded DNA from tissues infected by bean golden mosaic virus.** *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 78:4102-4106.

- Ikemani, M., Yasaki, K., M.C. and Mizuta, H. 1989. **Molecular cloning and physical mapping of the DNA of Miscanthus streak geminivirus.** Intervirology. 30:340-345.
- Kammann, M., Schalk, H.J., Matzeit, V., Schaefer, S., Schell, and Gronenborn, B. 1991. **DNA replication of wheat dwarf virus, a geminivirus, requires two cis-acting signals.** Virology. 184(2):786-790.
- Kheyr-pour A., Bendahmane M., Matzeit V., Accotto G.P., Crespi S., Gronenborn B. 1992. **Tomato Yellow leaf curl virus from Sardinia is a Whitefly-transmitted monopartite geminivirus.** Nucleic Acids Res. 19:6763-6769.
- Koonin E.V., Ilyna T.V. 1992. **Geminivirus replication proteins are related to procaryotic plasmid rolling circle DNA replication initiator proteins.** J. Gen. Virol. 73:2763-2766.
- Lazarowitz S.G. 1987. **The molecular characterization of geminiviruses.** Plant Mol. Biol. Rep. 4: 177-192.
- Lazarowitz S.G. 1992. **Geminivirus: genome structure and gene function.** Crit. Rev. Plant Sci. 11:327-349.
- Lockhart, B. E. 1990. **Evidence for a double-stranded circular DNA genome in a second group of plant viruses.** Phytopathology. 80:127-131.
- Mac Dowell, S. W., Mac Donald H., Hamilton, W.D.O., Coutts R.H.A., Buck K.W. 1985. **The nucleotide sequence of cloned wheat dwarf virus DNA.** EMBO J. 4:2173-2180.
- MacDonald H., Coutts R.H.A., Buck K.W. 1988. **Characterization of a subgenomic DNA isolated from *Triticum aestivum* plants infected with wheat dwarf virus.** J. Gen. Virol. 69:1339-1344.
- Makkouk, K. M., Latterot, H. 1983. **Epidemiology and control of tomato yellow leaf curl virus.** In: Plant Virus Epidemiology, ed. Plumb R.T. and Tresh, J.M. Oxford: Blackwell. 377p.
- Martínez S., J.P. 1985. **Factores causantes de la variación de síndromes virales en Chile serrano y su importancia en diagnóstico.** Tesis M.C. Colegio de Postgraduados, Chapingo, Mex. 73P.
- Martínez, A.J., Galindo, A.J. y Rodríguez, M. R. 1974. **Estudio sobre la enfermedad del "pinto del jitomate" —*Lycopersicon esculentum*— en Actopan Hidalgo.** Agrociencia, CP., Chapingo, Mex. 18:71-78.
- Matthews, R.E.F. 1979. **Classification and nomenclature of virus.** Intervirology. 12:129-296.
- McGlashan, D., Polstoni, J. E., and Bois, D. 1994. **Tomato yellow leaf curl geminivirus in Jamaica.** Plant Dis. 78:1219.
- Mora, P. C. 1977. **Estudio sobre la virosis del Chile serrano (*Capsicum annum* L.) como base para estructurar un programa de obtención de variedades resistentes.** Tesis M.C. CP. Chapingo, Méx.
- Morris B.A.M., Richardosn K., Eddy P., Zhan X., Haley A., Gardner R. 1991. **Mutagenesis of the AC3 open reading frame of african mosaic virus DNAA reduces DNAB replication and ameliorates disease symptoms.** J. Gen. Virol. 72:1205-1213.

- Morris B.A.M., Richardosn K., Eddy P., Zhan X., Haley A., Thomas J.E. 1992. **The nucleotide sequence of the infectious cloned DNA component of tobacco yellow dwarf virus reveals features of geminiviruses infecting monocotyledonous plants.** *Virology* 187:633-642.
- Mullineaux, P.M., Donson, J., Morris-Krsinich, Bourton, B.A.M. and Davies, J.M. 1984. **The nucleotid sequence of Maize streak virus DNA.** *EMBO*. 3:3063-3068.
- Mullineaux, P.M., Guerinneau F., Accotto G.P. 1990. **Processing of complementary sense RNA's of Digitaria streak virus in its host and in transgenic tobacco.** *Nucleic Acids Res.* 18:7259-7265.
- Nakla, M.K., and Maxwell, D.P. 1994. **Widespread occurrence of the eastern Mediterranean strain of tomato yellow leaf curl geminivirus in tomatoes in the Dominican Republic.** *Plant Dis.* 78:926.
- Navot N., Pichersky E., Zeidan M., Zamir D., Czosnek H. 1991. **Tomato yellow leaf curl virus: a whitefly-transmitted geminivirus with a single genomic component.** *Virology.* 185:151-161
- Paplomatas, E.J., V.P. Patel, Y.M. Hou, A.O. Noueir, and R.L. Gilbertson. 1994. **Molecular characterization of a new sap-transmissible bipartite genome geminivirus infecting tomatoes in Mexico.** *Phytopathology* 84:1215-1224.
- Pascal E., Goodlove, P.V., Wu, L.C. and Lazarowitz, S.G. 1993. **Transgenic tobacco plants expressing the geminivirus BL1 protein exhibit symptoms of viral disease.** *Plant Cell.* 5:795-807.
- Pascal E., Sanderfoot, A.A., Ward, B.M. Medville, R., Turgeon R., and Lazarowitz, S.G. 1994. **The geminivirus BR1 movement proteins binds single-stranded DNA and localizes to the cell nucleus.** *Plant Cell.* 6:995-1006.
- Polston J.E., and Bois, D. 1994. **First report of a tomato yellow leaf curl-like geminivirus in the western hemisphere.** *Plant Dis.* 78:831.
- Polston J.E., Hiebert, E., McGovern, R.J. Stanley, P.A., and Schuster, D.J. 1993. **Host range of tomtom mottle virus, a new geminivirus infecting tomatoes in Florida.** *Plant Dis.* 77:1181-1184.
- Pozo Campodónico, O. 1986. Comunicación personal.
- Pozo Campodónico, O. 1992. Comunicación personal.
- Rochester D.E., Kosiratana W., and Beachy R.N. 1990. **Systemic movement and symptom production following agroinoculation with a single DNA of tomato yellow leaf curl geminivirus (Thailand).** *Virology.* 178:520-526.
- Rodríguez M.R. 1971. **Estudio preliminar sobre el mosaico del chile en la Región del Bajío.** Tesis CP. Chapingo, Méx. 51p.
- Rogers S.G., Bisaro, D.M., Horsch, R.B., Fraley, R.T., Hoffmann, N.L., Brand, L., Elmer, J.S. and Llooyd, A.M. 1986. **Tomato golden mosaic virus: a component DNA replicates autonomously in transgenic plants.** *Cell.* 45:593-600.
- Rose, D.J.W. 1978. **Epidemiology of maiza streak disease.** *Ann. Rev. Entomol.* 23:259-282.
- Schalk, H.J., Matzeit V., Schiller B., Schell J., and Gronenborn, B. 1989. **Wheat dwarf virus; a geminivirus of graminaceous plants needs splicing for replication.** *EMBO. J.* 8:359-364.

- Smith, H.A., Swaney, S.L., Parks, T.D., Wernsman, E.A., and Dougherty, W.G. 1994. **Transgenic plant virus resistance mediated by untranslatable sense RNAs: Expression, regulations, and fate of nonessential RNAs.** *The Plant Cell.* 6:1441-1453.
- Stanley J., and Gay M.R. 1983. **Nucleotid sequence of cassava latent virus DNA.** *Nature* 301:260-262.
- Stanley J., Frischmuth T., Ellwood S. 1990. **Defective viral DNA ameliorates symptoms of geminivirus infection in transgenic plants.** *Proc. Natl. Acad. Sci. USA.* 87:6291-6295.
- Stanley J., Markham, P.G., Callis, R.J., and Pinner, M.S. 1986. **The nucleotid sequence of an infectious clone of the geminivirus Beet curly top virus.** *EMBO J.* 5:1761-1767.
- Stenger D.C., Stevenson M.C., Hormuzdi S.G., Bisaro D.M. 1992. **A number of subgenomic DNAs are producing following agroinoculation of plants with beet curly top virus.** *J. Gen. Virol.* 73:237-242.
- Storey, H.H., and Nichols, R.F.W. 1938. **Studies of the mosaic disease cassava.** *Ann. Appl. Biol.* 25:790-806.
- Sunter, G., Hartitz, M.O., Hormuzdi, S.G., Brough, C.L. and Bisaro, D.M. 1990. **Genetic analysis of tomato golden mosaic virus: ORF AL2 is required for coat protein accumulation while ORF AL3 is necessary for efficient DNA replication.** *Virology.* 179:69-77.
- Timmermans, M.C.P., Das, O.P., and Messnig, J. 1994. **Geminiviruses and their uses as extrachromosomal replicons.** *Annu. Rev. Plant Physiol.* 45:79-112.
- Townsend R., Stanley J., Curson S. J., Short M. N. 1985. **Major polyadenylated transcripts of cassava latent virus and location of the gene encoding coat protein.** *EMBO J.* 4:33-37.
- Townsend, R., Watts, J. and Stanley, J. 1986. **Synthesis of viral DNA forms in *Nicotiana plumbaginifolia* protoplasts inoculated with cassava latent virus (CLV); evidence for the independent replication of one component of the CLV genome.** *Nucleic Acids Res.* 14(3):1253-1265.
- Walter, B. 1980. **Isolation and purification of a virus transmitted from i-mosaic disease cassava in the Ivory Coast.** *Plant Dis.* 64:1040-1042.
- Ward, A., Etesami, P. and Stanley, J. 1988. **Expression of a bacterial gene in plants mediated by infectious geminivirus DNA.** *EMBO J.* 7(6):1583-1587.

CONTROL QUIMICO DE LA MOSQUITA BLANCA. José Luis Martínez Carrillo.

La mosquita blanca de la hoja plateada (MBHP) *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring, ha sido un problema serio de diversos cultivos en el noroeste de México, desde 1991. Entre los cultivos más afectados se encuentran algodónero, diversas hortalizas, principalmente cucurbitáceas, así como ajonjolí y soya, cultivos que representaron una buena opción para los productores, pero que han desaparecido prácticamente de los sistemas de producción del noroeste. Actualmente esta plaga esta reportada en 16 estados de la República Mexicana (Montealegre, 1996) causando daños de variable magnitud dependiendo de las poblaciones y época del año en que se presentan.

El control químico no ha sido una solución a la problemática ocasionada por esta plaga, a pesar de que ha ayudado a reducirla cuando se aplica en combinación con otras estrategias de manejo como fechas de siembra oportuna, rotaciones con gramíneas, variedades tolerantes, control biológico etcétera (Martínez. 1994)

La aplicación de insecticidas contra esta plaga no ha reducido la población en forma apropiada principalmente debido al habito del insecto de alimentarse tanto en estado adulto como los inmaduros en el envés de las hojas, con lo cual evita el contacto con los insecticidas. También debido a sus altas poblaciones y gran movilidad se requiere de aplicaciones constantes para poder tener impacto en la pendiente de crecimiento de esta plaga.

