

AVANCES EN EL CULTIVO DE LA CAÑA Y ELABORACIÓN DE PANELA

BARBOSA, 1988

CONTROL BIOLÓGICO DE LAS PLAGAS DE LA CAÑA DE AZÚCAR EN COLOMBIA

R. Cárdenas*

C O N T E N I D O

1. INTRODUCCIÓN
2. CONTROL BIOLÓGICO
3. ECOSISTEMA
- 1*. PARÁSITOS Y PREDADORES DE LAS PLAGAS DE LA CAÑA
5. HIPERPARÁSITOS ENCONTRADOS EN EL VALLE
6. CRIANZA MASIVA DE TRICHOGRAMMA
7. CRÍA Y LIBERACIÓN DE LA MOSCA PERUANA
8. BIBLIOGRAFÍA

1. INTRODUCCIÓN

Estudios preliminares, anteriores a 1968, demostraron que en el Valle del Cauca, el principal problema de este cultivo son las pérdidas causadas por el insecto Diatraea saccharalis Fab., las cuales ascendieron en 1968 a unos 40 millones en la zona norte del Valle y 18.5 millones de pesos en la zona central. Estas estadísticas inquietaron mucho a los cañicultores de estas regiones y motivaron a algunos a encontrar personal especializado que se dedicara a estudiar este problema y sus posibles soluciones.

Gracias al entusiasmo de las directivas del ingenio Riopaila, llegó a esa factoría el entomólogo Jaime Gaviria, quien había hecho sus trabajos y estudios al lado del doctor Saúl Risco en Ecuador y Perú, inmediatamente inició un estudio del ecosistema de esa zona y un año más tarde conceptuaba: "Los severos daños que estaba causando en los cañales de Riopaila las orugas barrenadoras del D. saccharalis, obligaron a pensar seriamente en su represión. Siendo imposible el empleo de insecticidas por resultar antieconómico y contraproducente, dadas las condiciones del cultivo y la biología del insecto en nuestro medio, se resolvió entablar la represión biológica, o sea la utilización científica de sus enemigos naturales, canalizando el trabajo en dos aspectos: introducción de enemigos de otros países y simultáneamente auscultando las posibilidades de utilizar los elementos naturales de control propios o autóctonos de la zona".

A finales de 1969 surgió una nueva plaga de la caña de azúcar que por su daño y altas poblaciones revistió características alarmantes y a la

vez motivó a los ingenios Manuelita y Providencia a la contratación de un entomólogo que se dedicara a controlar este grave problema que se había iniciado en sus cañales y que amenazaba toda la región cañera del Valle. Cabe anotar acá que el ingenio Manuelita, desde unos ocho años atrás, había iniciado la cría y liberación de la especie Trichogramma minutum para control del barreno de la caña con resultados muy vagos, pues no se puso todo el interés que merecía y la iniciativa quedó en un segundo plano. Hoy día el

entomólogo J. Raigosa, después de haber resuelto el problema, de ese entonces, se halla empeñado en el control del Diatraea, y otras plagas de la caña, mediante la lucha biológica.

Estos fueron los albores del nacimiento del control biológico de las plagas de la caña de azúcar, hoy contamos con dos laboratorios, uno en Riopaila y otro en Providencia que se encuentran dedicados a estudios preliminares y a la crianza artificial y liberación de Paratheresia clarigalpis V.d.W.; en Riopaila se inician trabajos con Metagonistylum mínense Towns y Jaynesleskia jaynessi Aldr. con el objeto de reducir al mínimo pérdidas por ataque del barrenador. También se han iniciado otros estudios tendientes al control de las plagas de la caña, usando en mínima porción los productos agroquímicos.

