



SECRETARÍA DE
AGRICULTURA, GANADERÍA,
DESARROLLO RURAL, PESCA Y ALIMENTACIÓN | SAGARPA

ISSN 1405-597X

inifap

**INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES
FORESTALES, AGRÍCOLAS Y PECUARIAS**

**CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL DEL NOROESTE
CAMPO EXPERIMENTAL VALLE DEL YAQUI**



*José Luis Martínez Carrillo
Juan José Pacheco Covarrubias
Arturo Hernández Jasso*

Manejo integrado de plagas del algodón en el sur de Sonora

Folleto Técnico No. 46

Junio 2002

CONTENIDO

	<i>Página</i>
Presentación	3
I. Filosofía del manejo integrado de plagas	4
I.1. Introducción.....	4
I.2. El enfoque de sistemas.....	5
I.3. Bases del manejo integrado de plagas.....	8
I.4. La implementación de un MIP	9
I.5. Consideraciones sobre el MIP	10
II. Desarrollo de la planta de algodón	11
II.1. Estructura de la planta de algodón	12
II.2. Etapas críticas del algodón.....	13
Establecimiento del cultivo	13
Respuesta del algodón a la densidad de población ...	16
Ciclo fructífero	19
Efecto de las temperaturas durante la fase fructífera	21
Distribución de la carga del algodón.....	22
Terminación del ciclo fructífero y cosecha	24
Estimación de la cosecha.....	25
III. Plagas primarias del algodón en el sur de Sonora	25
III.1. Picudo del algodón.....	26
III.2. Complejo de gusano bellotero-tabacalero	37
III.3. Complejo de insectos chupadores.....	40
III.4. Mosquita blanca	44
IV. Plagas secundarias del algodón.....	50
IV.1. Gusano soldado.....	50
IV.2. Gusano perforador de la hoja.....	52
IV.3. Gusano rosado	55
V. Estrategia de manejo de resistencia a insecticidas.....	57
VI. Fauna benéfica, su muestreo y criterios para la toma de decisión	58
Cómo realizar el muestreo	60

**SECRETARÍA DE AGRICULTURA, GANADERÍA, DESARROLLO
RURAL, PESCA Y ALIMENTACIÓN**

Secretario

Sr. Javier Bernardo Usabiaga Arroyo
Subsecretario de Agricultura y Ganadería

Ing. Francisco López Tostado
Subsecretario de Desarrollo Rural

Ing. Antonio Ruiz García
Subsecretario de Planeación

Lic. Juan Carlos Cortés García
Subsecretario de Pesca

Lic. Jerónimo Ramos Saenz Pardo
Oficial Mayor

Lic. Xavier Ponce de León Andrade

**INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES,
AGRÍCOLAS Y PECUARIAS**

Director General

Dr. Jesús Moncada de la Fuente
Coordinación General de Investigación y Desarrollo

Dr. Ramón Martínez Parra
Director General de Investigación Agrícola

Dr. Rodrigo Aveldaño Salazar
Director General de Investigación Pecuaria

Dr. Carlos A. Vega y Murguía
Director General de Investigación Forestal

Dr. Hugo Ramírez Maldonado
Director General de Administración

Dr. David Moreno Rico
Director general de Transferencia, Productos y Servicios

Dr. Edgar Rendón Poblete

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL DEL NOROESTE

Director Regional

Dr. Juan Manuel Ramírez Díaz
Director Regional de investigación

Dr. Erasmo Valenzuela Cornejo
Director Regional de Administración

Lic. Mario Cortés García
Director de Coordinación y Vinculación en el estado de Sonora

Dr. Emilio Jiménez García

CAMPO EXPERIMENTAL VALLE DEL YAQUI

Jefe de Campo

M.C. Juan José Pacheco Cobarrubias

ISSN 1405-597X

*manejo integrado
de plagas del algodnero
en el sur de Sonora, México*

Dr. José Luis MARTÍNEZ CARRILLO

Investigador del Programa de Entomología. CEVY-CIRNO-INIFAP

M.C. Juan José PACHECO COVARRUBIAS

Investigador del Programa de Entomología. CEVY-CIRNO-INIFAP

Dr. Arturo HERNÁNDEZ JASSO

*Investigador del Programa de Algodonero. CEVY-CIRNO-INIFAP**

INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGACIONES FORESTALES
AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

CENTRO DE INVESTIGACIÓN REGIONAL DEL NOROESTE

CAMPO EXPERIMENTAL VALLE DEL YAQUI

Ciudad Obregón, Sonora, México.

Mayo de 2002

*Hasta marzo de 1999

PRESENTACIÓN

Los insectos plaga representan uno de los principales problemas del cultivo de algodónero (*Gossypium hirsutum* L.). Se ha estimado que hasta un 20% de los costos de producción se deben al uso de diferentes tácticas de control, sobre todo el control químico. Las principales plagas de este cultivo en el sur de Sonora son: El picudo del algodón, *Anthonomus grandis*, el complejo formado por el gusano bellotero y el tabacalero *Helicoverpa zea* y *Heliothis virescens*, el complejo de insectos chupadores formado por diferentes especies, entre las que destacan la chinche ligus *Lygus hesperus*, *L. lineolaris* y *L. elisus*, la chinche rápida *Creontiades rubrinervis*, y *C. signatum*, las chicharritas del género *Empoasca*, la pulga saltona negra *Chlamydatus associatus* y *Spanagonicus albofasciatus*, la pulga saltona *Psudatomoscelis seriatus* y la mosquita blanca *Bemisia argentifolii*. También a principios del ciclo de cultivo se presentan plagas consideradas como secundarias, entre ellas están el gusano trozador *Agrotis ipsilon*, los trips del cogollo *Frankliniella* spp. y el trips negro *Caliothrips phaseoli*, y el gusano soldado *Spodoptera exigua*. Bajo ciertas circunstancias se pueden presentar poblaciones elevadas de chinche apestosa *Nezara viridula*, *Chlorochroa ligata* y *Euschistus servus*, así como de pulgones principalmente *Aphis gossypii*. La superficie de siembra de algodónero se ha reducido significativamente en el sur de Sonora, En 1996 se sembraron en Sonora 78,665 ha y para el presente ciclo 2001-2002, se tienen solamente 3,800 ha. De estas en el sur de Sonora se establecieron 1,700 ha. Esta reducción se ha debido principalmente a los bajos precios de la fibra en el mercado internacional, los que

en el año 2001 llegaron a bajar hasta 26 centavos de dólar por libra. El objetivo de esta publicación es dar a conocer las estrategias de manejo integrado de plagas que se pueden implementar en la región y que se basan en los resultados de investigación que se han obtenido en el Campo Experimental Valle del Yaqui. En esta publicación se darán a conocer aspectos relativos a los conceptos de Manejo Integrado de Plagas, desarrollo fenológico del cultivo, biología, ecología, muestreo y tácticas de control de las principales plagas, estrategias de manejo de resistencia a insecticidas, control biológico, control cultural y otros aspectos que en conjunto permitirán lograr un Manejo Integrado de Plagas en el cultivo de algodón con impacto regional, si se les da un seguimiento apropiado.

I. FILOSOFÍA DEL MANEJO INTEGRADO DE INSECTOS PLAGA

I.1. Introducción

El manejo integrado de plagas (MIP), es en la actualidad el paradigma aceptado a nivel mundial como el más importante para lograr la protección de los cultivos. Su implementación ha sido lenta ya que se requiere un cambio gradual para definir el proceso de acuerdo con cada situación particular. Las plagas son organismos que afectan la producción agrícola y en general cuando se habla de manejo integrado de plagas se piensa solamente en los insectos plaga, pero existen otros organismos que interactúan en el sistema afectando su producción y son considerados también plagas, entre ellos se encuentra la maleza, los virus, los hongos, las bacterias, los nemátodos, etc. Cuando se considera únicamente los insectos como plagas lo más correcto es utilizar manejo integrado de insectos plaga (Andrews y Quezada, 1989). Sin embargo, no se puede ser excluyente cuando se está tratando de establecer un MIP puesto que su filosofía

considera todo el sistema bajo una óptica holística (analizar el sistema en su totalidad) .

Dentro de la filosofía del Manejo Integrado de Plagas se considera principalmente el análisis del sistema desde el punto de vista ecológico, por lo tanto, el MIP es en lo general ecología aplicada. El MIP no es la simple concepción de que una plaga está presente en un cultivo y que debe ser controlada. Para implementar un buen manejo integrado de plagas se requiere analizar en conjunto las causas que hacen que las plagas sean problema para el cultivo, porque se presentan en determinadas etapas del cultivo, de donde vienen, como se desarrollan, cuando se espera que causen daño al cultivo de acuerdo a los niveles de población que existen y en general, observar los diferentes aspectos de la biología y ecología de las poblaciones de insectos.

El MIP por lo tanto es toda una filosofía que pretende lograr una integración armónica de los diferentes componentes del sistema agrícola, buscando efectos favorables desde el punto de vista económico, ecológico y social (Martínez Carrillo, 1992).

I.2. El enfoque de sistemas

El manejo integrado, considera el sistema agrícola completo y no solo pequeñas parcelas, los insectos se mueven a través del área agrícola y su combate se debe organizar a nivel regional, aunque las acciones se tomen a nivel parcelario. El atacar a una plaga a nivel regional tiene más impacto que a nivel local, pues se atenta contra el proceso de crecimiento de la población en toda la región, dando oportunidad para que a nivel de parcela se tomen las decisiones más convenientes para mantener las poblaciones por debajo del umbral de acción.

El manejo integrado, no contempla la erradicación como una forma de control de plagas por el contrario, se

requiere la presencia de estas para que sirvan de alimento a las poblaciones de insectos benéficos y se mantenga un equilibrio entre estos organismos. El uso de las diferentes tácticas de control debe ser complementario para reducir el incremento de la población de insectos plaga, asimismo, cada táctica debe tener su momento y un lugar oportuno para emplearse. Por ejemplo, la liberación de insectos benéficos se debe realizar cuando se considere que puede ayudar a reducir el crecimiento de una población de plaga y no cuando se tenga una mayor producción de organismos benéficos. Si una táctica de control es buena hay que aplicarla bien para lograr el objetivo deseado (Falcón, 1979).

A través de las labores de cultivo, la selección de fechas de siembra y cultivos en una región, el productor, induce cambios en la población de los insectos, creando un proceso dinámico en el cual se debe conocer cual es el problema que ocasiona un cambio en el patrón de cultivos regional, o como influye sobre las plagas un cambio en las fechas de siembra o una variación de las superficies de siembra de los cultivos.

Un sistema agrícola de cualquier región, esta formado por diferentes elementos entre ellos están los cultivos que se explotan en un valle o región agrícola, el suelo, el agua, la maleza, los insectos y las enfermedades, solo por citar algunos. Todos estos elementos interactúan, por lo tanto las plagas se pueden mover de un cultivo a otro, así como de la maleza a los cultivos y viceversa, además la maleza o cultivos en los que se hacen pocas aplicaciones de insecticidas pueden ser reservorios de fauna insectil benéfica.

En la medida en que el agricultor mueve un elemento del sistema, todo el sistema se modifica, lo que demuestra que es un sistema dinámico. Por ejemplo, al hacer aplicaciones de insecticidas se reducen poblaciones de plagas pero a la vez las poblaciones de insectos benéficos. Estos cultivos son posteriormente colonizados por otros insectos plaga que

ocupan el espacio dejado por las plagas que fueron eliminadas y así sucesivamente se lleva a cabo un proceso de movimiento e interacciones entre los diversos elementos del sistema.

Así, las acciones que se realizan en una parcela modifican en un tiempo determinado el comportamiento del sistema, pero para que tenga impacto en la población de un valle es necesario que las diversas acciones se tomen a nivel regional.

Existen a la vez elementos externos al sistema que tienen influencia directa en el comportamiento de este. Por ejemplo, el clima el cual puede acelerar o retrasar el desarrollo de los cultivos o de las poblaciones de insectos dependiendo de la condiciones de temperatura.

Hasta determinados límites entre mayor es la temperatura mayor es la velocidad de desarrollo de plantas e insectos y otros organismos presentes en el sistema, a medida que la temperatura baja los procesos fisiológicos de estos organismos se reducen y se retrasa su desarrollo.

Las lluvias afectan el proceso de las labores culturales y de igual forma diversos factores del clima, como los días nublados, y el rocío tienen influencia en la dinámica y comportamiento del sistema agrícola de un valle o región determinada.

Otro de los elementos externos al sistema que influye marcadamente en su comportamiento y por lo tanto en el desarrollo de poblaciones de insectos es el mercado. Dependiendo del precio de los productos, se toman acciones de control, o se dejan de hacer actividades de cosecha o destrucción de residuos, sobre todo en cultivos de alto valor comercial como las hortalizas, afectando la dinámica de las poblaciones de insectos y otros organismos del sistema.

I.3. Bases del manejo integrado de plagas

En la actualidad, el MIP es un enfoque de sistemas que usa una amplia variedad de información para la toma de decisiones en los cultivos y se le considera de primordial importancia como estrategia para el combate de los insectos plaga (Cuperus *et al.*, 2000).