La aplicación constante de insecticidas selecciona poblaciones de insectos resistentes con lo cual se elimina una de las herramientas que se pudieran utilizar para el control de la mosquita blanca. Además se ha observado que esta plaga tiene la habilidad de rápidamente desarrollar resistencia a los

productos utilizados para su control solos o en mezcla (Dittrich *et al.* 1989, Cahill *et al.* 1995). Esto se ha observado ya como un problema en diferentes partes del mundo donde esta plaga esta presente.

Es por ello necesario establecer estrategias de uso de insecticidas a nivel regional para aprovechar esta herramienta dentro de un manejo integrado de plagas (Dennehy *et al.* 1996).

#### INSECTICIDAS UTILIZADOS PARA EL CONTROL DE MOSQUITA BLANCA.

Existe una buena cantidad de insecticidas organofosforados, carbamatos y piretroides que han sido evaluados para el control de mosquita blanca tanto en condiciones de laboratorio como de campo. Una gran parte de ellos han mostrado un control satisfactorio de adultos e inmaduros de mosquita blanca en condiciones de laboratorio y aproximadamente 30 de estos productos también han resultado efectivos contra ambos estados de la plaga cuando se han realizado los experimentos bajo condiciones controladas. Sin embargo, a nivel comercial se han tenido problemas para el control de este insecto especialmente cuando se tienen altas densidades de población. Horowitz (1995) ha hecho una revisión de la literatura de la última década sobre el control químico de mosquita blanca y presenta una relación de 25 insecticidas convencionales evaluados bajo condiciones de laboratorio y 30 bajo condiciones de campo considerados dentro de los grupos químicos organoclorados, organofosforados, carbamatos y piretroides los cuales han dado un control satisfactorio de la plaga. Dentro de los más efectivos señala a endosulfan, triazofos y bifentrina.

En México los insecticidas más utilizados contra mosquita blanca son: endosulfan, metamidofos, acefate, triazofos, oxamyl, metomil, bifentrina, cyflutrina, fenpropatrin, y amitraz. Estos productos normalmente se utilizan en mezcla entre ellos, siendo las mezclas más comunes en algodónero, fenpropatrin más acefate, y fenpropatrin más triazofos.

#### NUEVAS ALTERNATIVAS PARA EL CONTROL DE MOSQUITA BLANCA

A partir de que la mosquita blanca se transformó en una plaga de gran importancia a nivel mundial, se han desarrollado un serie de investigaciones tendientes a buscar estrategias para el manejo integrado de esta plaga. Dentro del área de control químico se han descubierto productos que tienen un modo de acción diferente a los tradicionalmente utilizados, es por ello que se les señala como productos no-convencionales, los cuales han mostrado ser efectivos para el control de mosquita blanca, algunos son específicos para estados inmaduros y otros para estados adultos e inmaduros.

A continuación se indicaran las características de estos productos:

Buprofezin (APPLAUD). Este insecticida pertenece al grupo de los reguladores de crecimiento, es un inhibidor de la síntesis de la quitina de los insectos, afectando la formación normal de la misma. Este producto

tiene una gran persistencia actuando durante un período de aproximadamente diez días a través de su fase de vapor por lo cual afecta a los estados inmaduros que se desarrollan en el envés de las hojas. Considerando lo anterior es de esperarse que las poblaciones de mosquita blanca no se reduzcan rápidamente como en el caso de los insecticidas convencionales, sino que es necesario esperar mayor tiempo (10 a 15 días) para ver el impacto de la aplicación. Este producto también afecta la formación de progenie en los adultos tratados, por lo que nuevamente se enfatiza la importancia de considerar un mayor tiempo para observar la reducción en las densidades de población. Por su modo de acción este insecticida no afecta a los parasitoides que contribuyen al control biológico de la mosquita blanca, además de ser de baja toxicidad a mamíferos, pájaros, peces y crustáceos.

Pyriproxifen (KNACK). Al igual que el producto anterior este es un regulador de crecimiento, que mimetiza la hormona juvenil, causando un desbalance hormonal y por lo tanto la muerte de los insectos como la mosquita blanca. Cuando el producto es aplicado a los huevecillos o los adultos interfiere con el proceso de embriogenesis, afectando la formación de la progenie y cuando las ninfas son tratadas no se llega al estado adulto del insecto. Tiene una fuerte actividad translaminar por lo que afecta a los estados inmaduros de la mosquita blanca a pesar de que se encuentran en el envés de las hojas. En Arizona se está utilizando este producto y el anterior para el control de mosquita blanca, con ciertas restricciones para evitar el desarrollo de resistencia. Por ejemplo se recomienda aplicar una sola vez durante el ciclo del cultivo, si se inicia con aplaud puede hacer una aplicación más con piriproxifen y viceversa, lo importante es no repetir el mismo producto y de preferencia utilizarlo cuando las poblaciones de inmaduros inician su establecimiento en el cultivo.

Diafenturon (POLO). Este insecticida derivado de las tioureas, tiene una fuerte acción en la supresión de la progenie de las mosquitas blancas cuando las hembras se están en contacto con las superficies tratadas. Su potencia es mayor contra ninfas que contra adultos. Tiene una baja toxicidad para insectos benéficos y su toxicidad a mamíferos es muy baja.

Imidacloprid (GAUCHO, CONFIDOR). Producto perteneciente al grupo de los análogos de los nitrometilenos, tiene un alto poder sistémico que lo hace efectivo para el control de insectos chupadores. Se puede aplicar como tratamiento a la semilla, en plantulas o dirigido a la base de la planta. También se utiliza como aspersión al follaje. Este producto es actualmente uno de los más efectivos contra mosquita blanca, sobretodo en aplicaciones a plantulas o dirigido a la base de la planta.

Acetamiprid (RESCATE). Este es un insecticida del mismo grupo químico que el anterior, por lo que tiene propiedades similares. Ha sido evaluado para el control de mosquita blanca en varias partes de mundo incluyendo México y ha mostrado un buen control de la plaga. Su actividad sistémica permite el reducir poblaciones de estados inmaduros que se encuentran en el envés de las hojas, pero es importante considerar que el impacto en las densidades de población no se observa como con los insecticidas



tradicionales, sino que se requieren de 10 a 12 días para que el efecto sobre las poblaciones de inmaduros sean observados.

*Beauveria bassiana* (NATURALIS). Insecticida biológico formulado a base de un hongo entomófago cuyo nombre científico es el mencionado anteriormente. Este producto se ha evaluado para el control de mosquita blanca en diferentes partes de México y del mundo con resultados satisfactorios cuando existen las condiciones apropiadas para el desarrollo del hongo. Una de las características importantes en este tipo de productos es que no contaminan, no dañan insectos benéficos ni animales a los que no va dirigida la aplicación como aves, mamíferos o peces, y son bastante seguros para el manejo cuando los aplica el hombre.

### MANEJO RACIONAL DE INSECTICIDAS

Como se ha visto existen insecticidas que pueden lograr un control eficiente de plagas como la mosquita blanca, pero que requieren de ciertas consideraciones para lograr su objetivo. En el caso específico de esta plaga es importante conocer su biología y ecología para entender bajo que circunstancias es posible obtener un buen control. Por ejemplo, la aplicación de insecticidas tiene un mejor cubrimiento cuando se realiza con equipo terrestre que con avión. También se debe tratar de poner boquillas que mojen toda la planta y no solamente la parte superior. La aplicación debe tender a evitar el establecimiento de la plaga en el cultivo y no a tratar de eliminarla cuando ya existen altas densidades de población. La selección del producto es importante y depende de diversos factores entre otros del cultivo en que se aplica, estado de desarrollo de la planta, densidad de población y clima.

Para lograr un manejo racional de insecticidas es necesario educar y capacitar a todos los niveles de toma de decisión ya que una mala selección de productos o la repetición constante de los mismos propician problemas de contaminación y resistencia que a futuro complican mayormente el control de plagas. Se ha reportado que la mosquita blanca ha desarrollado resistencia a diversos insecticidas y se han establecido estrategias para el manejo de la resistencia, sin embargo, es más importante evitar el desarrollo de resistencia que manejarla es decir establecer una estrategia preventiva en lugar de una curativo.

El uso de insecticidas para el control de la mosquita blanca no necesariamente implica un manejo de la resistencia. Es importante señalar que existen estrategias de control y estrategias de manejo de resistencia. La aplicación de mezclas de insecticidas no es una de las mejores estrategias para el manejo de la resistencia, sin embargo puede ser la mejor alternativa para el control de la mosquita blanca cuando las densidades de población son elevadas, Igualmente en manejo de la resistencia se recomienda no hacer aplicaciones de insecticida frecuentes, pero para el control de la mosquita generalmente se requiere la aplicación repetida de insecticidas. Considerando lo anterior es importante entender que es una estrategia de control de plagas con insecticidas y una estrategia de manejo de resistencia, lo cual es el tema del siguiente capítulo.

**LITERATURA CITADA**

- Cahill, M., I. Denholm, F.J. Byrne, and A.L. Devonshire. 1996. **Insecticide Resistance in *Bemisia tabaci* - Current status and implications for management.** Brighton Crop Protection Conference Pests and Diseases. p. 75-80.
- Dennehy, T.J., P. C. Ellsworth, and R.L. Nichols. 1996. **The 1996 whitefly resistance management program for Arizona cotton.** Univ. of Arizona Coop. Ext. Serv. IPM Series No. 8.
- Dittrich, V., S. Uk and G.M. Ernst. 1989. **Chemical control and Insecticide Resistance of Whiteflies.** *In: Whiteflies: their bionomics, pest status and management.* Intercept Ltd. P.O. Box 716. Andover, Hants SP10 1YG, UK.
- Horowitz, A. R., and I Ishaaya. 1995. **Chemical Control of Bemisia- Management and Application.** Ch. 44 *In: Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Control and Management.* Intercept Ltd. P.O. Box 716. Andover, Hants SP10 1YG, UK.
- Montealegre Lara, A.L. 1996. **Situación Actual de la Mosca Blanca en México.** Memoria del XIX Congreso Nal. de Control Biológico. Simposium de Control Biológico de Mosquita Blanca. p. 1-3.
- Martínez Carrillo, J. L. 1994. **Problemática Fitosanitaria Causada por la Mosquita Blanca en México.** Memoria de la segunda Asamblea Anual de CONACOFI. DGSV-SAGAR Montecillo Edo. de México. p. 77-88.

## **ESTRATEGIAS PARA EL MANEJO DE RESISTENCIA EN MOSQUITA BLANCA. José L. Martínez Carrillo**

### **IMPORTANCIA DE LA PLAGA**

La mosquita blanca es una plaga importante a nivel mundial, que ataca diversas plantas, tanto hortalizas como frutales, ornamentales y cultivos extensivos. El daño causado puede ser de dos dimensiones, directo al succionar la savia de las plantas y transmitir enfermedades virósicas e indirecto al reducir la calidad de los frutos, desarrollo de las plantas y rendimiento por la contaminación causada por la fumagina - hongo que se desarrolla en la mielecilla secretada por este insecto.