2. CONTROL BIOLÓGICO

Definir este término resulta difícil, pues existen varias definiciones de eminentes investigadores de este método de control que discrepan en cuanto la amplitud que debe dársele. Aunque no existe ningún acuerdo sobre su significación en su acepción más universal se define como: Reducción de una población de organismos vivos mediante otra población de organismos*/vivos. Sweetman agrega, además, el uso de antibióticos, que no son organismos vivientes y el uso de líneas insecto-resistentes de plantas. Knipling y Linqvist incluyen el uso de nachos esterilizados; Vandetley y Downes sugieren la inclusión del uso de líneas genéticas letales. Beime B.P. incluye las especies no peste que compite con la especie peste. Wendell y Kilgore lo definen como la utilización de parásitos, predadores y patógenos para la regulación de las densidades de población de las plagas. Flanders dice que es el método para prevenir la destrucción de los cultivos económicos por las plagas insectiles y malas hierbas a través del uso de enemigos naturales. Stern lo define como la acción de parásitos, predadores y patógenos sobre una población de hospederos, acción que produce una posición general de equilibrio, baja, la cual no prevalecería en ausencia de tales agentes.

3. ECOSISTEMA

Stern V.W. y otros definen al ecosistema como el sistema de interacción que comprende todos los organismos vivientes de un área y su medio ambiente. La extensión del área debe ser suficiente como para permitir las vías y proporción de cambios en materia y energía que son característicos, de ese "ecosistema", el cual incluye todos los insectos y ácaros plagas, sus competidores, las plantas y su cultivo^las malezas, el suelo y su manejo, las condiciones del medio, etc. Una región agrícola puede encerrar varios "ecosistemas", dependiendo de la flora, fauna y caracteres físicos de la región. La falta de apreciación de ¿este concepto ha tenido mucho que ver con las complicaciones que han surgido después del amplio uso de insecticidas orgánicos. La complejidad de este sistema está ilustrada por Schlinger, quien ha realizado un examen faunístico de artrópodos en campos de alfalfa, donde ha colectado e identificado más de 600 especies. Schlinger piensa que una vez concluido el trabajo se podrá llegar a mil especies. Por este estudio podemos comprender fácilmente los efectos catastróficos de la aplicación indiscriminada de insecticidas sobre la fauna.

Se ha estimado que por cada 100 especies de insectos fitófagos, solo uno o dos son plagas, el 98 ó 99 por ciento son controladas, en la mayor parte, por enemigos naturales, sin embargo en cualquier cosecha que haya recibido fuertes aplicaciones de insecticidas en el pasado, algunas de las especies de enemigos naturales pueden haber sido diezmadas y como resultado se pueden haber creado "nuevas plagas".

Otros factores relacionados con el ambiente pueden reducir también la eficacia de enemigos naturales establecidos, por lo tanto, existen dos enfoques principales en el problema de un mejor control biológico. En primer lugar, se pueden idear medios para hacer un mejor uso y conservación de los parásitos benéficos, predadores y agentes benéficos eficaces o potencialmente eficaces, ya presentes en el campo y en según-ES lugar se pueden importar y colonizar nuevos enemigos naturales, de especies de plagas para los cuales todavía no se han establecido enemigos naturales.

4. PARASITOS Y PREDADORES DE LAS PLAGAS DE LA

CAÑA DE AZUCAR EN COLOMBIA

<u>Hospedero</u>	<u>Huésped</u>	<u>Orden y Familia huésped</u>
<u>Diatraea saccharalis</u> Fab. (Lepidoptera-Pyralidae)	<u>Trichogramma</u> spp.	Hymenoptera-Trichogrammatidae
	<u>Telenomus</u> sp.	Hymenoptera-Scelionidae
	<u>Jaynesleskia jaynessi</u> Aldr.	Diptera-Tachynidae
	<u>Paratheresia claripalpis</u> Wlp	Dip-Tachinidae
	<u>Metagonistylum minense</u> Towns	Dip-Tachynidae
	<u>Lixophaga diatraea</u> Towns	Dip-Tachinidae
	<u>Agathis stigmaterus</u> Cress	Hym-Braconidae
	<u>Apanteles diatraea</u> Muesebl.	Hym-Braconidae
<u>Caligo ilioneus</u> Cramer (Lep-Brassolidae)	<u>Telenomus</u> sp.	Hym-Scelionidae
	<u>Trichogramma</u> sp.	Hym-Trichogrammatidae
	<u>Apanteles</u> sp.	Hym-Braconidae
	<u>Brachimeria comitator</u> (Walk.)	Hym-Chalcididae
	<u>Ceratomesa flavescens</u> Cam	Hym-Chalcididae
	<u>Spilochalcis nigrifrons</u> Cam	Hym-Chalcididae
	<u>Polistes</u> sp.	Hym-Vespidae
	<u>Winthemia</u> sp.	Dip-Tachinidae
<u>Sarcophaga</u> sp.	Dip-Sarcophagidae	