En un contexto más amplio se puede mencionar que en la filosofía del MIP se contemplan tres enfoques principales (García y Byerly, 1976):

1.- Las acciones se deben realizar considerando restaurar, preservar u afianzar el balance del ecosistema, el MIP no considera la erradicación del organismo plaga. La presencia de organismos dañinos no necesariamente justifican una acción o acciones de control, 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, parásitos y/o depredadores.

2.- Se debe probar el potencial destructivo de un insecto plaga, antes de realizar cualquier acción. Para ello se requiere de umbrales económicos dinámicos y criterios basados en datos que permitan una apropiada toma de decisiones.

3.- El MIP debe utilizar una combinación de tácticas de control compatibles entre sí, incluida la no acción.

I.4. Implementación de un MIP

Para implementar realmente un MIP se requieren pasar por tres fases: 1).- Capacitación y educación, 2).- Investigación y desarrollo y 3).- Establecimiento y uso (Falcón, 1979).

1.- La capacitación y educación de los elementos involucrados en un MIP es la base para darle continuidad. El intercambio de información debe fluir a todos los niveles desde el mayordomo, hasta el productor y su asesor así como los consejeros del MIP y autoridades participantes. Es de vital importancia este intercambio para que exista seguimiento en las acciones y se logren los objetivos programados.

2.- La investigación y desarrollo del MIP son elementos importantes para establecer las estrategias de control más apropiadas de acuerdo al conocimiento que se tenga sobre la biología, ecología, umbrales económicos de daño, organismos benéficos y clima. Esta información servirá para diseñar el tipo de muestreo más apropiado de acuerdo al problema que se trate de solucionar. El muestreo es esencial para dar seguimiento a el efecto que tienen las acciones que se han tomado, así como el momento oportuno para realizarlas.

3.- El establecimiento y uso del MIP es la actividad más lenta e involucra un cambio de mentalidad en los usuarios. Los efectos no son tan espectaculares como cuando se realiza un aplicación de insecticidas, pero tienden a ser más duraderos tratando de llegar a la sustentabilidad del sistema. En gran medida el establecimiento y uso de sistemas de MIP depende de la capacitación y educación del productor y otros miembros de la comunidad agrícola.

I.5 Consideraciones sobre el MIP

En México, la implementación del MIP esta en una etapa incipiente de desarrollo. Sin embargo, el termino MIP es

utilizado para promover productos, vender insectos benéficos, o promocionar asistencia técnica. Es importante entender que el MIP no es una tecnología con la que se pueden lograr resultados inmediatos como cuando se aplican insecticidas. El MIP es una filosofía con un enfoque de sistemas que considera los aspectos económicos del productor, pero también los aspectos ecológicos y sociales. La aplicación de medidas de control debe tender a mantener las plagas a niveles que no causen un daño económico, ni ejerzan un impacto negativo en la naturaleza, ni riesgos en la salud de las personas que manejan o consumen los productos agrícolas, así mismo, considera la aceptación de la sociedad para la aplicación de las tácticas de control.

En general el MIP es ecología aplicada y como tal busca establecer el equilibrio entre los componentes del sistema. Para su implementación se requiere una capacitación permanente de tal forma que una persona que se dedique al control de plagas, necesita conocer algo más que los insectos plaga que atacan a un cultivo, o la densidad a la que causan daño, o el insecticida con que se controla. Se requieren conocimientos en aspectos tales como fisiología del cultivo, dinámica poblacional, muestreo, biología y ecología de poblaciones. Esto significa que para implementar realmente un MIP se requiere personal continuamente capacitado en los avances tecnológicos en el control de plagas y al tanto de los cambios en la superficies de siembra, patrón de cultivos y condiciones climáticas que influyen en la dinámica de las poblaciones de insectos a nivel regional. Pero sobre todo y lo más importante es que aplique los conocimientos adquiridos para lograr la reducción de las plagas en una forma racional, es decir pensando en los posibles efectos presentes y futuros que las acciones de control que recomienda puedan tener en el sistema agroecológico.

El MIP para que sea efectivo debe aplicarse a nivel regional y ser supervisado por personal capacitado y comprometido con esta filosofía. Con el MIP no se van a acabar los problemas de plagas, pero si se puede convivir con ellas, sin que causen daños significativos en aspectos económicos ecológicos y sociales.

Cuperus *et al.*, 2000, señalan: “Los principios del MIP son esenciales para la sustentabilidad de los sistemas de producción agrícola. Para hacer la transición de un manejo de plagas basado en productos químicos a uno con base en estrategias ecológicas de manejo, los sistemas de producción y procesamiento deben desarrollar de manera agresiva los recursos humanos y de información necesarios. Solo mediante la mejora de los recursos de investigación y educación se podrá garantizar la seguridad y rentabilidad de la producción y el procesamiento de alimentos y fibras. Existe una oportunidad única para que el MIP traiga mayor beneficio tanto en los medios ambientes agrícolas como en los urbanos”

II. DESARROLLO DE LA PLANTA DE ALGODONERO

El conocimiento del desarrollo de la planta de algodón es de gran importancia para la correcta y oportuna toma de decisiones para su establecimiento, y durante el desarrollo vegetativo y fructífero. Prácticas culturales como fecha de siembra, riegos, fertilización y el manejo de insectos plaga entre otros, son fundamentadas en el conocimiento de las etapas críticas de desarrollo de este cultivo.

El algodón, es una planta perenne de origen tropical de la familia de las malvaceas, cuyo centro de origen se ubica en la planicie costera del sureste de México y Centroamérica (Wendel *et al.*, 1992). La planta de algodón es una de las especies más plásticas del reino

vegetal, lo que le permite adaptarse a diversos hábitats desde la orilla del mar hasta regiones de altiplano mayores a 1000 msnm. En México se encuentra en forma silvestre en las planicies costeras del sureste, principalmente en los estados de Guerrero, Oaxaca, Tabasco, Campeche, Yucatán, Quintana Roo y Chiapas.

II.1 Estructura de la planta de algodónero

Los meristemos apicales dan origen a cuatro órganos: Hojas, tallos, raíces y estructuras fructíferas (Mauney, 1968). A las primeras dos hojas se les conoce como cotiledonares, posteriores a estas aparecen las profolias (hojas rudimentarias), y las hojas verdaderas. Las hojas cotiledonares alcanzan un tamaño de 5 cm, las profolias son muy pequeñas, casi inconspicuas, mientras que las hojas verdaderas alcanzan un tamaño de hasta 15 cm.

El arreglo de las hojas a lo largo del tallo se le conoce como filotaxia. El algodónero tiene una filotaxia espiral en que cada hoja esta colocada en un ángulo de 135° por encima de la anterior.

Altura de planta. La planta de algodónero en su forma silvestre es un arbusto de hasta 3 m de altura. A través del mejoramiento genético, se ha buscado hacerla producir en un ciclo anual de porte compacto de alrededor de 1 m. Debido a su plasticidad responde positivamente a las diversas condiciones agro-ecológicas, pudiendo alcanzar hasta 1.8 m en suelos muy fértiles o con alta precipitación, mientras que en suelos compactados o con problemas de salinidad tiene un desarrollo reducido de menos de 50 cm.

Ramas. Sobre el tallo se pueden desarrollar dos tipos de ramas: vegetativas (monopodios) y fructíferas (simpodios), estas últimas son las más importantes desde el

punto de vista de la producción. En el Valle del Yaqui se han documentado hasta 25 simpodios. Sin embargo, los últimos cinco tienen poca importancia desde el punto de vista productivo, puesto que su aportación al rendimiento final es menor al 5% y cuesta mucho su protección, ya que se desarrollan cuando la presión de plagas es más alta.

El ciclo fructífero del algodónero se caracteriza por cuatro fases: 1).- botones florales (conocidos coloquialmente como cuadros), 2).- floración, 3).- desarrollo de cápsulas (también llamadas bolas), y 4).- la fase final es la de capullos. Del total de cuadros producidos menos del 35% llegan a flor. De las flores formadas, alrededor del 40% llegan a formar capullos.

II.2 Etapas críticas del algodónero

La planta tiene tres etapas críticas: 1).- establecimiento, 2).- ciclo fructífero, y 3).- la época de la cosecha.

Establecimiento del cultivo

El algodónero enfrenta adversidades causadas por factores bióticos (insectos principalmente) y abióticos. Entre los abióticos el clima es el componente más importante. El clima comprende tanto la temperatura y la posible precipitación pluvial al momento de la siembra, la germinación, la emergencia, la fructificación y la cosecha.

De acuerdo con Hake *et al.*, (1996), para obtener una buena nacencia se requieren un mínimo de 50 unidades calor, estas se pueden lograr en un período que puede variar de acuerdo a la fecha de siembra. Sin embargo en el Valle del Yaqui, se ha observado que se requieren alrededor de 65 unidades calor.

Uno de los momentos más críticos para el algodónero es la temperatura mínima al momento de la siembra y los primeros tres días posteriores al inicio del proceso de germinación (Hake *et al.*, 1996). Para una óptima germinación se requieren temperaturas de 18°C en el suelo, con lo cual se tienen emergencias en un período de una semana. Temperaturas menores a 15°C pero mayores a 10°C, retardan la germinación y la emergencia, pudiendo agotarse las reservas de energía de la semilla (carbohidratos), bajo estas condiciones la plántula logra emerger después de 15 a 20 días, con lo cual se tiene un desarrollo inicial lento del cultivo en la fase vegetativa. Si al momento de la germinación las temperaturas fluctúan entre 5 y 10°C se está corriendo un gran riesgo de no obtener la población mínima deseada y la necesidad de hacer una resiembra.

Existen dos fases de sensibilidad de la germinación: la primera ocurre durante las primeras cinco horas cuando comienza la imbibición o toma de agua por la semilla, en esta etapa, el agua estimula el desarrollo del embrión, estas primeras horas son críticas para la germinación y supervivencia. El embrión puede ser dañado severamente, si la toma de agua ocurre a temperaturas menores de 10°C. Si la temperatura es menor a 5°C, el embrión puede morir.

La segunda fase ocurre entre el segundo y tercer día después de que la semilla inició la toma de agua. Temperaturas menores a 10°C en el suelo pueden dañar el desarrollo inicial de la radícula, provocando un posterior desarrollo anormal de la planta, simulándose los efectos de un crecimiento en suelo compactado, porque la planta alcanza un desarrollo reducido, muy por debajo de su potencial genético.

Se puede obtener una mejor población de plantas, sembrando variedades de semilla grande, ya que tienen

mayor porcentaje de emergencia por su mayor vigor, en tanto que las semillas pequeñas tienen una menor probabilidad de éxito, sobre todo en siembras tempranas, cuando las temperaturas están por debajo del óptimo. De preferencia escoger semillas que tienen un porcentaje de germinación sobresaliente en prueba de germinación en frío.

Por lo anterior, es conveniente establecer la siembra cuando la temperatura del suelo sea cercana al óptimo para la germinación y emergencia (18°C), que se da en diciembre, febrero y marzo. Siembras más tardías presentan muchos problemas climáticos y entomológicos, por lo que no son recomendadas. Por otra parte, la fecha de siembra del mes de diciembre, permite que el desarrollo fructífero ocurra en un período donde el pico de la floración no coincide con la máxima población de mosquita blanca, esta plaga puede llegar a causar reducción del rendimiento en siembras de febrero y marzo cuando se presenta en poblaciones superiores a 10 mosquitas por hoja.

Ya establecida la plántula, esta podrá soportar temperaturas cercanas al punto de congelación, si estas son de corta duración. Por otra parte, la exposición a largos períodos, a temperaturas menores a 5°C, puede causar daños irreversibles, que se manifiestan en un pobre desarrollo vegetativo y fructífero.

Otro factor abiótico muy importante es la característica del suelo, suelos muy arcillosos, tienden a agrietarse en el centro de la cama del surco, especialmente si la siembra se hizo en seco. Lo anterior trae como consecuencia, que se provoquen lesiones en la raíz en desarrollo, lo cual permite a ciertos patógenos, provocar secadera, o Damping off, resultando en pérdidas de población, que en algunos casos pueden llegar a más del 50%, pudiendo haber la necesidad de resembrar.

Respuesta del algodónero a la densidad de población

El algodónero por ser una especie perenne, tiene una gran plasticidad, y se puede adaptar a diferentes densidades de población. Lo más importante para definir la capacidad competitiva de una variedad es su morfología y desarrollo foliar. Un estudio de competencia intergenotípica realizado en Texas (Hernández, 1979) reportó que variedades precoces, compactas, de hoja pequeña soportan una mayor población de plantas que variedades de ciclo intermedio, arbustivas, de hoja grande.

En el Valle del Yaqui, Hernández y Pérez (1992), reportaron que en siembra de marzo, con la variedad CIANO COCORIM-92, se aumentó, aunque no significativamente su rendimiento en pluma, en hueso, y a primera pizca cuando se dejó la población inicial sin aclareo (120 mil plantas/ha), indicando que tiene una menor competencia intragenotípica, en comparación con el testigo regional evaluado que fue DELTAPINE 80.