Los daños ocasionados por la mosquita blanca han sido muy severos en 1981 y 1991 se observaron pérdidas significativas en el Valle Imperial de California así como los Valles de Mexicali y San Luis Río Colorado Sonora. Estos daños se atribuyeron a un nuevo biotipo de la mosquita blanca conocido como biotipo B o biotipo poinsettia que posteriormente fue identificado como una nueva especie llamada comúnmente mosquita blanca de la hoja plateada y con el nombre científico de *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring.

**Resistencia en mosquita blanca.** Uno de los métodos utilizados para el control de esta plaga es el químico. La presión de selección ejercida por los insecticidas ha dado origen a poblaciones de mosquita blanca resistentes a la mayoría de los insecticidas usados para su control (Dittrich et. al. 1989, Cahill et. al. 1996). La biología del insecto y sus hábitos son un factor que ha contribuido al desarrollo de resistencia y a su incremento acelerado de plaga de poca importancia a una de primer orden.

Entre los insecticidas que se ha determinado la resistencia se encuentran sulprofos 20X, paratión metílico 54X, permetrina 29X en poblaciones del Valle Imperial de California. Monocrotofos 290, dimetoato >330, metamidofos 400, cipermetrina 760, deltametrina >2000, bifentrina 300, cihalotrina 460, endosulfan 14 en poblaciones de Guatemala. Existen otros productos reportados en esa región y otras áreas del mundo que pueden consultarse en el artículo de Dittrich, et.al. 1989.

La selección de poblaciones resistentes tiene lugar a través de la aplicación de insecticidas, pero la velocidad con que se presenta una población resistente depende de varios factores, entre ellos la composición genética de la población, biología del insecto y factores operacionales que incluyen dosis, tipo de aplicación, cubrimiento, estado de vida seleccionado etc. En el caso de la mosquita blanca dependiendo del cultivo, la presión de selección es variable: por ejemplo en melón debido a su hábitat de producir guías es más probable que se logre poner en contacto el insecticida con el insecto, sobre todo es importante el contacto con los estados inmaduros,

los cuales se encuentran en el envés de las hojas. En cambio en algodónero es más difícil lograr un control satisfactorio de la plaga ya que esta se presenta normalmente cuando el cultivo esta cerrado y no es fácil la penetración de insecticidas. La distribución vertical de la plaga indica que en el estrato superior se encuentran huevecillos y adultos y en medio ninfas y finalmente en el estrato inferior pupas y ninfas grandes. Esto hace que la población continúe desarrollándose constantemente con poca exposición a los insecticidas. Si además, se considera que el ciclo de vida es corto ( $\pm$  21 días), se verá que es necesario hacer varias aplicaciones para tratar de reducir la población de esta plaga. Entre mayor sea el numero de aplicaciones se tendrá más selección de individuos resistentes a los insecticidas aplicados.

Los insecticidas no solo afectan la respuesta de la densidad de población de mosquita blanca al reducir los enemigos naturales, sino que también pueden influir en la respuesta de la población a dosis subletales. Este fenómeno se conoce como hormoligosis que es la reacción del organismo contra los factores que la afectan, desarrollando mecanismos de defensa, los cuales les permiten desarrollar más progenie o cambiar la proporción hembras/machos, u otras reacciones para superar los efectos producidos por las dosis subletales de insecticidas.

Este fenómeno se ha reportado en varios insectos y ácaros, en el caso de mosquita blanca, especialmente con DDT, piretroides, y algunos organofosforados (Koren et. al. 1983, Satpute y Sbramaniam, 1983.-mencionados por Dittrich et. al. 1989-).

### **MECANISMOS DE RESITENCIA EN MOSQUITA BLANCA**

Varios investigadores han reportado los mecanismos de resistencia presentes en mosquita blanca, por ejemplo Horowitz et. al. 1988 reportan fuerte sinergismo en poblaciones de mosquita blanca del Valle Imperial utilizando DEF que es un bloqueador de esterasas mezclado con cipermetrina y permetrina. Praphaker et. al. 1988, reportan como mecanismos de resistencia a fosforados en mosquita blanca de California a carboxilesterasas, glutathion-S-transferasas y en menor grado oxidasas de función múltiple.

Si se identifican los mecanismos de resistencia presentes en la población de mosquita blanca a nivel regional, se pueden planear las estrategias de manejo de insecticidas apropiadas a cada región. El énfasis de que se trabaje a nivel regional es porque dependiendo del historial de uso de productos en cada región la selección de mecanismos de resistencia es diferente y el manejo de insecticidas depende del nivel de integración de estos mecanismos en la población.

### **METODOLOGIA PARA EL MONITOREO DE RESITENCIA**

El monitoreo de resistencia consiste primeramente en obtener las líneas base de respuesta dosis-mortalidad y posteriormente monitorear mediante dosis diagnóstico la respuesta de las poblaciones a los insecticidas. Para el

establecimiento de líneas base se requiere contar con una población de insectos susceptibles o los insecticidas a evaluar. Estas poblaciones por lo general son difíciles de encontrar debido a que en la mayoría de los sistemas de producción se hacen aplicaciones de insecticidas. Es por ello, que normalmente se colectan poblaciones de campo, y se mantienen en laboratorio por varios años sin presión de selección por insecticidas hasta lograr una colonia susceptible. Una vez que se tiene esta colonia se procede a realizar bioensayos para detectar las dosis de insecticida o concentraciones que permitan estimar los valores de mortalidad al 50, 90 o 95% de la población. Estos datos son la base para monitorear la dinámica de la resistencia en una región.

**Bioensayos.**- Existen varias metodologías de bioensayo para monitorear resistencia en Mosquita Blanca. En el laboratorio de entomología del CEVY, se lleva a cabo la metodología de frascos impregnados con insecticida. Para ello se emplean frascos ("viales") de 20 ml de capacidad, los cuales son impregnados con diferentes concentraciones de insecticidas comúnmente utilizados para el control de mosquita blanca. Se utiliza ingrediente activo químicamente puro (>90%) el cual se disuelve en acetona hasta lograr las concentraciones deseadas. Una vez que se preparan las concentraciones se toma un mililitro de la solución y se deposita en cada frasco, luego este se coloca en un aparato para preparar "Hot-Dogs", que los hace rodar constantemente, impregnándose la parte interna del frasco con el insecticida. Este proceso dura aproximadamente 10 a 15 minutos, tiempo en el cual se evapora la acetona, una vez tratados los frascos se colocan frente a un ventilador por otros 10 a 15 minutos lo que asegura la completa evaporación de la acetona. Posteriormente los frascos son tapados con una tapadera de plástico que tiene dos perforaciones, una de ellas cubierta con tela de organdí para permitir la circulación de aire en el frasco y reducir mortalidad. El otro orificio se tapa con papel después de que se han introducido los insectos.

Las mosquitas son recolectadas directamente del envés de las hojas de los diversos cultivos en que se realiza el monitoreo. Para ello se utiliza un aspirador hecho con pipetas de 9 ml de capacidad, a las cuales se les coloca en la parte posterior una cubierta de organdí con el fin de evitar la salida de las mosquitas al succionarlas. en esa misma parte se coloca un tubo de látex que permite flexibilidad para la captura de los insectos.

Con el succionador se recolectan 20 mosquitas, pasándolas al frasco tratado a través de uno de los orificios en la tapadera, luego se cierra el orificio con papel. Para cada bioensayo se utilizan, al menos cinco concentraciones de insecticida realizándose un mínimo de cinco repeticiones en días consecutivos. Se establece un testigo sin insecticida para corregir por mortalidad natural mediante la fórmula de Abbott, siempre y cuando esta mortalidad no sea mayor del 15%. En caso de tener mortalidades superiores se debe repetir el bioensayo.

La lectura de mortalidad se realiza tres horas después de que se introducen las mosquitas al frasco, para ello se destapan éstas dejando escapar las mosquitas que pueden volar, en tanto que las muertas y afectadas se

cuentan sacudiendo el frasco sobre una franela de color negro y tocándolas con la punta de una aguja para observar si están con movimiento o no. Se consideró como muerta toda aquella mosquita que no es capaz de volar al tocarla.

Los datos de mortalidad se analizan mediante la metodología de Probits para obtener los parámetros de la línea de respuesta dosis-mortalidad.

### **APLICACION DE LA TECNOLOGIA**

Una vez que se tiene desarrollada la metodología para el monitoreo de resistencia, se requiere hacer un muestreo constante a través del año en los diversos cultivos del sistema de producción, para determinar los cambios en la respuesta de las poblaciones a los insecticidas.

Los datos del monitoreo son la base para establecer o modificar las estrategias de uso de insecticidas en una región, y ayudan a prolongar la vida útil de los insecticidas, cuando éstos se utilizan en una forma racional.

### **ESTRATEGIAS IMPLEMENTADAS**

Como ya se ha mencionado la resistencia se origina por la selección de individuos a través del uso de insecticidas, por lo tanto, para prolongar la vida útil de los productos y contrarrestar el fenómeno de resistencia es necesario planear el uso de insecticidas de acuerdo a los mecanismos de resistencia que seleccionan en la población.

A nivel mundial se han establecido diferentes estrategias para el manejo de resistencia en mosquita blanca (Horowitz and Ishaaya, 1992, Dennehy et. al. 1996), a continuación se describe la estrategia que se está implementando en Arizona, por considerarla más acorde con las condiciones de producción de algodón en México.

En Arizona en 1995 se detectó un alto nivel de resistencia en poblaciones de mosquita blanca para la mezcla de productos fenprotrín más acefate, que era la mayormente utilizada para esta plaga, se estableció una estrategia de manejo de resistencia, que se basa en la experiencia de agricultores de Israel, que han implementado un plan exitoso para el manejo de la resistencia. El plan de Arizona considera los siguientes elementos:

Uso de los reguladores de crecimiento buprofezin (APPLAUD) y pyriproxifen (KNACK) aplicados una sola vez por ciclo del algodón. Conservación de enemigos naturales a través del retraso en la aplicación de insecticidas piretroides o productos no selectivos y han dividido en ciclo en ventanas de aplicación o etapas en las cuales existe una diversificación de los grupos químicos empleados para el control de la mosquita blanca en algodón.

La estrategia consiste en iniciar el control químico de la mosquita blanca con reguladores de crecimiento (etapa I), enseguida no usar piretroides lo

máximo posible (etapa II) y reservar dos tratamientos de piretroides en mezcla (etapa III) para el final del ciclo en caso de que se requiera el control de esta plaga.

Los objetivos específicos de la estrategia consisten en limitar el uso de reguladores de crecimiento a una aplicación de cada uno por ciclo, limitar el uso total de piretroides a dos aplicaciones por ciclo y diversificar el uso de insecticidas al no usar un mismo ingrediente activo más de dos veces por ciclo.