<u>Hospederos</u>	<u>Huésped</u>	<u>Orden y Familia huésped</u>
<u>Sipha flava</u> (Forbes) (Hom-Aphididae)	<u>Chrysopa</u> sp.	Neu-Chrysopidae
	<u>Cycloneda sanguinea</u> Linn	Col-Coccinelidae
	<u>Hippodamia convergens</u> Guer	Col-Coccinelidae
	<u>Coleomegilla maculata</u> Deg	Col-Coccinelidae
<u>Pseudo coccus sachhari</u> (Hom-Pseudococcidae)	<u>Polistes</u> sp.	Hym-Vespidae

5. HIPERPARASITOS ENCONTRADOS EN EL VALLE DEL CAUCA

<u>Hospedante</u>	<u>Hiperparásito</u>	<u>Orden-Familia</u>
<u>Telenomus</u> sp. (Hym-Scelionidae)	<u>Achrysocharis</u> sp.	Hym-Eulophidae
<u>Apanteles</u> sp. (Hym-Braconidae)	<u>Toxeumella albipes</u> Girault	Hym-Pteromalidae
	<u>Ceratomesa immaculata</u>	Hym-Chalcididae
	<u>Horismenus nr apantelivorus</u> Craw	Hym-Eulophidae
<u>Paratheresia claripalpis</u> W. (Dip-Tachinidae)	<u>Trichopria cubensis</u> Font	Hym-Diapriidae
<u>Jaynesleskia jaynessi</u> Ald (Dip-Tachinidae)	<u>Signiphora dipterophaga</u> Gir	Hym-Encyrtidae

NUEVO EQUIPO Y TÉCNICA PARA LA CRIANZA MASIVA DE AVISPAS DEL GENERO TRICHOGRAMMA

INTRODUCCIÓN

Hace más de 60 años, que el Entomólogo Enock (1895), vio por primera vez la posibilidad de criar en gran escala la avispa Trichogramma para utilizarla en el control biológico de ciertas plagas. Los primeros experimentos exitosos en la utilización del Trichogramma fueron realizados en 1912 en Tashkent y en los siguientes años en Crimea, Mokrzecki, hizo una contribución de valor en este trabajo. El punto decisivo, en el desarrollo de este método fue logrado en 1926 por Flanders trabajando con la asociación de Nueces de Saticoy en el Condado de Ventura, California. Posteriormente, en 1935, el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de Norte América, desarrolló un nuevo método para producir las avispas de Trichogramma minutum en gran escala a un bajo costo. Desde esa época, particularmente en los Estados Unidos y en la Unión Soviética, la crianza de varias especies de Trichogramma ha sido llevada en gran escala.