Posteriormente, Hernández (1993), reportó que poblaciones de 110 mil plantas por hectárea, tienen un potencial de producción estadísticamente similar que la densidad convencional de 55 mil plantas (Cuadro 1), con lo cual se pueden hacer ahorros sustanciales por el costo del aclareo; así mismo se encontró que no se afectaron significativamente las características de capullo y calidad de fibra.

CUADRO 1. PRODUCCIÓN Y PRINCIPALES COMPONENTES DE RENDIMIENTO Y CALIDAD DE FIBRA. CEVY-CIRNO. CICLO PRIMAVERA-VERANO 1993.

DENSIDAD DE POBLACIÓN	RENDIMIENTO, KG/HA		CARACTERÍSTICAS DE CAPULLO			CALIDAD DE FIBRA		
	PLUMA	HUESO	% DE FIBRA	PESO	INDICE DE SEMILLA	LONGITUD	FINURA	RESISTENCIA
110,000	1343	3,118	42.8	5.2	11.0	1 1/16	5.4	79.778
55,000	1280	2,971	42.7	5.3	11.1	1 1/16	5.4	80.583

Las variedades CIANO COCORIM-92 y CIANO YAQUIMI-86, formadas en el Campo Experimental Valle del Yaqui, son cultivares con follaje menor que los tipos DELTAPINE, tanto en tamaño como en número de hojas. Por otra parte CIANO COCORIM-92 es de tipo compacto, es decir de entrenudos más cortos, tanto a lo largo del tallo principal y de los secundarios, como entre sitios fructíferos a lo largo de la rama. Hernández y Ortiz (1994) reportaron que el algodónero es muy sensible a la influencia poblacional, siendo por lo tanto muy proclive a las interacciones con otros factores como calendarios de riegos y fechas de siembra. Así, las variedades CIANO incrementaron su rendimiento cuando crecieron en alta densidad de población, confirmando los resultados reportados por Hernández (1993).

Por otra parte, se encontró que la alta población en general produjo más que la baja, en siembras de febrero y marzo, más no en la siembra tardía de abril, sin embargo, se observan diferencias de respuesta en función de la variedad probada, CIANO COCORIM-92 mostró su mejor rendimiento en las siembras de febrero 22 y marzo 4, produciendo en forma similar en la siembra temprana de febrero 10 y en la tardía de abril 4. Por su parte, CIANO YAQUIMI-86 produjo casi siempre más en alta densidad de población. Finalmente, DELTAPINE 5415 rindió prácticamente lo mismo en baja y alta población en las siembras de febrero, mientras que el rendimiento fue mayor en alta población para la siembra de marzo y menor en baja densidad en la siembra de abril.

La interacción de riegos con población se da con bastante frecuencia, en especial en función del cultivar objeto de manejo. Con respecto a riegos, aunque se obtuvo el mayor rendimiento promedio cuando el calendario de riegos comenzó al inicio de la fase de cuadro, DELTAPINE 5415 que fue la variedad más rendidora, mostró su máxima producción en baja densidad cuando se inició el calendario de riegos de auxilio cuando la planta tenía de 4 a 6 hojas verdaderas, bajando su

producción después, con riegos tanto en el inicio de cuadros como en floración.

CIANO COCORIM-92 tuvo su mayor producción en alta densidad cuando el primer riego de auxilio se aplicó al inicio de la fase de cuadro, y el menor rendimiento cuando el calendario de riegos comenzaba al inicio de floración.

Finalmente, CIANO YAQUIMI-86 mostró la misma tendencia en baja como en alta densidad de población, produciendo su máximo rendimiento cuando el inicio de riegos de auxilio ocurrió al comienzo del cuadro. Estos resultados discrepan de lo reportado en ciclos anteriores en función de que en ese ciclo, se tuvo como factor limitante a la mosquita blanca, que se presentó en alta incidencia.

En un estudio llevado a cabo en fecha de siembra de diciembre Hernández (1998), encontró que con poblaciones cercanas a 200 mil plantas/ha se obtenían los mejores rendimientos en diferentes variedades de algodón, en especial en aquellas de tipo compacto. El mayor rendimiento se debió a un ligero incremento en el porcentaje de fibra, a pesar de que se observaron pesos de capullo y tamaño de semilla ligeramente menores.

Ciclo Fructífero

Para obtener una fructificación exitosa se requiere tener un manejo óptimo del agua y del nitrógeno para evitar que se prolongue innecesariamente el ciclo, que conduce a problemas entomológicos.

Se puede definir el inicio de cuadro, cuando se empiezan a observar a simple vista los botones, este proceso se inicia en promedio a las 450 Unidades Calor (UC)

(umbrales de 12.8 y 30°C) en variedades precoces, y en variedades de ciclo intermedio se requieren 500 UC. La fase de cuadro dura de 9 a 10 semanas. Se requieren de 25 a 30 días, para pasar de cuadro a flor.

El fruto del algodnero desde el punto de vista botánico es una cápsula, en términos vulgares se le conoce como bellota, pero esto es incorrecto porque las bellotas son los frutos de los encinos. En la literatura internacional se usa el término “bola”, mismo que se usará en este capítulo.

La floración se inicia a las 600 UC en variedades precoces, mientras que en variedades de ciclo intermedio se requieren 700 UC, en variedades de ciclo largo se necesitan 750 UC. La planta dura en floración hasta 10 semanas, si no tiene daño severo de plagas. Sin embargo del total del ciclo de floración las primeras 6 semanas son las más importantes porque es donde se establece la aportación más importante al rendimiento final del algodnero.

El día que la flor es fecundada ya es una bola, que alcanza su máximo desarrollo entre 21 a 25 días de la fecundación. En ese momento la bola ya no requiere humedad. Se requieren de 45 a 60 días para completar la fase de flor a capullo, dependiendo de la fecha de siembra. El mayor número de bolas se alcanza entre la 4ta a la 6ta semana del inicio de floración, de nuevo dependiendo de la fecha de siembra, entre más temprana sea, más días se requieren para llegar a esta etapa, en el Cuadro 2 se presenta en días la ocurrencia de eventos de la fase fructífera.

CUADRO 2. OCURRENCIA DE LOS PRINCIPALES EVENTOS DE LA ETAPA FRUCTÍFERA DEL ALGODONERO BAJO UN CICLO PROMEDIO DE TEMPERATURA. VALLE DEL YAQUI, SONORA.

EVENTO	SIEMBRA		
	DICIEMBRE	ENERO	FEBRERO
Inicio de cuadro	2ª. Decena de marzo	1ª. decena de abril	2ª. Decena de abril
Inicio de floración	2ª. Decena de abril	1ª. decena de mayo	2ª. Decena de mayo
Máximo cuadro	1ª. Decena de mayo	3ª. decena de mayo	2ª. Decena de junio
Máxima floración	3ª. Decena de mayo	2ª. decena de junio	3ª. Decena de junio
Inicio de capullos	2ª. Decena de junio	3ª. decena de junio	1ª. Decena de junio
Cosecha	1ª. Decena de julio	2ª. Decena de junio	3ª. Decena de junio

Los primeros capullos se observan de 6 a 8 semanas del inicio de la floración, y al igual que el cuadro y la floración, la velocidad de desarrollo depende de la temperatura.

Efecto de las temperaturas durante la fase fructífera

La temperatura óptima para el desarrollo de la fase fructífera es de 28°C durante el día y de 21 a 24 °C durante la noche. Temperaturas menores reducen el transporte de carbohidratos de las hojas a las fructificaciones, mientras que bajo temperaturas mayores, se gastan carbohidratos

ineficientemente. Ambas condiciones provocan polen estéril. Las plantas tienen sus limitaciones cuando se trata de adaptarse a la temperatura ambiental, por ejemplo no son capaces de bajar su temperatura, si están bajo un estrés, por exceso o carencia de humedad en el suelo.

Temperatura y humedad altas provocan esterilidad en cuadros tamaño “cabeza de cerillo”, mientras que temperatura alta y baja humedad atmosférica disminuyen el crecimiento del tubo polínico, provocando fallas de polinización.

Cuando se presentan ondas cálidas, las bolas menores de 10 días son las más susceptibles a perderse. Otros factores que provocan este fenómeno son: disminución de carbohidratos disponibles, períodos de sequía, y días nublados.

Si la floración se desarrolla con temperaturas máximas por arriba de 45°C, habrá un menor número de semillas por bola, la fibra presentará un alto índice de micronaire, menor porcentaje de fibra, y ocasionalmente menor longitud de fibra.

Distribución de la carga en algodonero

El muestreo de la planta de algodonero es vital para conocer el avance del desarrollo fructífero y tomar decisiones que aseguren la obtención del máximo potencial de rendimiento. El mapeo de la planta permite descubrir si ha habido fallas en la fertilización y fecundación durante la floración. Para fines prácticos se recomienda tomar nota de las primeras dos posiciones de cada rama fructífera. Para obtener una buena estimación desde el inicio del cuadro hasta el período de máximo número de bolas, es necesario muestrear unas 20 plantas por lote. Si se desea obtener una

estimación global del rendimiento potencial en un campo comercial, al final del ciclo cuando ya han aparecido los primeros capullos, se recomienda cambiar al muestreo por área, en este caso muestrear al azar, seis sitios dentro del lote, cada sitio de un metro cuadrado, contando el número de bolas maduras en cada sitio.

La fructificación del algodónero se distribuye de manera más o menos uniforme en las ramas de la planta. Sin embargo la fructificación más importante desde el punto de vista de peso y calidad de fibra aparece en ramas fructíferas (simpodios) del tallo principal, y de estas, las primeras dos posiciones representan la aportación más importante al rendimiento final, por lo que hay que evitar que deficiencias de humedad del suelo o niveles críticos de plaga provoquen la pérdida de dichas posiciones.

De acuerdo a la posición que guardan a lo largo de la planta, los sitios fructíferos en el primer tercio de la planta tienen una mayor probabilidad de llegar a capullo que los del segundo tercio. A su vez los del segundo tercio tienen una mayor probabilidad que los del tercer tercio. Dentro de un simpodio la primera posición tiene una mayor probabilidad de llegar a capullo que la segunda, que a su vez tiene una mayor probabilidad que la tercera, etc. La información obtenida en Campo experimental Valle del Yaqui indica la importancia que tiene cada simpodio, los primeros ocho aportan más del 85% del rendimiento final.

Por otra parte, la densidad de población es muy importante en la aportación al rendimiento final (Cuadro 3). La alta densidad de población hace más importante a la primera y segunda posición, y al mismo tiempo hace que sea más crítico el monitoreo de insectos plaga, porque una

planta en alta densidad de población tiene menos capacidad de amortiguar la pérdida de fructificaciones porque tiende a ser más determinada.

Una carga secundaria aparece en ramas vegetativas (monopodios); el porcentaje del rendimiento final depende de la fecha de siembra y de la densidad de población, pudiendo fluctuar desde un 10 hasta un 35%, en alta y baja densidad, respectivamente.

CUADRO 3. APORTACIÓN EN PORCENTAJE AL RENDIMIENTO FINAL DE FRUCTIFICACIONES EN SIMPODIOS DE UNA VARIEDAD DE CICLO INTERMEDIO EN DOS DENSIDADES DE POBLACIÓN.

POSICIÓN EN EL SIMPODIO	ALTA DENSIDAD (180,000 PLANTAS/HA)	DENSIDAD CONVENCIONAL (60,000 PLANTAS/HA)
1a.	47	65
2a.	34	29
3a.	19	6

Terminación del ciclo fructífero y cosecha

Desde el punto de vista fisiológico y económico, existe un estadio bien definido en la planta, ésta “acaba” cuando el número de Nudos Ariba de la Última Flor Blanca es cinco (NAUFB = 5), que es cuando el 95% de las bolas han alcanzado un nivel de desarrollo que les permitirá ser cosechadas.

Una planta esta lista para ser defoliada, cuando el número de Nudos Ariba del primer Capullo de primer

posición al nudo de la última bola cosechable es cuatro (NAC = 4).

El último riego de auxilio se deberá aplicar cuando la planta tenga un 10% de bolas abiertas.

Para tener un máximo de rendimiento y calidad de fibra, se recomienda defoliar cuando se tenga por lo menos un 60% de capullos, o que ya no haya bolas maduras en el cuarto nudo superior. Sin embargo, cuando halla una alta probabilidad de lluvias se puede aplicar el defoliante con un 30% de capullos abiertos. Defoliaciones más prematuras pueden ocasionar pérdidas de hasta 30%

Estimación de la cosecha

Para llevar cabo esta práctica y obtener una estimación acertada, hay que esperar hasta la segunda semana de capullos. Seleccionar al azar seis sitios de muestreo de un metro cuadrado. Contar capullos y bolas maduras que hallan alcanzado su tamaño final, sacar el promedio de los seis sitios. El número obtenido de fructificaciones se multiplica por 37.5 si la variedad es DELTAPINE 5415, y por 42.5 si la variedad es de bola grande. El valor obtenido es una estimación en kg/ha. Ejemplo, si el valor obtenido fuera 100, y la variedad es DELTAPINE 5415, la estimación del rendimiento sería de 3,750 kg/ha.