La aplicación de los insecticidas en las diversas etapas (I, II y III) esta basada en las densidades de ninfas y adultos de mosquita blanca. En la etapa I el umbral es de 0.5 a 1.0 ninfas grandes por círculo de muestreo y 3 a 5 adultos por hoja. El círculo es el tamaño de una moneda de 25 centavos de dólar y se toma la muestra en la parte basal del envés de la hoja de algodónero. En la etapa II, el umbral de acción es de 5 adultos por hoja. Una consideración importante en esta etapa es que no se deben usar piretroides. En la etapa III, el umbral es de 5 adultos por hoja y se toma en cuenta que antes de usar los piretroides en mezcla se debieron haber usado otros productos solos o en mezcla.

Para la determinación de los niveles de infestación en adultos se ha desarrollado un método de muestreo binomial, tomando en cuenta el porcentaje de hojas infestadas por mosquita blanca. La hoja muestreada es la quinta pegada al tallo principal de la terminal hacia abajo. Se considera infestada aquella hoja en que se observen tres o más adultos por hoja. Utilizando este método de muestreo la etapa II y III para el control de mosquita blanca es cuando se tenga en promedio cinco adultos por hoja, de acuerdo al muestreo binomial esto es cuando existen 57% de hojas infestadas con tres o más adultos.

De acuerdo con lo anterior, es claro que para implementar una estrategia de manejo de resistencia se ha tenido que detectar primero el problema de resistencia. en el caso de Arizona a la mezcla de insecticidas fenpropatrin más acefate. esto es que se esta actuando para aliviar el problema no para prevenirlo. Es por ello importante tomar acciones antes de que el problema se generalice y no cuando ya es demasiado tarde.

Una de las primeras acciones que se deben de hacer en una región es detectar la respuesta que presenta la población a los insecticidas utilizados. De preferencia establecer líneas base antes de que se generalice el uso de un nuevo insecticida. Con el monitoreo de los niveles de resistencia presentes en la población, se puede valorar a través de tiempo el impacto de cualquier estrategia de manejo de insecticidas.

Definitivamente que un aspecto muy importante en el manejo de mosquita blanca en México, será la participación de todas las personas involucradas en la producción agrícola. No se puede hacer un manejo de la plaga ni un manejo de resistencia si ni se cuenta con el apoyo de los productores, técnicos, autoridades y en general de la comunidad agrícola ya que plagas

como la mosquita blanca tienen gran impacto en todos los sectores que conforman una comunidad.

### **LITERATURA CITADA**

- Cahill, M., I. Denholm, F.J. Byrne, and A.L. Devonshire. 1996. **Insecticide resistance in Bemisia tabaci - Current status and implications for management.** Brighton Crop Protection Conference Pests and Diseases. 75-80.
- Dennehy, T.J., P.C. Ellsworth, and R.L. Nichols. 1996. **The 1996 whitefly resistance management program for Arizona cotton.** Univ. of Arizona Cooperative Extension. IPM series No. 8.
- Dittrich, V., S. Uk and G. M. Ernst. 1989. **Chemical Control and Insecticide Resistance of Whiteflies.** En Whiteflies: Their Bionomics, Pest status and Management. Intercept Ltd. P. O. Box 716, Andover, Hants SP10 1YG, UK.
- Ellsworth, P., J. Diehl and S. Naranjo. 1996. **Sampling sweetpotato whiteflies in cotton.** Univ. of Arizona. Cooperative Extension, IPM series No. 2.
- Horowitz, A. R., Toscano, N. C., Youngman, R. R. and Georghiou, G. P. 1988. **Synergism of insecticides with DEF in sweetpotato whitefly (Homoptera:Aleyrodidae).** Jour. Econ. Entomol. 81: 110-114.
- Horowitz R., and I. Ishaaya. 1992. **Insecticide resistance management strategy in cotton fields in Israel.** Resistance Pest Management. Vol 4, pp. 26-27.
- Prabhaker, N., Coudriet, D. L. and Toscano. N. C. 1988. **Effect of synergists on organophosphate and permethrin resistance in sweetpotato whitefly (Homoptera:Aleyrodidae).** Jour. Econ. Entomol. 81:35-39.



**ESTRATEGIA DE MANEJO REGIONAL DE INSECTICIDAS PARA LA MOSQUITA BLANCA DE LA HOJA PLATEADA *Bemisia aregntifolii* BELLOWS & PERRING. Juan José Pacheco Covarrubias.**

La mosquita blanca de la hoja plateada —MBHP— es uno de los principales problemas entomológicos en las áreas donde esta especie se encuentra presente; para atenuar lo anterior, se implementan las diferentes medidas de combate, destacando entre ellas el combate químico, del cual son indudables los beneficios que aportan los plaguicidas; sin embargo, debido al desconocimiento en su manejo, se ha generalizado un uso irracional e incontrolado de éstos, en ésta y otras plagas, lo que genera diversos problemas tales como residuos tóxicos en cosechas, contaminación ambiental, desequilibrios ecológicos, y sobre todo el problema de resistencia de las plagas a los plaguicidas, el cual finalmente es responsable de la falta de efectividad de los insecticidas.

El proceso de la resistencia es el principal responsable de la “necesidad” de incrementar continuamente la cantidad de tóxico, como la acción más cómoda para mantener bajo control a una plaga, la cual cada vez presenta menor respuesta a las dosis originales de los plaguicidas convencionales. Lo anterior representa la parte medular de un círculo vicioso, que en innumerables ocasiones a llevado al abandono de cultivos en diversas regiones agrícolas, por el incremento exponencial de los costos del combate químico.

Desafortunadamente, el problema de la resistencia no se puede evitar, y menos en poblaciones que presentan ciclos de vida tan cortos, ya que cualquier agente de selección --léase en este caso insecticidas--, con el sólo hecho de causar mortalidades superiores al 50% selecciona a la población hacia resistencia; sin embargo, es posible manejar el proceso de la resistencia con el fin de retardar al máximo su aparición, y que además que la resistencia no sea consecuencia de muchos mecanismos, con el fin de tener mayores opciones de contar con productos alternativos eficientes a sus dosis originales.

A nivel general, y ante el proceso de la resistencia se han implementado diferentes opciones de solución al problema. La primera consiste en incrementar la dosis del plaguicida, opción que si bien es cierto que por el momento “resuelve” el problema, a largo plazo lo incrementa. Para ilustrar esta opción, es necesario analizar la secuencia del proceso de la resistencia, que es como sigue: una población que no ha sido sometida a presión de selección por plaguicidas (población susceptible), es controlada eficientemente con una dosis inicial baja, sin embargo, después de un período de selección, --que depende del grado de presión ejercida por el plaguicida y de la cantidad de individuos con genes de resistencia en la población original, entre otros factores--, la población original cambia, al eliminarse los individuos susceptibles y al aumentar la proporción de los resistentes y por lo tanto, la cruza entre éstos, por lo que la dosis original ya no es efectiva.

Lo anterior significa que la población es resistente a la dosis original; sin embargo, a dosis mayores del mismo plaguicida no lo es, por lo que al incrementar la dosis se "resuelve" momentáneamente el problema, sin embargo, se da origen una vez más a un ciclo irracional de uso de plaguicidas.

La segunda opción consiste en mezclar dos o más plaguicidas, lo cual en ocasiones resuelve momentáneamente el problema siendo interesante el analizar el por qué de la "efectividad"; por ejemplo, en el caso de un incremento en la efectividad de la mezcla cuando ésta es realizada con dos o más productos similares, dicha efectividad resulta producto de un incremento a la dosis para "resolver" el problema, por ser en este caso productos similares. Cuando la mezcla se realiza con productos diferentes, normalmente es sólo uno el efectivo, en otras palabras sirve de "padrino" al otro plaguicida, que lejos de ser eficiente continúa contaminando, e incrementando el costo de producción y el problema de resistencia. En este punto resulta interesante reflexionar en el porqué nunca se ha utilizado una mezcla a nivel comercial, antes de haberse usado intensivamente sus integrantes por separado, y haberse detectado fallas de efectividad de por lo menos alguno de sus componentes.

Por otra parte, es necesario señalar que puede darse el caso de que se presenten efectos interactivos positivos entre los componentes de la mezcla (potenciación), en este caso, la acción de la mezcla es muy superior a la acción por separado de sus integrantes. Cuando se argumenta potenciación, el estudio de la mezcla debe arrojar un Coeficiente de Cototoxicidad (CCT) mayor de 200, ó presentar evidencias de que no existe traslape entre los límites fiduciales de las líneas de respuesta dosis mortalidad de la acción conjunta esperada y observada; lo anterior para los métodos de análisis de mezclas por Coeficiente de Cototoxicidad modificado por Lagunes 1982 (Lagunes; 1991), y por el Método Gráfico de Gadley 1967, citado por Lagunes 1991, respectivamente.

El fenómeno de potenciación es más probable que se presente con compuestos que tienen modos de acción y rutas de detoxificación diferentes; sin embargo, el hecho de que llegase a presentar potenciación en una mezcla, no necesariamente significa que sea la mejor opción de solución al problema, ya que a pesar de que a corto plazo es más eficiente, e incluso hasta más económica, a largo plazo la resistencia no sólo se presentará a los mecanismos de resistencia de un plaguicida, sino a todos los integrantes de la mezcla, además de los plaguicidas que estén toxicológicamente relacionados entre sí (proceso de resistencia cruzada).

Definitivamente, en el caso de mezclas, por su complejidad, éstas deben ser perfectamente estudiadas y valoradas en su impacto a mediano y largo plazo, por lo que su recomendación tiene que ser avalada técnicamente, por los riesgos que su uso representa. Otros aspectos que ayuden a normar el criterio para la toma de decisión "del qué hacer", serán comentados más adelante.

En el caso de la mosquita blanca de la hoja plateada, el uso de mezclas de insecticidas ha sido una práctica común para resolver, momentáneamente, problemas de crecimiento exponencial de la plaga, sin embargo, evidencias actuales indican que el abuso de esta práctica está dejando, sin participación del combate químico, las áreas que tratadas irracionalmente con insecticidas, lo anterior debido a la falta de respuesta de las poblaciones a las dosis iniciales de insecticidas.

La historia del Combate Químico en México, presenta evidencias de que los planteamientos anteriormente discutidos no representan una solución viable al problema, por lo que sólo resta por analizar la tercera opción, que parece ser la más sensata, misma que consiste en la sustitución del producto no efectivo; sin embargo, si la sustitución se realiza sin un criterio técnico definido, es imposible manejar el problema de la resistencia, y tarde o temprano se caería en la situación de que la resistencia maneja al entomólogo. Lo anterior indica que el reto consiste en definir el criterio de sustitución del producto no efectivo, con el fin de que el entomólogo pueda manejar el proceso de la resistencia.