Refiriéndose al Perú, los primeros trabajos sobre la crianza de las avispas Trichogramma, se iniciaron por el año de 1926, en la Hda. Cartavio, Trujillo, con la finalidad de usarla en el control biológico del "barreno de la caña" (*Diatraea saccharalis*); pero fue solamente a partir de 1933 que el doctor Smyth inició los trabajos en gran escala con material recolectado en los mismos campos de la hacienda. La producción de Trichogramma en Cartavio se continuó hasta el año de 1953, aunque a partir del año de 1951, con la introducción del control de "barreno de la caña" a base de dípteros, la propagación de avispas fue disminuyendo paulatinamente (10),

En el año de 1950 J. Lamas en el Valle de Carabayo y N, Ramos Cañete, iniciaron la crianza de la avispa Trichogramma con material inicial procedente de la Hacienda Cartavio, con la finalidad de usarla particularmente en el control biológico del "perforador grande de la bellota del algodnero" (*Heliothis virescens*). En Cañete, debido al auge de los insecticidas orgánicos de esa época, se abandonó su crianza. Fue lamente a partir de 1956, después del fracaso de los insecticidas orgánicos en el cultivo del algodnero y como una de las medidas para lograr recuperación del equilibrio biológico del Valle, alterado por el uso de los insecticidas modernos que el Departamento de Entomología de la Estación Experimental Agrícola de Cañete, recomendó y orientó la instalación de criaderos de esta avispa en varias haciendas del Valle, De esta fe a la actualidad se han efectuado numerosos cambios en aparatos y técnicas con la finalidad de incrementar la producción de esta avispa útil y bajar los costos de su crianza artificial.

EQUIPO Y TÉCNICA MEJORADA PARA LA PRODUCCIÓN DE HUEVOS EN SITOOTROGA CEREALELLA.

El equipo antiguo para la multiplicación del material huésped polilla de los granos" (Sitotroga cerealelia), consistía en cuartos de incubación de dimensiones variables, los cuales contenían rumas de bandeji de cartón con trigo. La infestación era iniciada mediante la adición d* huevos de Sitotroga. La multiplicación de la polilla se podía acelerar manteniendo la temperatura de los cuartos a 27°C mediante estufas eléctricas o a kerosén y la humedad rociando con agua el piso de los cuartos. Las polillas eran recolectadas de los cuartos después de que ellas habían completado 2-3 generaciones en más o menos 90 días después de que los huevos habían sido introducidos. La recolección se hacía diariamente mediante el uso de una aspiradora eléctrica que llevaba un reóstato para regular la velocidad de succión, o mediante frascos recolectores de vidrio, en cuyo caso la boca del frasco llevaba una banda de jebe para disminuir el rozamiento con las paredes de los cuartos.

Desde julio de 1957 > en esta Estación se comenzó a ensayar un nuevo sistema de crianza de la polilla Sitotroga cerealelia, que consistía en el empleo de unos gabinetes especiales diseñados originalmente para tal fin por el Buró de Entomología del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de Norte América. Aunque este sistema ya había sido ensayado en el Valle en 1950, se actualizó nuevamente debido a ciertas modificaciones prácticas observadas por el Ing.

Teodoro Boza B., en el criadero "Rincón Insectary" en Ventura, California, EE.UU. que facilitaban su empleo y que se utilizaron en Cañete por primera vez.

Descripción de los Gabinetes. Cada gabinete consiste en una cámara en forma de cajón, de 80 cm., de largo. La armazón está hecha de madera de 2 pulgadas. La cara interior de la cámara lleva pegada una bolsa de tela plástica de forma de embudo, pues termina en una manga hecha del mismo material. La parte superior del gabinete, lleva una tapa hecha en malla de bronce de 30 kilos por pulgada cuadrada la que cierra herméticamente mediante una empaquetadura de fieltro y 4 pernos de 3/8 con tuercas de mariposas.

En el interior, los gabinetes llevan 10 bandejas con trigo que cuelgan verticalmente de una varilla de hierro cuadrado de 1/2 a x 3/4 da en los lados. Las bandejas están hechas de madera de 1/2 a x 3/4 pulgada, tienen 65 eras, de largo y 55 cms. de espesor. Un lado tiene cubierto completamente con una malla de alambre de 7 kilos por pulgada cuadrada y el otro lado cubierto similarmente excepto que se le deja una pequeña abertura (5 cms.) para cargar y descargar el trigo.

Funcionamiento de los gabinetes.