III. PLAGAS PRIMARIAS DEL ALGODONERO EN EL SUR DE SONORA

El conocimiento de la biología, ecología, y daño que causa una plaga es de primordial importancia para establecer criterios para muestrear las poblaciones de la plaga y en base a ello tomar decisiones de control. El

conocimiento de cómo se desarrolla el insecto, y como interacciona con los diversos componentes del sistema agrícola de una región, ó área agrícola es importante para la toma de decisiones con respecto al manejo integrado de las plagas. A continuación se presenta información general de las principales plagas del algodón.

III.1. Picudo del algodón

El picudo del algodón *Anthonomus grandis* (Boheman) es una de las más importantes plagas del cultivo del algodón en México. Este insecto es un escarabajo, del orden Coleoptera, Familia Curculionidae. Se considera originario de México y América Central. En la actualidad esta plaga se encuentra presente en Norte América, Centro América y Sur América. El algodón es la principal planta hospedante del picudo, aunque también puede reproducirse en ciertas especies de plantas de los géneros *Theplesia*, *Cinfuegosia* e *Hibiscus*. En el sur de México, se le encuentra infestando arboles del genero Hampea. También se alimenta en plantas de Okra, y de otras plantas de la familia malvacea aunque no se reproduce en ellas.

En Los Estados Unidos de Norteamérica el picudo del algodón ha causado severos daños a este cultivo desde 1892, cuando invadió este país por la frontera de Texas. Los estragos fueron tan grandes que inclusive se le compusieron baladas como la balada del picudo, una canción bien conocida por la gente del sur de ese país. También esta plaga se le construyó un monumento en Enterprise Alabama. La inscripción del mismo dice "En profundo agradecimiento al Picudo y lo que ha hecho como el Heraldo de la Prosperidad". Esto se debió a que el picudo forzó la diversificación de cultivos y la ganadería, lo que ocasionó una mayor estabilidad en la economía de esa región. Otro beneficio que se le atribuye al picudo es el inicio del Servicio de Extensión Agrícola en 1904, por el establecimiento de

parcelas demostrativas para el control de esta plaga con tanto éxito que se decidió continuar con este Servicio a nivel estatal y federal (Pfadt, 1971)

Biología y ecología. El picudo del algodón presenta una metamorfosis completa, es decir para completar su ciclo de vida pasa por los estados de huevecillo, larva (4 instares), pupa y adulto. Los huevecillos son de color aperlado de forma ovalada y de un tamaño de aproximadamente 0.8 mm de longitud. Se pueden observar al abrir los cuadros del algodón por abajo del lugar donde son depositados. Las ovipositoras se detectan fácilmente pues la hembra hace una perforación con su aparato bucal, luego se voltea, y con el ovipositor deposita un huevecillo, cubriendo luego la perforación con una sustancia gomosa y dejando un taponcito bien visible. Cada hembra hibernante oviposita de uno en uno menos de 100 huevecillos, pero hembras de las generaciones siguientes, o sea las que se han reproducido en el algodonerero, pueden ovipositar 300 o más huevecillos (Pfadt, 1971).

Las larvas eclosionan en tres o cuatro días, son de color blanco, rechonchas, arqueadas apodas y con la cabeza de color café. Se desarrollan dentro de los cuadros o las cápsulas del algodonerero y se alimentan de las anteras, polen o fibra. Pasan por cuatro instares larvarios y al terminar su desarrollo que dura de 7 a 12 días. Hacen una celda rudimentaria para pupar dentro de las fructificaciones que les proporcionan protección a las delicadas pupas. Este estado dura de tres a seis días después de los cuales el adulto emerge cortando un orificio en las fructificaciones.

El adulto es un escarabajo de color cenizo de unos 7 mm de longitud, cuando esta recién emergido es de color rojizo, su color cambia a medida que madura hasta adquirir un color cenizo o pardo oscuro. Durante el desarrollo del cultivo se les encuentra en el follaje en la parte terminal de la

planta y cuando se inicia la floración se les localiza en las flores. Las flores agujeradas son una indicación de la presencia de esta plaga. Los picudos prefieren los cuadros para su alimentación, al final del pico se encuentra el aparato bucal que es del tipo masticador, con las mandíbulas agujera los botones florales, buscando las anteras, el polen y otras estructuras para alimentarse.

Al final del ciclo algodoneero los adultos emigran hacia áreas protegidas para pasar el invierno, el momento en que inician este movimiento depende de su densidad de población, abundancia de fructificaciones, porcentaje de fructificaciones infestadas y condiciones climáticas. Para pasar el invierno los adultos acumulan grasa y reducen el contenido de agua, bajan la tasa de respiración y se atrofian los órganos sexuales tanto de las hembras como de los machos. Se ha demostrado que este estado llamado "diapausa" se genera debido a una reducción en el fotoperíodo. La reducción a menos de 12 horas de luz afecta los estados inmaduros del insecto iniciando el proceso de diapausa, esta respuesta a menor cantidad de luz se puede modificar por la calidad del alimento y la temperatura a la cual el adulto esta expuesto. Los adultos del picudo pasan el invierno en lugares protegidos tales como arboledas, terrenos baldíos, bordos de caminos enyerbados etc. En lugares donde el invierno no es severo los adultos de picudo se pueden capturar durante todo el año en cultivos de otoño-invierno como alfalfa, girasol, trigo, ajonjolí, higuierilla, pastos estafiate etc, como ha sido el caso en el valle del Yaqui, Sonora (Pacheco, 1985).

Los adultos de picudo inician su migración de los lugares protegidos tan pronto como la temperatura se incrementa al inicio de la primavera, estas poblaciones de picudo se desplazan grandes distancias en busca del algodoneero, una vez que lo encuentran se establecen y

comienzan a alimentarse. Si el algodnero se encuentra en estado vegetativo los adultos se alimentan de las yemas terminales y viven solamente una o dos semanas, si se encuentra en formacin de cuadros, que es su alimento preferido, se alimentan de ellos y pueden vivir de dos a cuatro semanas. En el sur de Sonora las mayores infestaciones de picudo coinciden con un inicio del ao lluvioso, lo cual induce a que los adultos emerjan ms temprano de sus sitios de hibernacin (Pacheco, 1985).

Incrementos fuertes de esta plaga se presentan generalmente cuando existen condiciones climticas favorables (temperatura promedio de 30°C y humedad relativa mayor de 70%), as como alimento suficiente y adecuado. El cultivo de algodnero que se permite desarrollar un ciclo largo provee al picudo con sitios adecuados para su reproduccin y desarrollo. Los insectos que se van a los sitios de hibernacin bien alimentados tienen un contenido de grasa suficiente que les permite sobrevivir mejor y en mayores nmeros. Es por ello importante como medio de control establecer variedades de ciclo corto o forzar el cultivo a que se desarrolle como si fuera de ciclo corto a travs de manejo del riego y la fertilizacin.

Estrategias de manejo. Indudablemente que para hacer un buen manejo de esta plaga, se requiere hacer un monitoreo constante del movimiento de las poblaciones de picudo de los sitios de hibernacin hacia el algodnero, para tomar las decisiones ms apropiadas al inicio del ciclo algodnero.

Durante el desarrollo del cultivo, el muestreo de terminales para observar los umbrales de dao, son acciones importantes para la toma de decisiones. Al final del ciclo la aplicacin de defoliantes, destruccin de socas, y barbechos a tiempo son prcticas que ayudan a reducir las

poblaciones de esta plaga dentro de un marco de control integrado de plagas.

Es importante señalar que tanto la planta de algodónero como las plagas son organismos cuyo crecimiento y desarrollo es afectado directamente por las condiciones del clima prevaleciente en una región, sobre todo la temperatura tiene una gran influencia para retrasar o acelerar el proceso de desarrollo del cultivo y las plagas. En el caso específico del picudo la plaga requiere de 245 grados día (umbrales 12.8 y 30°C) para completar su desarrollo, con esta información y a sabiendas de que esta plaga solo inicia su desarrollo cuando existen cuadros en algodónero, se puede pronosticar el momento de la emergencia de cada una de las generaciones de picudo que se desarrollan en este cultivo (Martínez y Pacheco, 1990).

Como ejemplo se puede mencionar que para que se presenten cuadros de un tercio de desarrollo se requiere la acumulación de 635 grados día desde el momento de la siembra. Los cuadros de un tercio de desarrollo presentan un diámetro promedio de 6 mm y tienen el tamaño suficiente para servir de alimento a la larva de picudo hasta que llegue a su completo desarrollo en su interior. Cuando ya se tienen cuadros de un tercio de desarrollo se inicia la acumulación de grados día hasta sumar 245, en ese tiempo se tendrá la emergencia de adultos desarrollados en los cuadros del algodónero. Existen varias formas en las cuales se pueden calcular los grados día y se requiere consultar con personal científico en los Campos Experimentales para entender más claramente este proceso. Conociendo el momento de emergencia de las poblaciones de picudo se puede pronosticar el momento de hacer aplicaciones de insecticida dirigidas específicamente a esta plaga.

Control Cultural. Para el control de esta plaga es importante considerar como una de las primeras opciones el control cultural. Este consiste en establecer fechas de siembra compactas y con variedades precoces, el objetivo en este caso es obtener el cultivo antes que se desarrollen altas poblaciones de la plaga. Una segunda opción de manejo consiste en reducir la población que hiberna tendiente a disminuir el problema en el ciclo siguiente. Esta acción consiste en eliminar los residuos de cultivo tan pronto como se ha cosechado y realizar el desvare y barbecho de los lotes establecidos con algodón, tan pronto como sea posible, esta es una de las medidas más importantes que han ayudado a reducir los problemas con esta plaga en áreas productoras donde el picudo ha sido endémico.

Control Biológico. El control biológico no ha sido una táctica efectiva hasta ahora, existen varios parasitoides y depredadores que bajo ciertas condiciones ayudan a reducir las poblaciones de picudo. En el sur de Sonora se ha encontrado al parasitoide *Heterolaccus grandis* parasitando larvas en cuadros, pero en porcentajes muy bajos (Pacheco, 1985). Las hormigas de fuego son depredadores efectivos de larvas y pupas del picudo. En Texas se recomienda no hacer aplicaciones de insecticidas si se detecta un porcentaje de cuatro o más hormigas en 10 terminales muestreadas (Knutson *et al.*, 1997). En este lugar, así como en Tamaulipas, se ha evaluado la eficacia del parasitoide *Catolaccus grandis* el cual se menciona como una buena opción para el control biológico del picudo manejado bajo ciertas condiciones.

Control Químico. Es una de las tácticas más utilizadas para reducir las poblaciones de picudo del algodón. En Texas se realizan aplicaciones de insecticidas dirigidas a las poblaciones hibernantes de picudo, cuando se inicia la formación de los botones florales o cuadros, es decir

cuando estas estructuras tienen un tamaño de un tercio de su desarrollo, el objetivo es reducir el incremento de la población hasta que la planta haya pasado del punto máximo de floración. El monitoreo con trampas y feromona puede ayudar a detectar la migración de picudo y hacer aplicaciones dirigidas en esta etapa de desarrollo del cultivo. Estas aplicaciones no necesariamente tienen que ser totales, ya que aplicaciones anillando el terreno pueden ser suficientes para el objetivo que se desea.

Las aplicaciones durante el período de fructificación se deben de iniciar al encontrar un 5% de cuadros dañados por esta plaga o 5% de adultos en flor (Martínez y Pacheco, 1990). Las aplicaciones posteriores dependen de que se llegue a este umbral de acción y en ocasiones será necesario realizar aplicaciones en intervalos de tres a cinco días para bajar las poblaciones sobrepuestas con el objetivo de romper el ciclo de esta plaga, de cualquier manera la decisión debe basarse en un muestreo.

Después del pico de floración si existen 60% o más de las cápsulas medianas con un promedio de 30 mm de diámetro, se pueden tolerar daños a cuadros entre un 25% ó 35%. La protección de cápsulas debe realizarse hasta que las cápsulas que serán cosechadas tengan una edad de 12 a 15 días. En general se considera como regla que la última aplicación debe realizarse al inicio de la aparición de capullos en la planta, lo cual coincide con el último riego del algodónero.



La etapa de plántula es la más susceptible al ataque por trozadores.



Al inicio del ciclo fructífero es clave la eliminación de plagas insectiles.



Daño de gusano soldado.



Flores perforadas, indicador de la presencia del picudo del algodón.



Palomilla de *Heliiothis virescens*.



Palomilla de *Heliiothis zea*.



Debido a los daños de mosquita blanca se cambió el manejo del cultivo del algodón en el sur de Sonora.



Adulto de crisopa, uno de los principales depredadores de insectos plaga de cuerpo blando.