Para comprender lo anterior, primero es necesario analizar cuáles son las causas involucradas en el proceso de la resistencia. Si se analiza a los plaguicidas como una orden biológica mediante la cual se realiza una selección, eliminando a una parte de la población tratada (generalmente la susceptible), es claro comprender que los individuos que sobreviven son los resistentes, y que su progenie incrementará el problema.

La resistencia se puede deber a factores metabólicos, donde los individuos que sobreviven (resistentes), poseen mayores niveles enzimáticos que los individuos susceptibles; de tal manera que las enzimas que contienen éstos, pueden desdoblar las moléculas de los insecticidas, haciéndolas generalmente menos tóxicas o atóxicas. Por otra parte, los individuos pueden sobrevivir debido a mecanismos de resistencia no metabólicos, que no es otra cosa que falta de sensibilidad de la plaga en el sitio donde el plaguicida va a hacer su acción, en otras palabras desconocimiento del tóxico como tal, por los individuos resistentes que conforman la población.

El planteamiento anterior indica que si la sustitución del plaguicida (no efectivo) se realiza bajo el criterio de MECANISMOS DE RESISTENCIA, es factible manejar el proceso de la resistencia con éxito. Por lo que la sustitución del producto deberá realizarse con aquellos que no guarden la relación toxicológica con el producto problema, y que además estimulen la selección hacia el mecanismo de resistencia que se quiera seleccionar.

Obviamente, ante esta situación problemática, la parte esencial debe ser una clasificación que agrupe a los plaguicidas, de acuerdo a su afinidad que presentan con respecto a mecanismos de resistencia. Lagunes y Rodríguez, 1989, dieron a conocer dicha agrupación (Cuadro 1), misma que se propone para que sea la base en cualquier trabajo de manejo de insecticidas.

Además con el fin de simplificar el criterio a seguir para la toma de decisiones, Lagunes 1982, da a conocer información clave sobre niveles estimados de participación de mecanismos de resistencia, para insecticidas pertenecientes a los toxicólogos más importantes (Cuadro 2). Por otra parte en el Cuadro 3, se hace una estimación de la importancia de la participación relativa de los mecanismos de resistencia en los principales grupos toxicológicos, con el objetivo de que se conozca la similitud que guardan entre sí los diferentes grupos.

Debido a que el proceso de la resistencia es dinámico e influenciado en gran medida por la presión de selección que ejercen sobre las plagas, los diferentes grupos toxicológicos de insecticidas y acaricidas, es obvio que cada región agrícola --por sus características propias-- presenta diferente trato agronómico, incluyendo el uso de plaguicidas, por lo que las poblaciones de insectos son genéticamente diferentes desde el punto de vista de resistencia y, por lo tanto, el manejo que se les debe de dar no es necesariamente el mismo. Lo anterior indica que la información referente a grupos toxicológicos y mecanismos de resistencia, debe empezarse a evaluar regionalmente, y su interpretación debe realizarse con cautela.

Para hacer frente al proceso de la resistencia en la MBHP, se propone el diseño de ESTRATEGIAS DE MANEJO REGIONAL DE INSECTICIDAS (EMRI). Las estrategias tienen como característica común que deben ser dinámicas, por lo que "el qué hacer", incluyendo la planeación de insecticidas, deben ser dados a conocer para cada cultivo, y en cada ciclo agrícola, mediante RECOMENDACIONES PARA MANEJO DE INSECTICIDAS, las cuales deben de ser avaladas técnicamente por la interpretación conjunta de las premisas siguientes: Evaluación de Efectividad, Estudios de Resistencia, Estudios de Análisis de Uso de Insecticidas, Afinidad de Mecanismos de Resistencia, Patrón de Cultivos-Plaga, y Registro Vigente de Uso.

Dentro de las recomendaciones para el manejo de insecticidas, éstos deben ser recomendados para su uso por sus nombres comunes, y sus dosis en gramos de ingrediente activo por hectárea. Inicialmente, es aconsejable incluir la sinonimia de formulaciones comerciales que se encuentren en la región, misma que deberán presentarse en estricto orden alfabético. Por otra parte, es importante mencionar invariablemente la fecha de caducidad de las recomendaciones.

A continuación se presentan los objetivos y sugerencias del cómo obtener e interpretar la información para cada una de las premisas antes mencionadas.

El objetivo es determinar la efectividad de los insecticidas, su relación dosis-mortalidad. Para la selección de qué insecticidas se deben de evaluar, con el objetivo de determinar la efectividad de éstos contra una determinada plaga, se debe partir de los mecanismos de resistencia. El criterio de selección de los insecticidas está en función de: a) aquellos grupos toxicológicos que den mayor información en cuanto a mecanismos de resistencia; b) posibles opciones de efectividad desde el punto de vista

estructural de las moléculas, y c) Los grupos toxicológicos que tengan insecticidas registrados ante la Dirección General de Sanidad Vegetal, para la población-plaga en cuestión de los cultivos de interés, y/o ante Environmental Protection Agency (EPA), para cultivos de exportación.

Con respecto a la dosis de evaluar, se sugiere que sea la dosis convencional (inicial efectiva), y dosis inferiores a ésta, ya que el incremento en la mortalidad NO es directamente proporcionar al incremento de la dosis, sino a su logaritmo.

Con respecto al estado biológico a evaluar, éste deberá estar en función de aquel que se seleccione en campo; en caso de estados inmaduros, la selección del instar estará en función de la información toxicológica disponible, que indique a partir de que instar ocurren cambios significativos en tolerancia a los insecticidas.

Además juegan un papel muy importante para la toma de decisiones los aspectos de ciclos de vida, hábitos y umbrales económicos. En forma general, en el caso de ninfas de la mosquita blanca se sugiere que los estudios de efectividad biológica en inmaduros se realicen sobre ninfas de tercer instar. Este aspecto es importante que se respete debido a la respuesta diferencial de la plaga y a la diferencia en proporciones que guardan los estados inmaduros de un campo agrícola a otro.

En cuanto a la metodología a utilizar, ésta dependerá del caso de interés, pudiéndose usar los modelos de evaluación de tamizado o tratamientos aleatorios, en franjas o en parcelas comerciales o semicomerciales. Es importante recapacitar sobre los diseños tradicionales de evaluación, los cuales en muchos casos no logran el objetivo deseado, y aunque satisfacen parámetros estadísticos, en ocasiones no logran captar el fenómeno biológico, arrojando conclusiones tales como el insecticida "A" es más efectivo que el "B", cuando en realidad es lo contrario; o que el tratamiento control (sin insecticida), que uno o todos los insecticidas evaluados, Taylor, 1987.

Por lo anterior se propone la siguiente metodología de evaluación de la eficacia y eficiencia de adultos y ninfas de la mosquita blanca. En el caso de adultos de la mosquita blanca para infestarlos artificiales en plantas de frijol. Para posteriormente, tener una población de adultos en la primera generación filial, suficiente para realizar las infestaciones en campo. Parte de las plantas, deben ser cubiertas con tela del tipo muselina para mantener los adultos ovipositando por un período de 48 horas; posteriormente, los adultos deben ser removidos, para evitar la acción de parasitoides, captar el momento de la emergencia de la generación de adultos; y tener confinados, en un espacio cerrado los futuros adultos a evaluar. Para cada tratamiento a evaluar, se selecciona, uno o dos días antes de la aplicación, 8 terminales de algodón, una por planta, (repetición) ubicadas en el 3er. Nudo de arriba a abajo. Sin embargo, esto depende del cultivo a evaluar. Cada terminal es cubierta después de la aplicación del tóxico con la ayuda de una bolsa de tela de muselina, para inmediatamente después de que se

evapore el tóxico infestar cada terminal con 50 adultos. Las lecturas de mortalidad se realizan a la 0.5, 1.0, 1.5, y 4.5 horas después de la aspersión del tóxico; dichos intervalos pueden variar de acuerdo a las características de los productos. Para las primeras cuatro lecturas solo se usa un lote de adultos por lectura, mientras que para la quinta lectura se usan los cuatro lotes restantes; con dichos datos se hace un análisis de varianza, (diseño completamente al azar), dicha lectura corresponde a los datos de mortalidad, dando la eficacia del producto. Con las cuatro primeras lecturas y el promedio de la quinta lectura se realiza un análisis de pendientes, por medio de acumulativos, para poder comparar eficiencias entre tóxicos. Cuando los tratamientos son promisorios, en total se recomienda un mínimo de tres repeticiones por tratamiento. Sólo se contabiliza insectos muertos, los datos de mortalidad deben ser corregidos según la corrección por mortalidad en el tratamiento testigo (Abbott, 1925.).

Para el caso de ninfas, el método consiste en recolectar adultos de la mosquita blanca en campo, para realizar infestaciones artificiales de 200 a 300 adultos de la mosquita blanca por planta, para un período de oviposición de 8 horas plantas por tratamiento, específicamente sobre hojas confinadas por medio de bolsas de muselina. Las bolsas se ubican, una por planta, en el 3er nudo de arriba a abajo sobre el tallo principal, con el fin de que las hojas que contienen los estados inmaduros se localicen entre el 5to y 6to nudo al momento de la aspersión de los tóxicos. Sin embargo, esto depende de las características de cada cultivo. Las bolsas se colocan cinco días antes de la infestación de los adultos para evitar oviposturas por adultos de la mosquita blanca de campo, y por lo tanto, futuros desfases en la generación de inmaduros a evaluar. Una vez removidos los adultos, las bolsas de tela se mantienen en las plantas para evitar la acción de parasitoides y futuras oviposiciones de adultos presentes en forma natural en el campo. Las aspersiones de los tóxicos se realizan sobre ninfas de tercer estadio. Las lecturas de mortalidad se realizan a las 5, 24, 48 y 96, horas después de la aspersión del tóxico; dichos intervalos pueden variar de acuerdo a las características de los productos. Para las primeras cuatro lecturas sólo se usa un lote de ninfas por lectura. Para la quinta lectura, se usan los cuatro lotes restantes, y se hace un análisis de varianza (diseño completamente al azar); dicha lectura corresponde a los datos de mortalidad-eficacia del producto-. Con las cuatro primeras lectura y el promedio de la quinta lectura se realiza un análisis dependientes, por medio de acumulativos, para poder comparar eficiencias entre tóxicos. Cuando los tratamientos son promisorios, en total se recomienda un mínimo de tres repeticiones por tratamiento, de preferencia realizadas en días diferentes. Para realizar la lectura de mortalidad se usó un microscopio estereoscopio cuantificándose sólo ninfas de tercer instar localizados en el envés de las hojas. Los datos de mortalidad se corrigen según (Abbott, 1925).

Una vez obtenida la relación dosis-mortalidad, el criterio de selección para los insecticidas candidatos a integrar las recomendaciones estará también en función de aquellos que se encuentren dentro del intervalo de

mortalidad que resuelve el problema en el campo. Mortalidades superiores a dicho intervalo no son deseables, ya que incrementan la selección innecesariamente, por lo que la dosis de productos que ocasionan mortalidad innecesarias deben ser ajustadas (disminuídas), para poder ser candidatos viables a integrar las Recomendaciones de Insecticidas. Este aspecto causa conflicto, ya que normalmente se piensa en dejar un cultivo lo más "limpio" de plagas que sea posible, sin recapacitar en sus repercusiones a corto, mediano o largo plazo.