1. Carga. La carga de los gabinetes se efectúa colocando 10 bandejas ticales que contienen 4-5 kilos de trigo desinfectado cada de tal modo que por cada gabinete se emplea 40 -50 kilos de trigo.

La infestación del trigo se efectúa poniendo unos 20 a 30 gramos de huevos de Sitotroga pegados en cartulina las que son distribuidas en 10 bandejas, colocándolas encima del trigo a través de la ranura.

Una vez que los gabinetes están cargados e infestados, se le coloca sus tapas y la apertura de la manga de tela se cierra. Los gabinetes se mantienen en cuartos Ad-hoc a una temperatura que fluctúa entre 25 y 27 C y a una humedad relativa de 70 a 80 por ciento.

2. Recolección de las polillas. A los 55 o 50 días, de acuerdo a la apertura a que se ha mantenido el cuarto comienzan a emerger las primeras polillas, las que deberán comenzar a recolectarse mediante frascos colectores que se colocan en la altura de la manga de tela plástica, a la que se sujetan mediante una banda de jebe. La recolección se efectúa cada mañana, retirándose los frascos con las polillas y poniendo en su lugar otros vacíos.

Los frascos colectores son de vidrio de 10 cms. de diámetro y 11 cms. de alto, llevan en su interior un papel grueso doblado en forma de acordeón con la finalidad de que las polillas tengan una mayor superficie donde adherirse, pudiendo así vivir más tiempo en los frascos y por lo tanto lograrse una mayor producción de huevos por polilla. Los frascos de recolección tienen una tapa con malla de bronce de 30 kilos por pulgada cuadrada.

Los gabinetes pueden mantenerse en plena producción por 2 y a veces hasta por 5 meses. La máxima producción se observa a partir de los 30 días de la emergencia de las primeras polillas, pudiendo obtener hasta 10 gramos de huevos diarios por gabinete; pero desde el punto de vista económico, cuando la producción baja a menos de 2 gramos por día y por gabinete, deberá renovarse el trigo.

La producción en total de un gabinete puede llegar a más de 500 gramos o sean unos 25 millones de huevos de Sitotroga. A continuación damos algunos datos que pueden ser de interés:

Total de huevos producidos por gabinetes 529.5 gramos (Prom. de 5 gabinetes).

Tiempo de producción: 3 a 4 meses

Promedio diario por gabinete 4.3 gramos

Promedio por kilo de trigo: 10,5 gramos

Producción de huevos coloreados: 5% del total de la producción

Aprovechamiento del trigo con el sistema de gabinetes: 93.8%

En cada frasco de recolección cayeron de 4 a 7 mil polillas, las que produjeron de 3.5 a 5.0 gramos de huevos. La mayor producción la efectuaron al 2o. y 3o. día de la recolección (Las polillas logran vivir 5 días en los frascos).

La cantidad de huevos producidos por polilla fue de 37.4 huevos, o sean 74.8 huevos por hembra.

Al existir la menor cantidad de polillas por frasco, el número de huevos por polilla aumenta. Frascos con 4.265 polillas produjeron 42.5 huevos por polilla mientras que frascos con 7.746 polillas produjeron 36.5 huevos por polilla.

Ventajas del Nuevo Método.

1. Mayor producción por unidad de peso del grano. Sistema de gabinetes: 10.5 granos de huevos por kilo de grano; sistema antiguo de cuartos: 1 a 5 gramos.
2. Economía en grano, prácticamente todos los granos llegan a ser infestados no hay desperdicios.
3. Menores posibilidades de que se produzcan infestaciones indeseables tales como gorgojos, ácaros, etc. AL producirse alguna infestación indeseable por ejemplo de ácaros, se puede eliminar solamente el gabinete atacado de esta manera no hay gran disminución o paralización de la producción del insectario.
4. Economía en mano de obra, pues, hay un gran ahorro de tiempo en la recolección de las polillas.
5. Existe un mejor control de la temperatura y humedad. En los gabinetes hay una ventilación más adecuada, no se producen sobrecalentamientos.
6. Menor costo de producción por cada millón de huevos de Sitotroga.