Los productos que han dado un buen control de picudo en el noroeste de México incluyen principalmente a los grupos químicos de los clorados, fosforados, carbamatos y nicotinoides. También los piretroides pueden dar un control de esta plaga similar al que se obtiene con algunos fosforados. Sin embargo, dado que estos productos son más específicos para el complejo de gusano bellotero/tabacalero deben ser utilizados para este complejo. En el grupo de los clorados dentro de los ciclodienos el único producto sugerido para el control de esta plaga es endosulfan, en el grupo de los fosforados se tienen los insecticidas paratión metílico, malatión, y azinfos metílico, dentro de los carbamatos el producto oxamyl y dentro de los nicotinoides el producto fipronil. Con estas opciones se puede planear una rotación de productos para tratar de retrasar lo más posible el desarrollo de resistencia a insecticidas en esta plaga.

III.2. Complejo de gusano bellotero-tabacalero

Después del picudo del algodón, este complejo de plagas es de los más importantes en el cultivo de algodonoero en México,

Separación de especies. El complejo se compone de dos especies *Helicoverpa zea* (Boddie) y *Heliothis virescens* (Fabricius). La primera especie se le conoce con diferentes nombres comunes dependiendo del cultivo que ataca, entre ellos, gusano elotero en maíz, gusano de la cápsula en garbanzo, y gusano del fruto en tomate. La otra especie se le conoce como gusano de la yema del tabaco cuando ataca a este cultivo y para separar las especies en algodonoero se le ha dado el nombre común de gusano tabacalero (Pacheco, 1985).

Existen diferencias morfológicas y fisiológicas entre ambas especies que son importantes desde el punto de vista de su manejo. Ambas especies se pueden diferenciar a partir del tercer instar larvario. El gusano tabacalero presenta un retinaculo (especie de dientecillo) de color oscuro en las mandíbulas, el cual no esta presente en gusano bellotero, los pináculos cerdíferos I y II del segundo, tercero y octavo segmento abdominal en el gusano tabacalero presentan espinas microscópicas que no aparecen en el caso del gusano bellotero (Pacheco, 1985).

En los adultos es marcada la diferencia por tres bandas longitudinales que se presentan en gusano tabacalero en cambio en bellotero se observan dos manchas oscuras en el margen apical de las alas anteriores. Con respecto a las diferencias fisiológicas se ha determinado que en general el gusano tabacalero es aproximadamente tres veces más resistente a los insecticidas que el gusano bellotero. Esta consideración es importante para el manejo de este complejo en el cultivo de algodónero.

Ciclo biológico. El complejo hiberna como pupas en el suelo de donde emergen los adultos en primavera al existir condiciones favorables. Las palomillas son de hábitos nocturnos o crepusculares, por lo que se les puede ver al atardecer volando en los campos de cultivo, para alimentarse de los nectarios y aparearse. Las hembras ovipositan en las yemas terminales de las plantas de algodónero, dejando generalmente un huevecillo en las hojas tiernas, los cuadros, y en los pecíolos. Las hembras viven alrededor de 12 días y pueden llegar a ovipositar hasta 3,000 huevecillos, pero el promedio es de aproximadamente 1,000 huevecillos.

Las larvas pasan por seis instares larvarios, iniciando su alimentación inmediatamente que emergen del huevecillo. Al completar el sexto instar lo cual ocurre en

aproximadamente 15 días, se dejan caer al suelo donde pupan. El ciclo completo en verano se completa en 30 a 35 días dependiendo de las condiciones ambientales (requieren de 450 grados día para completar un ciclo biológico).

Daño. El daño al cultivo es ocasionado por la alimentación de las larvas, en los primeros instares estas perforan los cuadros desde que tienen un tamaño de cabeza de alfiler y conforme crece la larva va dañando los cuadros que se encuentran en la parte terminal. Las cápsulas son dañadas por larvas de tercer instar y mayores, al perforar las cápsulas para alimentarse de su interior las destruyen totalmente.

Muestreo. Para determinar la incidencia de este complejo, es necesario observar las partes terminales de la planta de algodónero, tratando de localizar huevecillos, daño de larvas o larvas de los primeros instares. Es importante considerar que larvas de tercer instar hacia adelante son más difíciles de controlar con insecticidas. Se recomienda que por cada 20 hectáreas de cultivo se revisen 200 terminales para determinar el porcentaje de infestación, así mismo se recomienda muestrear 200 cuadros para determinar el porcentaje de daño ocasionado por esta plaga.

Toma de decisiones para el control. El complejo de gusano bellotero-tabacalero normalmente se mantiene en bajas poblaciones a través de la reducción que ejerce la fauna benéfica presente en los cultivos en forma natural. En el sur de Sonora, se refuerza el control biológico natural, con la liberación de insectos benéficos como la avispa tricograma y crisopa. Es por ello importante que antes de realizar una aplicación contra esta plaga se valore la fauna benéfica presente. En el Valle del Yaqui, generalmente se controla esta plaga hasta iniciada la floración, siempre y

cuando se llegue a los umbrales recomendados. El umbral para iniciar el control de esta plaga es al encontrar en promedio cinco larvas pequeñas en 100 terminales o al existir ocho por ciento de cuadros dañados. No se recomienda hacer aplicaciones de insecticidas en base al número de huevecillos en terminales ya que estos pueden estar parasitados o pueden ser reducidos drásticamente por los depredadores.

Selección de insecticidas. Considerando que este complejo desarrolla resistencia rápidamente a los insecticidas usados para su control, es necesario establecer estrategias de manejo de insecticidas en cada una de las regiones agrícolas de México. Las estrategias deben basarse en una buena rotación de productos y/o en la restricción en el uso de ciertos productos a ventanas de aplicación específicas. Para el Valle del Yaqui se recomienda no iniciar con insecticidas piretroides para el control de esta o cualquiera de las plagas presentes en el cultivo, Estos productos deben de usarse a mediados de ciclo, normalmente entre el 20 de junio y el 20 de julio dependiendo de la fechas de siembra, o de la segunda semana de floración hasta que se observan las primeras cápsulas de tamaño grande (Martínez y Pacheco, 1990).

III.3. Complejo de insectos chupadores

El algodonoero es atacado por un complejo de insectos chupadores, entre los más importantes se encuentran las siguientes:

NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO
Chinche lígus	<i>Lygus lineolaris</i> , y <i>L. hesperus</i>
Chinche rápida	<i>Creontiades rubrinervis</i> , y <i>C.signatum</i>
Chinche apestosa	<i>Nezara viridula</i> y <i>Euschistus servus</i>
Pulga saltona	<i>Pseudatomoscelis seriatus</i>
Pulga saltona negra	<i>Spanagonicus albofasciatus</i> y <i>Clamydatus associatus</i>
Chinche manchadora	<i>Dysdercus maurus</i> , <i>D. faciatus</i> y <i>Largus succintus</i>
Chicharritas	<i>Empoasca</i> spp.
Falsa chinche bug	<i>Nysius ericae</i>
Pulgon del algodón	<i>Aphis gossypii</i>
Trips	<i>Frankliniella</i> spp. y <i>Coliothrips phaseoli</i>
Mosquita Blanca	<i>Bemisia argentifolii</i> y <i>B. tabaci</i>

Este complejo normalmente inmigra al algodonero de cultivos vecinos o de maleza. Entre los cultivos que generan más insectos chupadores se tienen la alfalfa, cártamo, hortalizas y en ocasiones trigo. Es por ello importante considerar para el manejo integrado de estos insectos todo el sistema agrícola de una región.

Daños. El daño que causa este complejo de insectos es variado dependiendo de la densidad de población del insecto. Algunos de estos insectos, atacan al cultivo desde la emergencia, como por ejemplo los trips. Sin embargo, el daño más importante ocurre durante el período de fructificación sobre todo durante la formación de cuadros. Estas estructuras pueden ser atacadas y desprenderse de la planta cuando son pequeñas, dejando una cicatriz y haciendo que la planta desarrolle sin amarrar carga y con malformaciones en las ramas. En cuadros mayores se nota la alimentación de los insectos chupadores por el color café que presentan los estambres, pudiendo producir flores deformes y cápsulas más chicas. En cápsulas grandes el daño por insectos chupadores se detecta por la presencia de

puntos negros con el centro plateado, si la cápsula es pequeña se puede caer, si es más grande se deforma. La fibra se puede manchar y se “apelotona” en los lugares donde fue dañada. Los capullos también pueden ser afectados al contaminarse con mielecilla, excretada por algunos insectos como los pulgones, o la mosquita blanca. A la vez se desarrollan hongos conocidos comúnmente como fumagina sobre la mielecilla, reduciendo la calidad del algodón.

Muestreo. Para monitorear el complejo de insectos chupadores es necesario utilizar la red entomológica, con este tipo de muestreo se puede determinar un índice de chupadores que sirve para la toma de decisiones con respecto a su control. Este índice cuando sobrepasa un valor de 20 indica que es necesario tomar acciones para reducir la población de insectos chupadores. Para calcular el índice se recomienda dar al menos 200 redadas en series de 50 para un campo de 20 hectáreas, contar los insectos de cada especie que se obtengan y multiplicar por los valores asignados en la figura 1, sumar los índices parciales y obtener el valor por 100 redadas. Un ejemplo de como calcular este índice se da a continuación:

INSECTOS	NÚMERO	VALOR RELATIVO	ÍNDICE
Chinche ligus	10	1	10
Chinche rápida	10	1	10
Chinche apestosa	4	5	20
Chicharrita Empoasca	35	0.2	7
Pulga saltona negra	35	0.3	10.5
Pulga saltona	25	0.5	12.5
Total en 200 redadas	119		70
INDICE POR 100 REDADAS			35

En este ejemplo, se observa que el índice es mayor que el umbral de acción por lo que se tendría que realizar el control de este complejo, pero además del índice es necesario considerar la etapa fenológica del cultivo. Normalmente las poblaciones arriba del umbral de acción durante la etapa de máxima producción de cuadros pueden causar daños al cultivo. Para la mosquita blanca se consideran por separado tanto el muestreo como el umbral y las acciones de control.

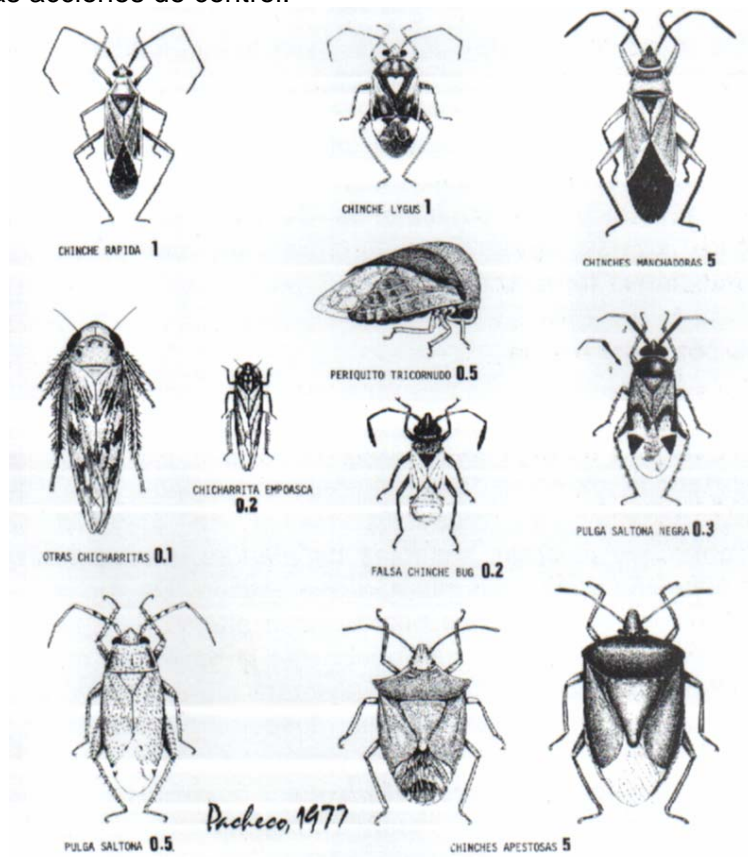


Figura 1. Valor relativo de los chupadores más abundantes en algodónero, Valle del Yaqui, Sonora

Control. Este complejo, se debe manejar adecuadamente ya que aplicaciones muy tempranas pueden ocasionar brotes de plagas como gusano bellotero o araña roja. Es común que existan resurgimientos de insectos chupadores después de una aplicación debido a las migraciones, por lo que es necesario tomar en cuenta los cultivos vecinos. En algunos insectos que pertenecen a este complejo como la chinche ligus, la mosquita blanca y los pulgones se ha demostrado que existe resistencia a diversos productos por lo que será conveniente considerar estos aspectos al definir que insecticida aplicar. Otra consideración es conocer cual es la plaga que además de los chupadores esta presente en el cultivo para planear una aplicación que reduzca el daño de ambas plagas. En general insecticidas fosforados y algunos carbamatos pueden reducir las poblaciones de este complejo, no deben usarse piretroides contra el complejo en infestaciones tempranas.