## ESTUDIOS DE RESISTENCIA

El objetivo es determinar la respuesta de una población plaga a insecticidas de diferente grupo toxicológico, y compararla con respecto a la respuesta de una población susceptible. Los insecticidas a evaluar en los estudios de resistencia, deberán ser seleccionados de acuerdo a aquellos que den mayor información con respecto al problema, (posibles mecanismos de resistencia involucrado. Por lo tanto, la selección de insecticidas se basará en aquellos grupos toxicológicos cuya interpretación conjunta de sus resultados ponga en evidencia el posible o posibles mecanismos de resistencia responsables.

En cuanto a la metodología de evaluación a utilizar, es muy importante determinar la respuesta de la población plaga a los plaguicidas, de acuerdo a las técnicas estándares reportadas para cada especie.

Es indispensable tener estricto control de los factores que afectan la efectividad de los insecticidas, como son: estados biológicos (edad, peso, sexo) nutrición, temperatura, humedad, manejo de insectos y fotoperiodo, entre otros, tratando de adaptar el lugar de trabajo y material biológico al método estándar.

Existen reportes en la literatura sobre la respuesta de colonias de insectos susceptibles a insecticidas. En caso de no existir información sobre líneas bases, ni la oportunidad de conseguir una colonia susceptible de laboratorio, se sugiere que éstas se obtengan de la respuesta de una población de insectos procedentes de una área donde el uso de insecticidas sea mínimo o no se realice; para lo cual, en este caso, deben considerarse como líneas de referencia. Es importante recalcar que no se trata de líneas base típicas.

En caso de no poder conseguir la información sobre una línea base, la información se deberá empezar a manejar a partir de los primeros bioensayos realizados en el área de estudio, esto quiere decir que la información obtenida durante el primer ciclo de estudio servirá como "línea de referencia", de "el cómo" se encontraba dicha población la primera vez que se realizó el estudio, por lo que los bioensayos subsiguientes indicarán la evolución de la resistencia con respecto a las líneas de referencia.

Es importante señalar que los insecticidas a usarse deberán ser de preferencia productos técnicos, con un grado de pureza superior al 95 por

ciento, con el fin de evitar las interacciones de sustancias que no son propias del tóxico; sin embargo, en caso de no poder conseguir productos técnicos, se pueden usar formulaciones comerciales, procurando que la concentración del ingrediente activo en la formulación comercial, sea la más alta posible. En estos casos se deberá mencionar el origen y la pureza del insecticida usado.

Asimismo, es necesario indicar que las comparaciones se deben realizar a nivel de  $DL_{50}$ , ya que a dicho nivel es donde los límites de confianza son más estrechos. Las comparaciones se realizan dividiendo la  $DL_{50}$  de la población susceptible o de referencia, entre la  $DL_{50}$  de la población de campo, cuya resultante indica el factor de Resistencia (FR). Cuando el FR es igual o menor a la unidad, significa que la población de campo es susceptible. Conforme el valor del FR es mayor, indica que la población de campo va presentando una menor respuesta al insecticida, y por lo tanto para obtener una mortalidad del 50 por ciento en dicha población, es necesario incrementar la dosis con la cual se obtuvo el 50 por ciento de mortalidad en la población susceptible.

La metodología que se propone para el caso de la MBHP es la siguiente: Para el monitoreo de la resistencia la metodología consiste en tratar frascos de cristal, de 20 ml de capacidad, con al menos seis concentraciones de cada insecticidas a evaluar. Lo anterior con el fin de obtener mortalidades entre 10 y 95%. Un mililitro de la concentración es depositada en cada frasco, luego éste se coloca en un aparato para preparar "hot-dog", haciendo que ruede constantemente y se impregne su parte interna. Posteriormente, los frascos son tapados con tapaderas que contienen dos perforaciones, una de ellas cubierta con tela de organdí. Estos orificios permiten la circulación de aire en el frasco con el fin de reducir la mortalidad cuando se introducen las mosquitas, mismas que son recolectadas de las plantas hospedantes succionándolas mediante un aspirador. En cada frasco se colocan 20 adultos, luego se cubren con las tapaderas cerrando el orificio por donde se introducen las mosquitas con un tapón de papel. La lectura de mortalidad se realiza 3 horas después de que son introducidas al frasco tratado. Se deben realizar cuando menos 4 repeticiones en días diferentes, para cada una de las concentraciones. Si se observa mucha variabilidad es necesario repetir la prueba hasta lograr confiabilidad y el mayor ajuste a la línea de regresión, mediante análisis de probits.

Una pregunta importante resulta ser ¿qué valor debe tener el FR para considerar que existen problemas de resistencia?. Desafortunadamente no hay respuesta precisa, ya que el proceso de la resistencia es muy complicado, sin embargo, en forma general, si el FR es mayor a la unidad, pero menor a 3X, se debe considerar tolerancia por vigor. la interpretación del valor del FR va a depender del mecanismo de resistencia que esté involucrado; por ejemplo, un  $FR=X$  para esterazas no es el mismo que el mismo valor para un FR mediano por oxidazas, o por un mecanismo no metabólico, y menos aún si se habla de diferentes especies.



En forma muy general, los valores del FR donde se considera que la población puede presentar problemas de resistencia, son para el caso del Kdr de 8-14-20X; para oxidasas de 9-12-16; y para esterases de 50-100 y hasta 200X.

#### ESTUDIOS DE ANALISIS DE USO DE INSECTICIDAS

El objetivo de esta parte de la EMRI, es determinar la Presión de Selección Absoluta (PSA) por grupo toxicológico de insecticidas, para las principales poblaciones de insectos plaga y su interpretación con respecto a la selección de mecanismos de resistencia.

La metodología de análisis fue dada a conocer por Lagunes y Rodríguez, 1985, misma que consiste en comparar la cantidad de ingrediente activo (i.a) recomendada oficialmente en área (mínima dosis de tóxico por hectárea, que es capaz de mantener la población problema por bajo control), contra la cantidad de i.a aplicado de cada insecticida, con el fin de obtener las unidades de selección (hectáreaaje aplicado bajo la dosis oficial), mismas que se dividen entre las hectáreas muestreadas y se multiplican por 100, para determinar la Presión de Selección Absoluta (PSA) en porcentaje (que representa el porcentaje en que fue aplicado un insecticida a su mínima dosis efectiva, en el área bajo estudio). Posteriormente se suman los valores de PSA de los insecticidas por grupos toxicológicos.

El análisis deberá realizarse en forma parcial según el tiempo que dure teóricamente cada una de las generaciones de insectos plaga, (Pacheco,1989). La fenología tanto del cultivo como de las plagas debe definirse usando la herramienta de unidades calor y estableciendo la fecha promedio de siembra (Pacheco,1991). Finalmente, se deben sumar los valores de PSA totales de cada grupo toxicológico, en total de generaciones de la población plaga problema.

El criterio de interpretación de la información deberá ir más allá de los grupos toxicológicos, encaminado hacia la influencia que ocasionan los diferentes grupos sobre la selección de los individuos con determinados mecanismos de resistencia.

Es un importante señalar, que “el qué tanto” interfieren un determinado valor de PSA sobre la selección de individuos con un determinado mecanismo de resistencia --quizás la pregunta más interesante de este parámetro, depende entre otras cosas del número de grupos toxicológicos que seleccionan la población y su influencia que ejercen así como también del propio mecanismo de resistencia a seleccionar (la forma como se hereda) en la plaga de interés; además de la proporción inicial de individuos con genes de resistencia, en la población plaga, por lo que la interpretación de un valor “X” de PSA de un grupo toxicológico, contra el mismo valor de PSA de otro grupo, usualmente es diferente.

En general con respecto a la presión que ejercen los insecticidas sobre los mecanismos de resistencia, se ha detectado que son más afectados los no

metabólicos, seguido de las oxidasas, y finalmente las esterasas; sin embargo, el “ajuste final” para la interpretación se tendrá que dar en cada región agrícola, según las condiciones específicas de la misma.

El análisis de los resultados deberá hacerse en forma conjunta con los resultados de los estudios de resistencia, ya que los dos tipos de información se complementan y, por lo tanto, es posible minitorear el proceso “causa-efecto”, y tener mayores argumentos para la conformación de la Estrategia de Manejo Regional de Insecticidas.

#### AFINIDAD DE MECANISMOS DE RESISTENCIA

El objetivo de esta parte de la ESTRATEGIA, es definir cual es el principal (o principales) mecanismos de resistencia que se deben seleccionar para cada población de insectos-plaga. Es indudable que no se puede combatir una población de insectos-plaga, sin que a corto, mediano o largo plazo, la población que se esté seleccionando quede conformada por individuos con genes de resistencia a ciertos insecticidas; sin embargo, se puede manipular la población mediante una selección adecuada de insecticidas, de tal manera que se pueda influir significativamente sobre él o los mecanismos de resistencia a seleccionar.

Desafortunadamente, no existe una “receta de cocina” sobre cuál o cuáles son los mecanismos de resistencia más aconsejables a seleccionar en primera estancia, ya que eso depende de una serie de factores, entre los que destacan: la condición actual de las poblaciones de insecto-plaga con respecto a sus niveles de susceptibilidad o resistencia hacia los diferentes mecanismos de resistencia (proporción inicial de genes de resistencia en la población), y el sistema de producción, (su relación cultivos-plaga). Es deseable tener un problema de resistencia debido a un solo mecanismo de resistencia, en lugar de tener un problema de resistencia múltiple, ya que en este último caso, por encontrarse un nivel crítico la participación de varios mecanismos de resistencia, la disponibilidad futura de insecticidas o acaricidas que sean efectivos a sus dosis originales efectivas, queda en entredicho.

En forma muy general, y sobre todo cuando se trata de una sola población de insectos plaga, se aconseja que los últimos mecanismos de resistencia a seleccionar sean los no metabólicos, debido a la forma como se heredan; por ejemplo, en el caso del Kdr, que es un mecanismo incompletamente recesivo en su manifestación genética, el individuo heterocigoto presenta una respuesta al insecticida muy semejante a un homocigoto susceptible; en términos prácticos, lo anterior significa que cuando a nivel de campo se registren fallas en efectividad debido a problemas de resistencia, casi la totalidad de individuos homocigotos susceptibles a la dosis original habrán desaparecido, conjuntamente con la mayoría de los heterocigotos. Por lo anterior, el retorno a niveles cercanos a susceptibilidad es extremadamente difícil y a muy largo plazo, por ser minoría en la población los individuos con genes de susceptibilidad.