Cernido y limpieza de los huevos. El cernido de los huevos se efectúa volteando los frascos colectores y sacudiendo suavemente su contenido sobre un papel negro mate.

Con la finalidad de obtener una producción uniforme de huevos frescos (blancos), especialmente en los meses de verano, el cernido deberá efectuarse cada 12 horas (mañana y tarde). Al final del último cernido de cada frasco, o sea al 5o. día de la recolección, en el fondo del frasco y en el papel doblado en forma de acordeón se encuentran adheridos huevos de diferentes edades (coloreados), los que pueden ser utilizados para la infestación de nuevos gabinetes.

La limpieza de los huevos se realiza mediante un ventilador o soplando suavemente, de esta manera quedan eliminadas las escamas de las polillas, las patas y otros materiales extraños que todavía hayan dado, se les quita con una pinza. Efectuada la limpieza, se determina cantidad producida por peso. Un grano contiene aproximadamente 50.000 vos de Sitotroga cerealella.

Parasitación. Los huevos una vez limpiados, son pegados sobre una cartulina perforada en pulgadas cuadradas utilizando goma biga. Mediante el uso de un colador se logra una distribución uniforme de los huevos.

La goma en la cartulina en el momento de verter los huevos debe estar suficientemente pegada como para retener los huevos, pero no demasiado fluida como para envolverlos. Todos los huevos que no se han adherido se sacuden. Después que los cartones se han secado, se les dobla] dándoles una forma cilíndrica, luego se les coloca en los frascos de parasitación por un periodo de 48 horas.

Los frascos de parasitación son de vidrio de 15 cms. de diámetro en su base y 25 cms. de alto. Antes de introducir la cartulina con los huevos frescos de parasitación deben contener una 6a. parte de las avispas. De este modo se tiene relación de parasitación de 1:6, es decir, que las avispas procedentes de una pulgada cuadrada servirán para parasitar 6 pulgadas cuadradas de cartulina con huevos frescos. A las 45 horas se quitan las cartulinas de los frascos de parasitación y se lee mantiene sobre una mesa. A los 203 días después, los huevos parasitarios se tornan negros, lo cual es una indicación que los parásitos han entrado al estado de pupa y dentro de otros 4 días las avispas emergerán.

Conservación de las avispas en cámaras frías. A cualquier temperatura encima de los 8°C la avispa Trichogramma desarrolla normalmente. El tiempo requerido para cumplir su ciclo biológico depende de la temperatura; a medida que la temperatura aumenta, el número de días requeridos para completar su desarrollo se reduce. Entre las variaciones de temperatura de 15.5 a 24°C que prácticamente corresponden al promedio de las temperaturas de los meses de invierno y verano de la Costa Central, por cada 0.7°C que aumenta la temperatura, el tiempo requerido para cumplir su ciclo se reduce a un día. En la Costa Central, el ciclo biológico de la avispa se cumple en 8 días en el verano y requiere hasta 28 días en el invierno.

Teniendo como base estos conocimientos, para lograr conservar las avispas en cámaras frías (refrigeradoras eléctricas o a kerosene) hay que conceder a las avispas que se desarrollan normalmente pero a un ritmo grandemente reducido.

Flanders recomienda conservar los huevos parasitados alrededor de los 10°C inmediatamente después de haber sido parasitados a 25 C lo cual producirá adultos de Trichogramma con una proporción normal de 2 meses después. También sugiere mantener la temperatura de la refrigeradora entre 8 y

12°C después que los huevos han sido parasitados a 25°C hasta que ellos tomen el color negro, luego subir la temperatura a la refrigeradora a 10-15°C. De este modo, el Trichogramma se desarrolla normalmente emergiendo a las *k o 6* semanas con una mortalidad relativamente baja.