III.4. Mosquita blanca

El complejo de mosquitas blanca se ha transformado a partir de los años 1990's en una plaga de importancia mundial. Existen reportadas alrededor de 1200 especies de mosquita blanca, la mayoría se alimentan de diversas especies de plantas, normalmente son específicas para las plantas que atacan. De todas las especies, solamente unas cuantas son plagas de cultivos importantes. Entre ellas se encuentran la mosquita blanca del algodón ***Bemisia tabaci***, la mosquita blanca de la hoja plateada ***Bemisia argentifolii***, la mosquita blanca de los invernaderos ***Trialeurodes vaporariorum***, la mosquita blanca algodonosa ***Aleurothrixous floccosus***, Estas especies atacan una gran variedad de plantas ornamentales silvestres y cultivadas. La mosquita blanca de la hoja plateada, se reporta atacando a más de 500 especies de plantas. A partir de 1991 esta plaga se presentó en algodónero en el Valle de Mexicali, causando

severos daños, avanzó posteriormente hacia el sur del país llegando al sur de Sonora en 1993, donde afectó entre otros cultivos a soya, cucurbitáceas y algodónero (Martínez, 1994).

Ciclo biológico. La mosquita blanca se encuentra clasificada en el orden Homóptera, al cual pertenecen otros insectos como los pulgones, las chicharritas, las escamas, los periquitos, las chicharras y las cigarras. Los adultos de la mosquita blanca de la hoja plateada miden entre 1 y 1.5 mm de longitud y el 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 organismos de la clase insecta poseen tres pares de patas.

Los estados de desarrollo son huevecillo, tres instares ninfales, la “pupa” y el adulto. El último instar generalmente se le llama “pupa”. Sin embargo, estos insectos tienen una metamorfosis simple por lo que esta “pupa” no es similar a las que presentan los insectos con metamorfosis completa como los Lepidópteros, Dípteros o Coleópteros. De la pupa emerge el adulto a través de una fisura en forma de “T”, ocurriendo la emergencia generalmente por la mañana (Butler *et al.*, 1986). El primer instar es el único capaz de moverse, mientras que los otros dos y la “pupa” no tienen movimiento. Los instares ninfales son de forma aplanada similar a una escama y se localiza en el envés de las hojas.

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 nutrientes durante su desarrollo. La temperatura influye en la eclosión de los huevecillos, a temperaturas de 36°C no hay eclosión (Butler *et al.*, 1983). ***B. tabaci*** no oviposita en algodónero 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).

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. Este dura de 2 a 4 minutos y puede haber una copulación múltiple. La hembras fecundadas producen una progenie tanto de machos como de hembras, mientras que las no fecundadas solo producen hembras.

Oviposición. Esta es variable en las diversas especies de mosquita blanca. Por ejemplo, la mosquita blanca de los invernaderos oviposita en círculo cuando las hojas son lisas y sin un patrón definido en hojas con tricomas (peludas). La mosquita blanca del algodónero, 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 tendrá alimento fresco para su desarrollo completo. Las diversas especies depositan un número variable de huevecillos, algunos autores señalan valores de 30 a 400 por hembra (Byrne y Bellows, 1991, Butler *et al.*, 1986). En melón la fecundidad promedio 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 duración 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 a 26.5°C (Avidov, 1956, citado por Butler *et al.*, 1986).

Duración del ciclo de vida. El ciclo de vida de las mosquitas blancas esta regulado por las condiciones climáticas del medio. El período de desarrollo no varia 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 *Bemisia tabaci* y *B. argentifolii*, presentaron un umbral inferior de 11.5 y 11.52°C respectivamente, en tanto que *Trialeurodes vaporariorum*, resultó con 8.63°C. La constante termal fue de 280 y 370.8 grados día *para B. tabaci* y *B. argentifolii* respectivamente (Ortiz *et al.*, 1995) En el caso de *B. tabaci* bajo condiciones de campo, en el cultivo de algodón se determinó que el umbral inferior es 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 constante termal de 250 grados día en tanto que para algodón el umbral inferior es de 11.1°C y la constante termal de 312 grados día (Nava, 1997). Como se observa los resultados en algodón 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).

Daño. La mosquita blanca puede causar dos tipos de daño, directo por la succión de la savia de la planta, e

indirecto al transmitir enfermedades virales, propiciar el desarrollo de fumagina, y al inyectar toxinas, que producen desordenes fisiológicos en la planta.

El daño directo ocurre principalmente cuando se tienen altas poblaciones de esta plaga, las cuales al succionar la savia de la planta, le producen una reducción en vigor, la planta tiende a achaparrarse, y puede ocurrir una defoliación, propiciando todo esto una reducción en el rendimiento.

El daño indirecto es ocasionado por la transmisión de enfermedades virales, puede ocurrir cuando las mosquitas blancas transmiten geminivirus, este tipo de virus contienen moléculas de ADN, y tienen una apariencia geminada (segmentada). En el caso de algodón se ha reportado que la mosquita blanca puede transmitir el virus del enrollado de la hoja.

Los homópteros como la mosquita blanca son insectos que excretan una sustancia azucarada como mielecilla, sobre la cual se desarrollan hongos conocidos comúnmente como fumagina, interfiriendo con la actividad fotosintética de la planta. Esta mielecilla también contamina el capullo de algodón, produciendo manchado y haciendo pegajosa la fibra, con lo cual se dificulta el proceso de hilado.

La mosquita blanca puede inyectar toxinas en las plantas que ocasionan desordenes fisiológicos induciendo efectos como el plateado de la hoja de la calabaza, maduración irregular del tomate y decoloración del tallo de brócoli y zanahoria.

Muestreo. En algodón se ha desarrollado una metodología para el muestreo de mosquita blanca, la cual consiste en revisar el envés de una hoja tomada del quinto

nudo de la parte superior de la planta hacia abajo. Si se observan tres mosquitas o más se considera la hoja como infestada. Se deben de muestrear al menos 30 hojas en un predio de 10 hectáreas. Si el 57% de las hojas están infestadas, esto corresponde a 5 adultos de mosquita blanca por hoja. Ese es el umbral de acción que han utilizado en Arizona contra esta plaga (Ellsworth *et al.*, 1996). En el noroeste de México, se ha considerado que el umbral es de 10 adultos por hoja lo que corresponde a 82% de hojas infestadas.

Control. Para el control de esta plaga se requiere una cooperación entre todos los productores de una región. Cuando existen altas poblaciones de la plaga solo se pueden reducir si se adoptan medidas que permitan impactar el crecimiento de la población. Entre las medidas que se deben de tomar se tienen las siguientes:

Destrucción de residuos de cosecha de cultivos hospedantes de la plaga, ajustarse a la fecha de siembra señalada por el Campo Experimental. Establecimiento de una secuencia de cultivos, en este aspecto se considera que se debe tener una rotación con cultivos no preferidos por la plaga como trigo y maíz. Se debe de establecer una ventana en la cual se tenga un período libre de hospedantes preferidas.

El control biológico de esta plaga, normalmente es realizado por diversos parasitoides y depredadores que se desarrollan en forma natural en el sistema de producción del sur de Sonora. En forma inducida el control biológico se ha realizado a través de la liberación de crisopa (***Chrysoperla carnea***), método que realiza la Junta Local de Sanidad Vegetal a través de su laboratorio de producción de insectos benéficos. Se han evaluado hongos entomopatógenos, pero en el sur de Sonora no se tienen datos en los que se haya demostrado su efectividad para esta plaga.

El control químico, puede ayudar a reducir el problema de la mosquita blanca, sobre todo cuando se aplica en combinación con las tácticas antes señaladas. Para que sea efectivo este método de control se deben considerar aspectos de la biología y hábitos de la plaga, como son su alta capacidad de migración, tasa alta de reproducción, elevado número de hospederas, hábito de mantenerse en el envés de las hojas durante el desarrollo de su ciclo biológico, y capacidad de desarrollar resistencia a los insecticidas (Avila e Hinojosa, 2000 y Martínez, 2001).

Para lograr éxito en un manejo de resistencia en el caso de mosquita blanca es necesario establecer una estrategia de uso de insecticidas basada en rotación de productos con diferente modo de acción. (Martínez, 1998).

IV. PLAGAS SECUNDARIAS DEL ALGODONERO

Este complejo de plagas se presentan esporádicamente en el cultivo de algodón requiriendo control en algunas ocasiones.

IV.1. Gusano soldado

Spodoptera exigua (Hubner): Este insecto se ha transformado en una plaga importante del algodón bajo ciertas circunstancias y en períodos definidos. Normalmente en el noroeste de México se ha mantenido bajo control por la fauna benéfica. Sin embargo, en 1996 y 1997 se presentó como problema en las regiones algodonerías del norte de Sonora, como Caborca y Valle de Guaymas. En el sur de Sonora, en ocasiones es necesario el uso de control químico para evitar daños con esta plaga

Ciclo biológico. Las palomillas del gusano soldado, son de color gris moteado, con los márgenes de las alas

claros así como las alas posteriores. El tamaño es pequeño de aproximadamente 2.5 a 3.0 cm de expansión alar. Las hembras ovipositan generalmente en las hojas de plántulas de algodónero, los huevecillos son depositados en masas, y son cubiertos por escamas y una sustancia gomosa secretada por la hembra. Después de la eclosión las larvas se mueven en grupos y comienzan a alimentarse de la cutícula de la hoja produciendo una especie de esqueletonización, antes de moverse a otras hojas. Las larvas se caracterizan por tener un punto negro en cada lado del segundo segmento torácico, son de color verde olivo con una línea negra corriendo en la parte dorsal con líneas claras a los lados, después de pasar por cuatro instares larvarios, pupa en el suelo. Un ciclo biológico se completa en aproximadamente 30 días. Hogg y Gutiérrez (1980) reportaron que el ciclo se completa en 490 gados día.

Daño. Las larvas de gusano soldado son muy voraces, por lo que pueden llegar a destruir las plántulas completamente, y pueden llegar a ser un problema en post-emergencia. Se alimentan principalmente de hojas, pero cuando se presentan infestaciones en plantas desarrolladas pueden atacar también cuadros y cápsulas como el gusano bellotero. La alimentación en terminales puede causar una formación excesiva de ramas y retrasar la fructificación.

Muestreo. Cuando la planta es pequeña se recomienda sacudirla para observar la presencia de esta plaga así como de otros defoliadores. En plantas grandes se pueden dar redadas. Aunque no existe un umbral específico se ha reportado que entre 15 y 20 larvas por 100 redadas pueden causar daño al cultivo. Es importante observar los cultivos adyacentes y la maleza ya que esta plaga prefiere quelites *Amaranthus* spp. Si se encuentran varias larvas en maleza cuando el algodón es pequeño, es conveniente controlar la plaga sin eliminar esta, ya que puede servir de trampa para evitar el movimiento del insecto hacia las plantas chicas del algodónero.

Toma de decisiones para su control. El gusano soldado normalmente es controlado por enemigos naturales, por lo que el control químico de esta plaga se debe realizar solo cuando mediante un buen muestreo se determine que se requiere bajar la población.

Respuesta a insecticidas. Se ha observado que este insecto desarrolla resistencia rápidamente a los insecticidas (Martínez, 2001), y por lo tanto es difícil de controlar con la mayoría de los insecticidas convencionales usados en el sur de Sonora. En evaluaciones realizadas en el Campo Experimental Valle del Yaqui, clorpirifós continua siendo un producto efectivo contra esta plaga. Productos de reciente ingreso al mercado como: spinosad, benzoato de emamectina, metoxifenozone, clorfenapyr, e indoxacarb han mostrado que son efectivos para el control de esta plaga, y al ser de diferentes grupos químicos se pueden rotar para retrasar el desarrollo de resistencia (Garza y Terán, 1999).

IV.2. Gusano perforador de la hoja

Bucculatrix thurberiella Busck: Este insecto era una plaga común del algodón en la región del Valle de Mexicali, B. C. San Luis Río Colorado y Caborca, Son., pero su importancia ha disminuido. En el sur de Sonora, se le encuentra solo esporádicamente hacia finales del ciclo algodón.

Ciclo biológico. El gusano perforador de la hoja como adulto es una palomilla de color blanca, de unos 6 mm de longitud. Las alas son angostas y llevan un fleco que las rodea, en el centro de cada una de las alas anteriores y en el margen apical de los dos pares de alas, presentan unas pequeñas manchas de color café oscuro. La cabeza está

cubierta por un penacho de pelos, las antenas son filiformes de casi el mismo largo que el cuerpo.

Las hembras ovipositan de 60 a 120 huevecillos en las hojas, estos son pequeños y de forma elíptica, con numerosas estrías y de color crema a gris oscuro. Las larvas emergen en aproximadamente tres días, por la parte inferior del huevecillo y se introducen inmediatamente al tejido vegetal formando una mina sinuosa, pasando así los dos primeros instares larvarios, al final del segundo instar mudan y salen como tercer instar de las minas para alimentarse por un día en el envés de las hojas. Posteriormente, entran en un período de reposo llamado “fase de herradura”, debido a que la larva se doble en forma de “U” dentro de una delgada cubierta sedosa. Al siguiente día muda pasando al cuarto instar, en el cual consume vorazmente, por un día pequeñas porciones del envés de la hoja, dándole la apariencia de hoja perforada.