Para el caso de los mecanismos de resistencia metabólicos, el criterio para la selección a primera estancia está en función, por una parte, de la estabilidad del mecanismo y, por otra, de la respuesta de los individuos heterocigotos a las dosis iniciales efectivas; por ejemplo, si se compara esterasas contra oxidasas, los individuos que posean el primer grupo de enzimas, tienen menos esperanzas de sobrevivir una vez que desaparece la presión de selección-; en cambio aquellas que poseen altos niveles de oxidasas, son individuos más adaptados, y cuya esperanza de vida es muy semejante a un individuo susceptible, que se desarrolla bajo un ambiente sin presión de selección de insecticidas.

Por otra parte con respecto a esterasas, los individuos heterocigotos se comportan muy similar a los individuos homocigotos resistentes, por lo que al presentarse las primeras evidencias de resistencia en campo, aún existe en la población cantidad suficiente de genes de susceptibilidad, por lo que el retorno a niveles cercanos a susceptibilidad, es posible que ocurra en un período relativamente corto; en cambio, si se trata de un problema mediano por oxidasas, el comportamiento de los individuos heterocigotos se ubica en un nivel intermedio entre ambos homocigotos (susceptibles y resistentes), por lo que a nivel práctico se hace más difícil y tardado el retorno a niveles cercanos a susceptibilidad.

En forma general, lo anterior planteado indica que es conveniente seleccionar en primera instancia mecanismos de resistencia medianos por esterasas. En el caso de que la decisión "de el qué seleccionar" se encuentre dentro de un grupo de enzimas similares, por ejemplo esterasas y carboxiesterasas, el mecanismo que se sugiere seleccionar es aquel que afecta al menor número de insecticidas; en este caso, el mediano por carboxiesterasas.

#### PATRON DE CULTIVOS-PLAGA

El objetivo es definir, con base en los cultivos que integran el sistema de producción y a las plagas regionales, las áreas de "reserva" donde las poblaciones de plagas no sean sometidas a presión de selección hacia ciertos mecanismos de resistencia.

Definitivamente, no se debe planear la EMRI sin considerar la totalidad de los cultivos que integran el sistema, debido a que lo anterior significa riesgo de manipulación de los mecanismos de resistencia en aquellas poblaciones de insectos que se encuentran presentes en cultivos que no considere la EMRI, además de su influencia no dirigida ni controlada en la planeación del mecanismo de resistencia a seleccionar. Lo anterior arrojaría la pérdida de oportunidad de "diluir" al menos los mecanismos de resistencia más problemáticos.

En el caso de mecanismos de resistencia no metabólicos, como el Kdr se sugiere que las poblaciones a seleccionar para esos mecanismos, no sean sometidas a presión de selección en todos los cultivos en los que se encuentran presentes, sino solamente en aquellos donde la disponibilidad de productos no dejen opción.

Dentro de las recomendaciones de insecticidas para un cultivo, se puede dar el caso de que no se pueda incluir todos los insecticidas que pertenezcan al mismo grupo toxicológico, a pesar de que éstos sean efectivos a dosis convencionales de campo. Aparentemente, lo anterior resulta ilógico, sin embargo, en el caso de que el grupo a recomendar sea por lo pronto la única opción de control para la plaga-problema, y además uno o varios insecticidas del grupo sean efectivos para otras plagas en el mismo cultivo, y así mismo se usan para su combate, estos insecticidas deberán ser excluidos del grupo toxicológico recomendado, debido a que seleccionarán a la plaga problema sin necesidad, cuando se apliquen contra las otras plagas, y el problema de falta de insecticidas disponibles -- a sus dosis originales-- en el cultivo problema, se agudizará innecesariamente.

#### REGISTRO VIGENTE

El objetivo es verificar que los plaguicidas a incluir en las recomendaciones de insecticidas, estén autorizados para su uso en el cultivo de interés, ante la Dirección de Sanidad Vegetal.

El registro vigente de uso, es un aspecto de tipo legal que invariablemente debe ser respetado. El hecho de que un producto posea registro de uso, no significa que se le otorgue fácilmente su aval para su uso en su zona de influencia, ya que para incluirlos deben encajar perfectamente en la EMRI. En otras palabras, un registro de uso no está necesariamente relacionado con el aspecto manejo.

El usar un producto con registro vigente, sin que cumpla con todos los parámetros que considera la EMRI, pueden ocasionar un sinnúmero de problemas, algunos muy sencillos de visualizar, como por ejemplo, que no sea efectivo. Lo anterior como consecuencia de que probó ser efectivo en tres o más regiones del país; sin embargo, de ninguna manera indica que sea efectivo en el resto de las regiones agrícolas, sencillamente porque las plagas de cada región son diferentes, genéticamente hablando.

**LITERATURA CITADA**

- Abbot, W.S. 1925. **A method of computing the effectiveness of an insecticides.** J. Econ. Entomol. 18:265-267.
- Lagunes Tejeda, A:1991. **Notas del curso de toxicología y manejo de insecticidas (Documento de trabajo).** México. Colegio de Postgraduados. Centro de Entomología y Acarología) Montecillos Chapingo, 195 p.
- Lagunes Tejeda, A y J.C.Rodriguez Maciel. 1985. **Análisis toxicológico de áreas agrícolas.** *In:* Lagunes Tejeda, A. y J.C.Rodriguez Maciel. 1989, Grupos toxicológicos de insecticidas y acaricidas. México.Colegio de Postgraduados.Centro de Entomología y Acarología. 228 p.
- Pacheco Mendivil, F. 1987. **Evaluaciones y recomendaciones de plaguicidas en México.** *In.* Memoria del XII Simposio Nacional de Parasitología Agrícola. Morelia, Mich. México. Ingenieros Agrónomos Parasitólogos, A.C. (en prensa).
- Pacheco Covarrubias, J.J. 1989. **Los cuadros básicos de insecticidas como herramienta de divulgación de las estrategias de manejo de insecticidas.** México. CEVY. CIFAP-SONORA-INIFAP. (Mimeografiado).
- Pacheco Covarrubias, J.J. 1991. **Análisis toxicológico del uso de insecticidas en algodónero, en el Valle del Yaqui, Son. durante 1991.** XXVI Congreso Nacional de Entomología. Sociedad Mexicana de Entomología. Veracruz, Ver.
- Taylor, R.A.J. 1987. **On the accuracy of insecticide efficacy reports.** U.S.A. Forum. Environmental Entomology. Vol.16 No.1.

Cuadro 1.- Grupos toxicológicos de insecticidas y acaricidas.

OC DDT	Organoclorados de DDT
OC Be	Organoclorados del benceno
OC Cd	Organoclorados de los ciclodienos
FA OM	OF alifáticos con enlace P-O y uno o dos grupos metil
FA OE	OF alifáticos con enlace P-O y uno o dos grupos etil o propil
FA SM	OF alifáticos con enlace P-S y uno o dos grupos metil
FA SE	OF alifáticos con enlace P-S y uno o dos grupos etil o propil
FC OM	OF cíclicos con enlace P-O y uno o dos grupos metil
FC OE	OF cíclicos con enlace P-O y uno o dos grupos metil o propil
FC SM	OF cíclicos con enlace P-S y uno o dos grupos metil
FC SE	OF cíclicos con enlace P-S y uno o dos grupos etil o propil
FH OM	OF hererocíclicos con enlace P-O dos grupos metil
FH OE	OF heterocíclicos con enlace P-O y uno o dos grupos etil o propil
FH SM	OF heterocíclicos con enlace P-S y uno o dos grupus metil
FH SE	OF heterocíclicos con enlace P-S y uno o dos grupos etil o propil
F Cx	OF con uno o dos grupos carboxistil
CA MM	Carbamatos alifáticos monometil
CC MM	Carbamatos cíclicos monometil
CH MM	Carbamatos heterocíclicos monometil
C DM	Carbamatos dimetílicos
C MISC	Carbamatos miscelaneos
PIRT	Piretroides
IBOT	Insecticidas botánicos
OA CI	Organoazufrados cíclicos
OA He	Organoazufrados heterocíclicos
OEST	Organoestanosos
FORM	Formamidinas
TIOC	Tiocianatos

DNF	Dinitrofenoles
IMICR	Insecticidas biológicos o microbiales
IREGC	Reguladores del crecimiento
FUM	Fumigantes
IINOR	Insecticidas inorgánicos
IAMIN	Aceites minerales
IMISC	Insecticidas misceláneos

OF = organofosforados

Cuadro 2.- Rangos de porcentajes estimados de la participación relativa de mecanismos de resistencia de poblaciones de artrópodos a insecticidas.

	DDT	PM	PE	MAL	END	PER	CAR
OXI-ASA	10-50	20-30	20-30	20-30	0-10	5-10	40-80
EST-ASA	0	10-70	10-70	5-10	0-	5-30	0
DDT-ASA	20-80	0	0	0	0	0	0
GT-ASA	0	10-40	5-10	5-15	0	0	0
CABX-ASA	0	0	0	10-80	0	0	0
M-EXC	5-10	5-10	5-10	5-10	5-10	5-10	5-10
M-PEN	5-10	5-10	5-10	5-10	5-10	5-10	10-25
Kdr	20-80	0	0	0	0	50-90	0
ACE-INS	0	5-15	5-15	5-15	0	0	0
INS-CD	0	0	0	0	70-90	0	0

**Insecticidas:** DDT= DDT; PM= paratión metílico; PE= paratión etílico; MAL= malatión; END= endrín; PER= permetrina; CAR= carbaril

**Mecanismos de resistencia:** OXI-ASA= oxidasas; EST-ASA= esterasas; DDT-ASA= DDTasas; GT-ASA= glutatión transferasas; CABX-ASA= carboxiesterasas; M-EXC= mayor excreción; M-PEN= menor penetración; Kdr= resistencia al derribe; ACE-INS= Acetilcolinesterasa insensible a organofosforados o a carbamatos; INS-CD= insensibilidad a ciclodienos.



Cuadro 3.- Estimación de la importancia de mecanismos de resistencia en grupos toxicológicos de insecticidas en poblaciones de artrópodos.

	OXI-ASA	EST-ASA	GT-ASA	CABX-ASA	DDT-ASA	C-GLU	M-EXC	M-PEN	Kdr	ACE-I-CARB	ACE-I-OF	INS-CD
OC DDT	3.0	0.0	0.0	0.0	4.0	0.0	0.5	0.5	4.0	0.0	0.0	0.0
OC Be	3.0	0.0	0.0	0.0	3.0	2.0	0.5	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0
OC Cd	1.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	0.0	5.5
FA OM	3.0	5.0	3.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.0	0.0
FA OE	3.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.3	0.0
FA SM	2.0	5.0	3.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.5	0.0
FA SE	2.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.0	0.0
FC OM	3.0	5.0	3.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.3	0.0
FC OE	3.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.5	0.0
FC SM	2.0	5.0	3.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.0	0.0
FC SE	2.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.3	0.0

	OXI-ASA	EST-ASA	GT-ASA	CABX-ASA	DDT-ASA	C-GLU	M-EXC	M-PEN	Kdr	ACE-I-CARB	ACE-I-OF	INS-CD
FH OM	3.0	5.0	3.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.5	0.0
FH OE	3.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.0	0.0
FH SM	2.0	5.0	2.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.3	0.0
FH SE	2.0	5.0	1.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	1.5	0.0
F Cx	2.0	2.0	2.0	5.5	0.0	0.0	0.5	0.5	0.0	0.0	0.8	0.0
CA MM	5.0	0.	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.8	0.0	3.0	0.0	0.0
CC MM	4.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	1.0	0.0	3.3	0.0	0.0
CH MM	4.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	1.5	0.0	3.0	0.0	0.0
C DM	5.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	1.0	0.0	3.0	0.0	0.0
C MISC	4.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	0.8	0.0	2.5	0.0	0.0
PIRT	1.5	2.5	0.0	0.0	0.0	0.0	0.5	1.5	6.0	0.0	0.0	0.0

Mecanismos de resistencia: OXI-ASA= oxidasas; EST-ASA= esterases; GT-ASA= glutatión transferasas; CABX-ASA= carboxiesterasas; DDT-ASA= DDTasas; C-GLU= conjugación con glutatión; M-EXC= mayor excreción; M-PEN= menor penetración; Kdr= resistencia al derribe; ACE-I-CARB= acetilcolinesterasa insensible a carbamatos; ACE-I-OF= acetilcolinesterasa insensible a organofosforados; INS-CD= insensibilidad a ciclodienos.