Deberá tratarse que la temperatura no descienda de los 8 C debido a que las temperaturas muy bajas afectan a la avispa y en la progenie el porcentaje de machos tiende a ser mayor, pues, más machos que hembras logran completar su desarrollo a bajas temperaturas. Igualmente, las bajas temperaturas pueden afectar las células reproductoras en el estado adulto y hasta puede ocurrir una completa esterilidad de acuerdo al tiempo que dure la exposición a las bajas temperaturas. Probablemente, por esta razón recomiendan que cuando los huevos parasitados se tornen negros hay que conservarlos a una mayor temperatura.

En Cañete se efectuaron algunos ensayos para determinar las condiciones óptimas de conservación de las avispas a bajas temperaturas. Manteniendo los huevos parasitados una vez que ellos comenzaron a tornarse negros a una temperatura que fluctuaba entre 2.5°C, se logró conservarlos por 3 meses. Esta forma de conservación afectaba las avispas, pues a la emergencia se observó que ellas eran menos activas, un número de ellas carecían de alas y la proporción de los sexos se había alterado, ya que al momento de la parasitación se requería un mayor número de avispas para parasitar una pulgada cuadrada de huevos frescos de Sitotroga.

Buenos resultados se obtuvieron guardando los huevos parasitados una vez que ellos empezaron a tornarse negros a una temperatura de 10-15%. De esta manera se ha logrado conservarlos por un mes sin que las avispas sean afectadas. No es recomendable dejarlos por más tiempo en la refrigeradora, debido a que las avispas pueden comenzar a emerger dentro de las cajas de conservación.

Liberación de las avispas en los campos de cultivo. Las avispas se liberan colocando cada pulgada cuadrada de huevos parasitados (aproximadamente 5.000 avispitas) en vasitos de papel parafinado. Los vasitos cerrados se mantienen sobre una mesa en una caja o bolsa hasta la emergencia de las avispas, lo cual se conoce mirando el vasito contra la luz. Cuando se vea a las avispitas pululando dentro de los

vasitos, ellos deberán ser llevados al campo donde se abren y cuelgan en las partes sombreadas de las plantas ya que el sol directo sobre los vasitos puede afectar a las avispidas.

El número de avispidas que debe liberarse por hectárea, depende de diversos factores. En Cañete, se recomienda efectuar varias liberaciones a intervalos variables de acuerdo a la graduación de la plaga, en cantidades que varían de 20 a 60 mil avispidas por hectárea.

En caso de no disponer de muchas avispidas, Flanders aconseja efectuar las liberaciones solamente en algunos campos, en los cuales se pondrán en la noche, luces o linternas a gasolina o kerosene, con el objeto de concentrar la postura sobre un área reducida del campo, pues desde su emergencia encontrarán a su disposición huevos de la plaga, en abundancia sobre un área concentrada lo que facilitaría su multiplicación.

El problema del deshoje ha sido resuelto parcialmente por Mayer quien demostró que dosis mayores de 100.000 avispidas por hectárea, decrece la efectividad desde que los mismos huevos son parasitados varias veces; el número óptimo es considerablemente menor, cerca de 20.000 hembras (40.000 avispidas) por hectárea

"Arizona Insectarios", recomienda liberar en el algodonero un total de 20.000 avispidas por hectárea, liberándolos en tres oportunidades con un intervalo de 10-15 días, debiéndose efectuar la primera liberación cuando el algodonero comience a emitir sus botones florales.

Ensayos efectuados en la Unión Soviética en el cultivo del algodonero encontraron que el método más satisfactorio era liberar un total de 1*50,000 avispidas por hectárea, liberándolas en 5 pases de 90.000 cada vez con un intervalo de 3 días. Bajo esas condiciones el porcentaje de huevos parasitados del Heliothis armígera fue mantenido a un nivel de 40-48%,

Referente a la dispersión de las avispidas en el campo, estudios hechos en otros países (África del Sur), demostraron que las avispidas tienen la habilidad de dispersarse en los campos de una manera rápida y amplia concentrándose a veces en las zonas de mayor infestación de la plaga. Observaciones efectuadas por entomólogos rusos, encontraron que si la avispa no es ayudada por el viento, no se dispersa a más de 10 metros del punto de

liberación, pero puede cubrir una distancia de 25 metros en la dirección del viento cuando éste se desplaza a una velocidad de 9 & 12 kilómetros por hora.