La duración de los cuatro instares larvarios es de seis días, dos como larva de primer instar, un día en segundo instar, dos días como tercer instar, uno de ellos como larva libre y uno en “fase de herradura” y un día como larva de cuarto instar. Las larvas de tercero y cuarto instar son de color gris, con manchas oscuras y miden aproximadamente 6.5 mm. Para pupar forman un cocon de seda de color blanco sucio que se adhiere principalmente al tallo, las ramas y otras partes de las plantas, emergiendo el adulto en 5 ó 6 días. El ciclo biológico completo es de 14 a 15 días bajo las condiciones normales donde se desarrolla el algodonero.

Daño. El daño es causado por las larvas, primero como minador y después como perforador, un ataque severo puede ocasionar la defoliación de las plantas, perdida de botones florales, flores y cápsulas tiernas. Cuando el ataque

es tardío, acelera la maduración del cultivo y puede hasta ser benéfico al abrir el cultivo evitando pudrición de cápsulas.

Muestreo. Las infestaciones de esta plaga inician por las orillas de los campos, prefiriendo plantas jóvenes y suculentas. Los muestreos deben de considerar esta característica. Estos deben de realizarse cada 5 días utilizando una red entomológica, siendo el umbral de acción para la aplicación de insecticidas 50 larvas en 100 redadas. Las infestaciones en planta chica son más severas que las de mediados de ciclo para adelante.

Control. Las prácticas culturales pueden ayudar a reducir el problema con esta plaga, entre ellas se incluyen las fechas de siembra temprana, riegos frecuentes, desvares y barbechos. La aplicación de insecticidas debe basarse en el nivel de infestación de la plaga y desarrollo fenológico del cultivo. Considerando los hábitos del insecto de atacar por las orillas se pueden hacer aplicaciones anilladas. Cuando se conoce que la plaga se presenta año tras año en la misma zona, se puede prevenir el daño utilizando insecticidas sistémicos de amplio poder residual como el aldicarb. Para aplicaciones al follaje se han reportado con buen control de este insectos los productos triazofós, metomil y varios piretroides.

IV.3. Gusano rosado

Pecinophora gossypiella (Saunders): El gusano rosado es una de la principales plagas del algodnero en México y en el mundo. Fue introducida a México en 1911 en semilla importada de Egipto y desde entonces se dispersó a diversas áreas productoras de algodón, afectando principalmente la comarca Lagunera, Chihuahua, el Valle de Mexicali, B.C., Caborca y Hermosillo. Son. En el sur de Sonora, centro y norte de Sinaloa esta presente pero no ha sido problema.

Ciclo biológico. Los adultos son palomillas de color café-grisáceo con manchas oscuras, miden 1.8 cm de extensión alar. Las alas son angostas y llevan un fleco de pelos largos en el borde anal, las antenas son filiformes, los palpos labiales son largos y curvos. Viven en promedio 15 días son de hábitos nocturnos o crepusculares.

Cada hembra oviposita de 100 a 200 huevecillos en un período de una semana, estos son de color blanco verdoso recién ovipositados y posteriormente adquieren una coloración rosada. Al inicio de la temporada los huevecillos son colocados en las yemas terminales o en los cuadros, cuando ya existen cápsulas los huevecillos son colocados en la parte inferior de las brácteas en pequeños grupos

Las larvas emergen en 5 días siendo en los primeros instares de color blanco cristalino con la cabeza oscura. Cuando se desarrolla en los cuadros se alimenta de la columna estaminal y une con hilos de seda la punta de los pétalos provocando la apertura anormal de la flor formando lo que se conoce con el nombre de flor rosetada. Cuando se desarrolla en las cápsulas, a las cuales penetra inmediatamente después de la eclosión se alimentan de las semillas.

Para completar su desarrollo pasan por cuatro instares larvarios, con una duración de 10 a 15 días. Las larvas de cuarto instar llegan a medir hasta 12 mm de largo son de color rosado con la cabeza café. En este instar, pueden salir de la cápsula haciendo una perforación, para pupar en el suelo, residuos de cosecha, basura y en otros lugares protegidos. Ocasionalmente pupan en el interior de las cápsulas de algodón, La duración del ciclo completo es de 25 a 30 días. Naranjo y Martín, 1993, reportan que el ciclo completo en la variedad Delta Pine 90 se completa en 438 grados día.

Las larvas pueden entrar en un período de “diapausa”, debido a condiciones desfavorables o para hibernar. Los adultos que emergen después de la “diapausa” tienen un amplio período de emergencia, lo que les permite atacar la planta de algodón en diferentes etapas de su desarrollo.

Daño. Las larvas no causan daño cuando atacan cuadros, las flores "rosetadas" son un indicador de la presencia de la plaga y se observan normalmente al principio de la temporada. El daño principal es en las cápsulas del algodón ya que al penetrar la larva comienza a alimentarse y en busca de las semillas daña la fibra. Las cápsulas dañadas no forman capullo a lo hacen parcialmente, la fibra es escasa y de mala calidad, corta y manchada.

Muestreo. Para determinar la infestación de un campo de algodón es necesario recolectar cuando menos 100 cápsulas por cada 20 hectáreas y examinar el interior en busca de larvas de primer instar. Las cápsulas deben de ser de una edad aproximada de 12 días y los muestreos deben ser semanales a partir de la formación de cápsulas en la planta. También se pueden utilizar trampas con feromona para detectar la incidencia de la plaga. El control químico va dirigido hacia los adultos, pero esta basado en el muestreo de larvas de primer instar lo que indica que la plaga esta

ovipositando en las fructificaciones. El umbral de acción es al encontrar un 10% de cápsulas con larvas, a partir de la tercera semana de floración.

Control. El control preventivo tiene gran influencia en la reducción de daños por esta plaga, esto incluye la siembra dentro de los periodos recomendados en cada área agrícola, desvares y barbechos al término del ciclo, y dejar una ventana libre de algodónero. Actualmente, las variedades transgénicas son importantes en la reducción de problemas con esta plaga. La aplicación de insecticidas debe realizarse considerando la etapa fenológica del cultivo y la infestación. Los insecticidas que han dado buen control de esta plaga son: azinfos metílico, metidatió, triazofos, y varios piretroides.

V. ESTRATEGIA DE MANEJO DE RESISTENCIA A INSECTICIDAS

Con el fin de reducir los problemas de desarrollo de resistencia a insecticidas, se ha propuesto a productores y técnicos de la región la restricción en el uso de insecticidas piretroides a una ventana de aplicación comprendida entre el 20 de junio y el 20 de julio que bajo las condiciones de producción del sur de Sonora comprende el período en que el complejo de gusano bellotero/tabacalero se presenta causando problemas al cultivo de algodónero (Martínez y Pacheco, 1990).

Esta estrategia ha dado resultado, ya que los niveles de resistencia en gusano tabacalero al grupo piretroides se mantuvieron bajos de hasta 1998. Después de esta fecha se observaron incrementos considerables en comparación con años anteriores, mismos que se siguen incrementando hasta el año 2001 (Martínez *et al.*, 2002). Esto indica que es necesario, retomar la estrategia de restringir el uso de este grupo de productos a la ventana antes señalada.

Los datos que se han obtenido en el Campo Experimental del Valle del Yaqui, demuestran que el utilizar constantemente insecticidas de un mismo grupo químico, que actúan en un mismo sitio de acción, pueden producir una resistencia cruzada, afectando a un grupo entero de insecticidas. En una hoja desplegable por separado se darán a conocer las recomendaciones para el manejo de insecticidas en algodónero. Estas recomendaciones consideran una estrategia de uso de insecticidas tendiente a reducir problemas de resistencia, es por ello que aunque varios productos pudieran ser efectivos para el control de alguna plaga, no se mencionan en el mismo, considerando que existen alternativas que pueden ser efectivas y no poner una presión mayor de selección hacia resistencia.

VI. FAUNA BENÉFICA, SU MUESTREO Y CRITERIOS PARA LA TOMA DE DECISIÓN.

El muestreo de una población de insectos se debe establecer en base a la distribución estadística espacial y el ciclo de vida de la especie en estudio.

Las técnicas descritas en la literatura, para realizar muestreos de insectos en campo son muy diversas. En general, se recomienda dividir el campo en parcelas y considerar diferentes niveles de plantas dentro de cada parcela. En muchos casos lugar de considerar parcelas como unidades de muestreo se usan las hojas o partes de las plantas como las unidades de muestreo (Gómez, 1985).

Para resolver el problema de la subdivisión del hábitat, en lo relativo a la identificación de las unidades de muestreo, es necesario conocer la biología y hábitos de los insectos de interés. Por ejemplo, algunos insectos se distribuyen en forma aleatoria en toda la planta, de tal

manera que, teóricamente si se toma una muestra por planta se obtendría una representación que reflejaría una estimación precisa del nivel de población.

Si se trata de establecer un muestreo en cultivos extensivos, se deben considerar las diferentes alturas de las plantas cuando se establezca la subdivisión del hábitat. Con frecuencia ocurre que una proporción grande y constante de una especie ocurre en una misma parte de la planta, de esa forma, el muestreo se puede restringir únicamente a esa parte de la planta y considerarla como la unidad de muestreo. Para determinar el número de muestras por subdivisión de hábitat, se pueden usar fórmulas que fácilmente se pueden generar y que ya se han reportado exhaustivamente.

Es importante mencionar que para seleccionar y definir el tamaño de las unidades de muestreo se pueden establecer los siguientes criterios (Carrillo, 1970):

Las unidades de muestreo deben tener las mismas probabilidades de ser seleccionadas dentro de cada estrato.

La unidad de muestreo debe tener estabilidad. Si no la tiene, sus cambios deben de ser de fácil medida.

La proporción de la población de insectos que usa como hábitat la unidad de muestreo, debe permanecer aproximadamente constante a través del tiempo.

Finalmente, la unidad de muestreo debe ser de un tamaño tal que proporcione un balance razonable entre la varianza de la población y el costo del muestreo.

En relación al muestreo insectil en el algodón en el sur de Sonora, se han desarrollado diferentes estudios

para definir los métodos de muestreo más adecuados, considerando los aspectos de varianza de la población y el costo de muestreo, por lo que a continuación se presenta la información disponible del cómo realizar dicho muestreo.

Cómo realizar el muestreo

El periodo crítico de muestreo se ubica a partir del inicio de “cuadreo” hasta la formación de las primeras cápsula medianas (comúnmente conocidas como “bellotas o bolas”). El muestreo del complejo de insectos benéficos, principalmente depredadores, se realiza por medio de red. Sin embargo, a pesar de los avances que hay en los métodos de inspección de campos comerciales de algodónero, la mayor parte de los técnicos continúan con la rutina de realizar inspecciones semanales a los mismos, en las cuales se realizan observaciones de las plagas y aspectos agronómicos del cultivo. Dentro del aspecto fitosanitario, se pone especial énfasis en las poblaciones de insectos plagas, usándose para ello la red, sin que necesariamente signifique que el muestreo sea representativo de las poblaciones evaluadas.

Desafortunadamente mediante este, u otros procedimientos, las poblaciones de insectos benéficos o no son evaluadas o son evaluadas inadecuadamente, pudiéndose incluso llegarse a confundirse con insectos plagas, siendo en estos casos doblemente negativo el muestreo.

El interpretar las poblaciones de artrópodos benéficos, (insectos y arácnidos), resulta sumamente complicado por la gran cantidad de especies de artrópodos que realizan una acción benéfica; por lo que es de gran utilidad analizar en su conjunto la población de depredadores benéficos, y no especie por especie, lo anterior basado en el

hecho de que todos actúan en grupo contra las especies plagas.

Para resolver lo anterior, Pacheco, 1977, dio a conocer el procedimiento para transformar las poblaciones de insectos a índices, que no es otra cosa que realizar una transformación numérica de las especies de artrópodos a un solo valor (índice), lo anterior, se logra al considerar las características individuales de tamaño y agresividad de cada una de las especies, es decir, es necesario conocer la relación entre la acción benéfica que realiza un individuo correspondiente a una especie benéfica, comparada contra la de otras especies benéficas de diferentes características.

Para realizar dicho trabajo se estudio y tomo como base a un depredador de tamaño medio (catarinita anaranjada) y se le dió un valor arbitrario de uno, de esta manera al resto de especies benéficas de les asignó valores de acuerdo a su tamaño y agresividad.

Los valores asignados y usados hasta la fecha son los siguientes: catarinita anaranjada (1); catarinita roja (1.0); catarinita rosada (1.0); catarinita gris (1.0); catarinita café (0.5); escarabajo collops (1.0); chinches asesinas (5.0); chinche pajiza (1.0); chinche ojona (0.5); chinche pirata (0.2); crisopas (1.5); y arañas (2.0).

La interpretación de dichos valores o índices se puede ilustrar con este ejemplo: la acción benéfica que realizan quince individuos de la catarinita anaranjada, la pueden realizar tres chinches asesinas, o treinta catarinitas café, o diez crisopas.

Para el cálculo de índices, se multiplica el valor relativo de cada especie por el número de individuos capturados en determinado número de redadas, posteriormente, se suma el total de cada una de las especies capturadas y se divide entre el número (cientos) de redadas.

Un ejemplo detallado se presenta en el siguiente muestreo consistente en 200 redadas:

Ejemplo del cálculo de índices de fauna benéfica, asumiendo el número de individuos indicados en la tabla para un total de 200 redadas.