## **CONCEPTUALIZACIÓN Y ORGANIGRAMA DE LA CAMPAÑA CONTRA LA MOSQUITA BLANCA DE LA HOJA PLATEADA. Juan José Pacheco Covarrubias.**

### **INTRODUCCIÓN.**

La organización de una campaña tiene el objetivo de ordenar las acciones y definir responsabilidades en su entorno para ser eficientes en el manejo de la misma. A nivel nacional se han tenido bastantes experiencias en manejo de campañas contra la mosquita blanca, útiles todas ellas, sin embargo, difícilmente son aprovechadas entre los grupos que constituyen otras campañas sobre esta plaga a nivel nacional, debido a que las experiencias de estas no son publicadas.

En el Valle del Yaqui, se tuvo la experiencia de iniciar la campaña contra esta plaga prácticamente de cero, hasta lograr su organización completa, lo que actualmente se traduce en tomas de decisiones eficientes para su manejo regional. La organización de la Campaña en este valle se realizó paulatinamente, de acuerdo con las experiencias de todos los integrantes de la misma, por lo que dicha información proviene de experiencias que de una u otra forma aportaron los integrantes de esta campaña en el Valle del Yaqui, Son.

El presente documento engloba la propuesta de conceptualización de las funciones que el personal directivo y operativo deberá desempeñar, dentro del marco general de una Campaña Contra la Mosquita Blanca de la Hoja Plateada —MBHP—, en el ámbito de un Distrito de Desarrollo Rural.

**CONCEPTO DE CAMPAÑA, GRUPO Y ACCIONES.** Con el objetivo de denominar adecuadamente cada uno de los segmentos que conforman la Campaña Contra la MBHP, se describen a continuación los conceptos que habrán de usarse dentro del marco de operación y que necesariamente serán la base para una adecuada comunicación entre los integrantes de la Campaña contra la MBHP.

**CAMPAÑA.** El término campaña se refiere a un conjunto de actos y/o esfuerzos que se aplican para conseguir un fin determinado. En este caso particular, la Campaña Contra la MBHP puede ser coordinada por grupo de instituciones con el fin de controlar en el ámbito regional, las poblaciones de esta plaga.

**GRUPO.** La campaña como tal está compuesta de GRUPOS, siendo su definición “una unidad de miembros que comparten conciencia de interacción y pertenencia”. En el caso del Valle del Yaqui, los integrantes de la campaña están agrupados en grupos, áreas y secciones de trabajo de acuerdo a su responsabilidad.

**ACCIÓN.** Por acción se entiende todas aquellas actividades emanadas de los grupos, y por ende de los miembros de la campaña; dichas actividades podrán realizarse en un periodo determinado previamente, no menor de un año.

El organigrama de la campaña se ilustra en la figura 1. Para el Valle del Yaqui se consideró la intervención de 3 grupos de trabajo, 7 áreas y 7 secciones de trabajo

#### GRUPOS QUE OPERAN EN LA CAMPAÑA.

**GRUPO OFICIAL.** Las funciones específicas de este grupo se precisan en analizar las actividades de la campaña y consecuentemente marcar la dirección de la campaña, así como la búsqueda de fondos para solventar los gastos de la misma. Dentro de este grupo, queda la responsabilidad de informar oficialmente a los productores, técnicos, y medios de comunicación, acerca del desarrollo de la campaña.

El grupo oficial puede estar integrado por directivos de diversas instituciones, relacionadas de una u otra forma con el problema, por ejemplo: Secretaria de Agricultura Ganadería y Desarrollo Rural. Secretaria de Fomento Agropecuario del Gobierno del Estado. Distrito de Desarrollo Rural. Comité Estatal de Sanidad Vegetal. Junta Local de Sanidad Vegetal. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias (INIFAP). Universidades o instituciones de investigación.

**GRUPO TÉCNICO.** El grupo técnico puede estar formado por dependencias cuyo perfil de los técnicos y/o investigadores les permita diseñar las estrategias de la campaña, el análisis e interpretación de información encaminadas a normar, instruir y supervisar la actividad de la campaña.

Bajo este perfil se pueden agrupar instituciones como el Distrito de Desarrollo Rural-Sanidad Vegetal; Junta Local de Sanidad Vegetal; INIFAP-Entomología, universidades, etc.

**GRUPO ASESOR.** Debido a que los integrantes de este grupo tienen como responsabilidad auxiliar al grupo técnico en la toma de decisiones, este grupo puede estar conformado por técnicos de instituciones como el INIFAP o universidades.

**INVESTIGACIÓN.** La responsabilidad de este grupo es dar solución a las interrogantes para el manejo de esta plaga. La investigación debe estar integrada en un proyecto

#### ÁREAS QUE OPERAN EN LA CAMPAÑA.

**ÁREA DE ENLACE CON PRODUCTORES.** El área de enlace con productores tiene como función informar y acordar acciones a nivel regional con los diferentes grupos de productores. Dicha responsabilidad puede recaer en directivos del Distrito de Desarrollo Rural.

**ÁREA DE COMPILACIÓN DE INFORMACIÓN.** Esta área es la encargada de realizar la compilación e integración de la información de la campaña, y puede estar conformado por técnicos de instituciones como la Junta Local de Sanidad Vegetal o el INIFAP.

**ÁREA DE COORDINACIÓN OPERATIVA.** Los responsables de esta área, son los responsables de ordenar y controlar las actividades

generales al seno de la campaña, y servir de vínculo entre el grupo técnico y el área de divulgación y capacitación.

Esta área puede estar conformada por técnicos de instituciones como el Distrito de Desarrollo Rural-Sanidad Vegetal y la Junta local de Sanidad Vegetal.

**ÁREA DE ENLACE CON PERSONAL TÉCNICO DE LA CAMPAÑA.** La función esencial de esta área consiste en ordenar y controlar las actividades básicas de la campaña, en las secciones de: control biológico, socas, maleza, fechas de siembra, ornamentales, monitoreo y notificaciones. Asimismo, tienen como responsabilidad el informar al responsable del área de coordinación operativa, sobre la información diaria que genere cada una de las secciones anteriormente señaladas.

Por las características de control de información se sugiere que esta área sea de responsabilidad del personal técnico afiliado a instituciones como el Distrito de Desarrollo Rural-Sanidad Vegetal y la Junta Local de Sanidad Vegetal.

**ÁREA DE ENLACE CON PERSONAL TÉCNICO PARTICULAR.** La responsabilidad esencial de esta área responde a la tarea de coordinar a los técnicos del sector privado en las acciones de la campaña. Asimismo, tienen como responsabilidad el informar al responsable del área de coordinación operativa, sobre la información diaria que generen los técnicos del sector privado en la sección de monitoreo.

Por las características de control de información se sugiere que esta área sea de responsabilidad del personal técnico afiliado a instituciones la Junta local de Sanidad.

**CAPACITACIÓN.** La responsabilidad de esta área consiste en organizar los cursos de capacitación a técnicos sobre aspectos fundamentales para el manejo de la plaga, y en el caso específico del V. del Yaqui, esta integrado por personal técnico del Distrito de Desarrollo Rural y de la Junta Local de Sanidad Vegetal.

**DIVULGACIÓN.** Las funciones de dicha área consisten en apoyar al grupo técnico por medio de la reproducción de material de difusión y la difusión de acciones de divulgación de la campaña. En este caso, dicha área esta integrada por personal técnico del Distrito de Desarrollo Rural y de la Junta Local de Sanidad Vegetal.

#### **SECCIONES QUE OPERAN EN LA CAMPAÑA:**

**CONTROL BIOLÓGICO.** Las funciones de la sección de control biológico consisten en abastecer de material biológico a la campaña y realizar liberaciones de dicho material a nivel regional.

Por la responsabilidad de la misma esta sección esta integrado por personal técnico de la Junta Local de Sanidad Vegetal.

**MALEZA.** Las funciones de dicha sección consisten en programar y calendarizar las acciones de combate de maleza con la Comisión

Nacional del Agua; Así como dar seguimiento a dicha acción en red mayor y menor, y apoyar pruebas biológicas de efectividad de herbicidas.

Por las funciones de la misma esta sección se sugiere que este integrada por personal técnico de instituciones como el Distrito de Desarrollo Rural y/o la Junta Local de Sanidad Vegetal.

ORNAMENTALES. Las funciones de dicha sección consisten en monitorear poblaciones de la MBHP en áreas urbanas, viveros e invernaderos.

Se sugiere que esta sección este integrada por personal técnico de instituciones como como el Distrito de Desarrollo Rural y/o la Junta Local de Sanidad Vegetal.

SOCAS. Las funciones de dicha sección consisten en dar seguimiento a las acciones de destrucción de socas, y la realización de las mismas. Esta sección puede estar integrada por personal técnico de el Distrito de Desarrollo Rural y/o la Junta Local de Sanidad Vegetal.

FECHAS DE SIEMBRA. Las funciones de dicha sección consisten en dar seguimiento a la normatividad de fechas de siembra, y puede estar integrada por personal técnico de el Distrito de Desarrollo Rural y/o la Junta Local de Sanidad Vegetal.

MONITOREO Y NOTIFICACIONES. Las funciones de esta sección consisten en dar seguimiento a las acciones de monitoreo de la MBHP, organismos benéficos, y fenología de cultivos. Asimismo, dar recomendaciones —del grupo técnico— a productores y técnicos, sobre las acciones de combate, y el reparto de notificaciones oficiales.

Por las funciones de la misma esta sección se sugiere que este integrada por personal técnico de instituciones como el Distrito de Desarrollo Rural y/o la Junta Local de Sanidad Vegetal.

MONITOREO (TÉCNICOS PRIVADOS). Las funciones de esta área consisten en dar seguimiento, al menos, a las acciones de monitoreo de mosquita blanca, y fenología de cultivos.