ESPECIE	VALOR RELATIVO	X	INDIVIDUOS	ÍNDICE
Catarinita naranja	1.0	X	6	6.0
Catarinita roja	1.0	X	2	2.0
Catarinita rosada	1.0	X	1	1.0
Catarinita gris	1.0	X	2	2.0
Catarinita café	0.5	X	46	23.0
Escarabajo collops	1.0	X	2	2.0
Chinche asesina	5.0	X	1	1.0
Chinche pajiza	1.0	X	0	0.0
Chinche ojona	0.5	X	10	5.0
Chinche pirata	0.2	X	12	2.4
Crisopas	1.5	X	4	6.0
Arañas	2.0	X	2	4.0
SUMA TOTAL EN 200 REDADAS				54.4
ÍNDICE POR 100 REDADAS				27.2

Interpretación de los valores de índices

Con relación a la fauna benéfica, por cada 20 ha o menos se recomienda dar un mínimo de 200 redadas, este método sólo considera a especies depredadoras y no a parasitoides que de una u otra forma ayudan a mantener el equilibrio biológico, sirviendo como freno natural de las especies plagas.

El muestreo de especies parasitoides o su parasitismo puede complicar la obtención de la información,

por lo complicado del proceso o lo tardado para la obtención de la información. Una opción a dicha problemática lo representa el valor de índice de depredadores, ya que da una idea, en la mayoría de los casos bastante acertada, de la forma como está trabajando el parasitismo, es decir, a un valor alto de índice de depredadores es más factible que en el lote se encuentren gran cantidad de parasitoides, y a un valor bajo, se estima que el número de parasitoides presentes sea menor.

En el ámbito regional, la fauna benéfica presente en algodónero es abundante, y en la mayoría de los casos logra mantener las poblaciones de insectos plaga bajo control hasta etapas fenológicas muy avanzadas del cultivo, es decir, si se hace un muestreo adecuado es factible retrasar en forma significativa la primera aplicación de insecticidas al cultivo. Un dato que ayuda a tomar dicha decisión es la interpretación que se le da a la fauna benéfica –a través del valor de su índice–, que en términos generales tiene una labor directa sobre el complejo de insectos chupadores y el complejo bellotero-tabacalero, entre otras plagas. Generalmente, cuando el valor del índice de depredadores es mayor o igual o incluso ligeramente menor al valor del índice del complejo de insectos chupadores, se dice que el control biológico está funcionando.

En el caso de su influencia sobre el complejo de insectos chupadores, adicionalmente es importante analizar de donde procede los índices, es decir, si el índice de chupadores esta conformado por insectos de cuerpo duro y grande como pudieran ser chinches manchadoras o apestosas, y el índice de depredadores está conformado por depredadores pequeños como chinche pirata o chinche ojona, se tendría que ser más cauto en la interpretación de los índices, de igual forma, la etapa fenológica del cultivo es trascendental para la toma de decisiones, por ejemplo la

interpretación de los índices es diferente cuando el cultivo está en una etapa de fructificación inicial, a cuando el cultivo está en una etapa de fructificación intermedia o final.

Finalmente, los valores de índices de la fauna benéfica representan un elemento más para la toma de decisiones, de cuya interpretación acertada puede depender en gran medida el hacer un uso racional del combate químico, evitando problemas de contaminación, destrucción innecesaria de fauna benéfica e incremento de costos de producción por conceptos del combate químico.

BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

- Andrews K.L. y J. Rutilio Quezada. 1989. Manejo Integrado de Plagas Insectiles en la Agricultura. Esc. Agrícola Panamericana, El Zamorano Honduras. 623 pp.
- Avila Valdez, J., I. Hinojosa Reyes. 2000. Manejo Integrado de Mosca Blanca. Folleto Técnico No. 16. INIFAP, Campo Experimental sur de Tamaulipas.
- 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.
- Carrillo Liz, A. 1970. Proyecto de Investigación sobre muestreo de Insectos. Escuela Nacional de Agricultura. Colegio de Postgraduados. 56p.
- Cuperus, G., R.Berberet, y P. Kenkel. 2000. El futuro del Manejo Integrado de Plagas. **En:** E. B. Radcliffe y W. D. Hutchison [Eds.], Radcliffe: El Texto Mundial de MIP, URL: <http://ipmworld.umn.edu>, Universidad de Minnesota, St. Paul, MN.
- Ellsworth, P.C., J.W. Diehl, T. J. Dennehy and S.E. Naranjo. 1996. Sampling sweetpotato whiteflies in Cotton. The University of Arizona. IPM Series No. 2.
- Falcon, L.A. 1989. Control Integrado en Sistemas de Producción de Cultivos para Pequeños Productores Agrícolas. Turrialba, Costa Rica. CATIE-UC-USA. ID-OIRSA. Vol.2:6-31.

- García, S.C., y K.F. Byerly M. 1976. Enfoques de Investigación sobre el Manejo Integrado de Problemas Fitosanitarios. Memorias del XII Simposio Nacional de Parasitología Agrícola. IAP 29-57.
- Garza Urbina, E., y A. P. Terán Vargas. 1999. Evaluación de insecticidas para el control del gusano soldado *Spodoptera exigua* de la planicie Huasteca. Memorias del XXXIV Congreso Nacional de Entomología. Soc. Mexicana de Entomología. pp 301-307.
- Gómez Aguilar, José Roberto. 1985. Introducción al muestreo. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 259 p.
- Hake, S. J., K. D. Hake, and T. A. Kerby. 1996. Planting and Stand Establishment. *In*: COTTON, Production Manual. University of California. Division of Agricultural and Natural Resources. Publication. 3352. pp:21-29.
- Hernández Jasso, A. y J. E. Ortiz Enríquez. 1994. Respuesta a la fecha de siembra, densidad de población, e inicio de calendario de riego en el rendimiento y calidad de fibra de tres variedades de algodónero (2do. Año). Ciclo primavera-verano 1994.
- Hernández Jasso, A. 1993. Efecto del aclareo de plantas sobre el rendimiento y calidad de fibra de cuatro variedades de algodónero. Ciclo primavera-verano 1993. Reporte de Investigación del Programa de Algodonero del CEVY-CIRNO-INIFAP.
- Hernández Jasso, A. 1979. Study of intergenotypic competition in Upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.). Tesis Doctoral, Texas A&M University. 89 pp.
- Hogg, D. B. and A. P. Gutierrez. 1980. A model of the flight phenology of the beet armyworm, *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae), in Central California. Hilgardia: 48: 1-36.
- Knutson, A., R.D. Parker, G.C. Moore J. Benedict and R.L. Huffman. 1997. Managing Cotton Insects in the Southern, Eastern and Blackland Areas of Texas. 1997.1998. Texas Agricultural Extension Service Bulletin B-1204.
- Martínez Carrillo, J. L. y J. J. Pacheco Covarrubias. 1990. Cuadro básico de insecticidas para el control de plagas del

- algodonero en el sur de Sonora, ciclo P-V 1990. Desplegable para Productores No. 9. INIFAP. Campo Experimental Valle del Yaqui.
- Martínez Carrillo J.L. 1992. Efectos Ambientales en la Agricultura: el uso de plaguicidas y estrategias de manejo de insecticidas. **En:** Ecología, Recursos Naturales y Medio Ambiente en Sonora. Publicación del Colegio de Sonora. pp.189-196.
- Martínez Carrillo, J. L. 1994. Problemática Fitosanitaria causada por la Mosquita Blanca en México. Memoria de la Segunda Asamblea Anual del Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario, CONACOFI. SAGAR.77-88.
- Martínez Carrillo, J. L. 1998. Control Químico de la Mosquita Blanca. *En* Temas selectos para el manejo integrado de la mosquita blanca. Memoria Científica No. 6. INIFAP. Campo Experimental Valle del Yaqui.
- Martínez Carrillo, J. L. U. Nava Camberos, M. Aviles G., B. E. Díaz Ortiz and R. Servin Villegas. 2001. Monitoring resistance to insecticides on silverleaf whitefly (*Bemisia argentifolii*) from northwestern Mexico. Procc. Beltwide Cotton Conferences. Vol. 2: 872-874. National Cotton Council. Memphis, TN.
- Martínez Carrillo, J. L. D. Guadalupe Romero y J. L. Martínez Villela. 2002. Monitoreo de resistencia a insecticidas piretroides, fosforados y carbamatos y en palomillas de *Heliothis virescens* (F.) (Lepidoptera:Noctuidae) del Valle del Yaqui, Sonora. Entomología Mexicana. Vol. 1:598-602.
- Mauney, J. R. 1968. Morphology of the cotton plant. **In:** Advances in production and utilization of quality Cotton: Principles and Practices. F. C. Elliot, M. Hoover, and W. K. Porter, eds. The Iowa University Press.
- Naranjo, S. E. and J. M. Martin. 1993. Comparative development, reproduction, and oviposition of pink bollworm (Lepidoptera:Gelechiidae) on a resistant okra-leaf cotton and commercial upland and pima cultivars. J. Econ. Entomol. 86: 1094-1103.

- Nava Camberos U. 1997. Desarrollo, sobrevivencia y fecundidad de la mosquita blanca de la hoja plateada (*Bemisia argentifolii* Bellows and Perring) en función de temperatura y plantas hospedantes. **En:** Mosquita Blanca en el Noroeste de México. Memoria Científica No. 4, INIFAP-CIRNO-CEVY. pp 74-95.
- 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. Mexicana de Entomología. pp 188.189.
- Pacheco M., F. 1977. Transformación de insectos a índices. Centro de Investigaciones Agrícola del Noroeste. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas.
- Pacheco, M. F. 1985. Plagas de los cultivos agrícolas en Sonora y Baja California. Libro Técnico No. 1. CIANO-INIA-SARH.
- Pérez Solís, L. 1992. Efecto de la densidad de siembra y el aclareo de plantas sobre el rendimiento y calidad de fibra de tres variedades de algodónero. Ciclo Primavera-Verano. Reporte de Investigación del Programa de Algodonero del CEVY-CIRNO-INIFAP.
- Pfadt, R. E. 1971. Insect Pests of Cotton. 343-373. **In:** Fundamentals of Applied Entomology. Second Edition. R. E. Pfadt (Editor). Mc. Millan Co. Inc. New York.
- Pitre, H.N., W. J. Mistic, and C.G. Lincoln. 1979. Economic thresholds: concepts and techniques. Southern Coop. Series Bull: No. 231, 12-30.
- Wendel, J. F., C. L. Brubacker, and A. E. Percival. 1992. Genetic diversity in *Gossypium hirsutum* and the origin of Upland cotton. Amer. Jour. Bot. 79(11): 1291-1310.
- Zalom, F.G., E.T. Natwick, and N. C. Toscano. 1985. Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera:Aleyrodidae) populations in Imperial Valley cotton. J. Econ. Entomol. 78: 61-64.

La serie Folletos Técnicos está integrada por publicaciones cuyo objetivo es presentar información sobre los cultivos, en los cuales el CIRNO realiza investigación, con el fin de presentar una asistencia técnica actualizada y adecuada a las necesidades del estado de Sonora.

Su distribución se realiza regularmente a los agentes de cambio, así como a las bibliotecas de los Campos Experimentales del INIFAP, de instituciones de enseñanza e investigación en ciencias agropecuarias y forestales y a centros de información en el país y el extranjero. También se distribuye a funcionarios y profesores que la soliciten a la siguiente dirección:

UNIDAD DE DIFUSIÓN TÉCNICA
CAMPO EXPERIMENTAL VALLE DEL YAQUI, SAGARPA-INIFAP-CIRNO
DR. NORMAN E. BORLAUG km 12, APARTADO POSTAL 515
85000 CD. OBREGÓN, SONORA, MÉXICO
TELÉFONOS: (644) 414 5700 y 414 5806

El contenido de esta publicación podrá ser reproducido total o parcialmente, con fines específicos de divulgación, siempre que se dé el crédito correspondiente a los autores, al Campo Experimental Valle del Yaqui (CEVY), al Centro de Investigación Regional del Noroeste (CIRNO) y al Instituto Nacional de investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) - SAGARPA.

En el proceso editorial de la presente publicación colaboraron las siguientes personas del Comité Editorial y de la Unidad de Difusión Técnica del Centro:

<p>COMITÉ EDITORIAL CEVY Presidente: M.C. Juan José Pacheco C. Secretario: M.C. Lorenzo Pérez Solís publicación: Vocales: M.C. Nemesio Castillo Torres Dr. Ricardo Álvarez Zamorano M.C. José de Jesús Martínez S. M.C. José Eliseo Ortiz Enriquez</p>	<p>Formación y Cubierta: Arturo Gámez Chú Coordinación de la M.C. Lorenzo Pérez Solís Fotografía: M.C. Juan Manuel Cortés J. Impresión: Roberto González Fraire</p>
---	--

Esta publicación se terminó de imprimir el 15 de junio de 2002, en los Talleres Gráficos del CIRNO, en Cd. Obregón, Sonora. Su tiraje fue de 1,000 ejemplares.