En el país, no se han efectuado todavía observaciones exactas al respecto. Lobatón en el Valle del Pisco, observó un parasitismo sobre huevos de Mescinea peruella, de 54% a los 4 metros de la zona liberada y solamente de un 35% a los 10 metros del punto de liberación.

7. CRÍA Y LIBERACIÓN DE LA MOSCA PERUANA *Paratheresia claripalpis* W.

Los primeros puparios fueron traídos en 1969 al ingenio Riopaila procedentes del Perú, Las moscas obtenidas de este material fueron liberadas unas, y otras se utilizaron para realizar inoculaciones en larvas de Diatraea recolectadas en los cañales del ingenio de los corazones muertos traídos del campo, estas larvas se criaron o mantuvieron vivas para las inoculaciones en maíz tierno.

Los puparios obtenidos se ponen en bagazo de caña esterilizado dentro de jaulas pequeñas de emergencia, una vez salida la mosca se recoge en un tubo de vidrio, se sexa y se lleva a otra jaula de apareamiento, después de una semana, estando la hembra fecundada y próxima a larvipositar, se toma y se mata en vapores de cloroformo, luego se disecta el abdomen y se abre al microscopio, poniendo el contenido ovárico en un poco de agua destilada o suero, en esta suspensión quedan todos los magot, de aquí se toman con un fino pincel, de cerdas de camello, para ser inoculados en las larvas del barrenador de la caña a la altura del último segmento abdominal.

Para comprender mejor esta técnica, veamos un estudio realizado por Scaramuzza en Cuba en un intento por introducir esta mosca a la isla; L. C. Scaramuzza anota que en los últimos cuatro años realizó dos tentativas para introducir en Cuba la mosca parásita Thereeia elaripalpis Vander Wulp., anteriormente reportada como Paratheresia claripalpis W.d.W. en un esfuerzo por aumentar la eficiencia de los parásitos nativos para el control biológico del Diatraea. Como se anotó anteriormente, repetida* veces, la mosca tachinida Lixophaga diatraea Towns, comúnmente llamada mosca cubana, es el más importante enemigo natural del barrenador en la isla, su parasitismo algunas veces es superior al 60%, pero es macho más

eficiente en las tierras bajas y húmedas que en las tierras altas y secas, donde los enemigos naturales han demostrado no ser muy efectivos.

Los esfuerzos iniciales para introducir esta mosca se orientaron hacia la importación de grandes cantidades de puparios y posterior liberación de los adultos, pero por razones económicas, esto no fue posible y se decidió importar unos pocos cientos de puparios e intentar la multiplicación de las moscas así obtenidas. Los puparios fueron obtenidos en Trinidad por la amistosa cooperación de los doctores J.G. Myers y A.Pickle. El total de puparios importados entre junio y julio de 1951 fue de 391, de los cuales se obtuvieron 295 moscas. Como no se conocía la multiplicación artificial de Theresia, se pensó que un método similar al anteriormente empleado para Lixophaga podía emplearse, según la biología de estos organismos estudiada por Jaynes en Argentina y Perú. En Janoruta norte de Camagüey, se construyó un laboratorio campestre, en el cual se diseñaron dos cajas cilíndricas de diferente tamaño, una de 60 cms. de diámetro por 80 de altura y otra de 45 cm de diámetro por 60 cm. de altura, en su construcción se emplearon aros hechos con varillas de hierro de 0.6 cm. de diámetro, estos aros se aseguraron a cuatro varillas del mismo material, los lados de las cajas fueron cubiertos con anejo y la tapa y la base con tela, a un lado se cortó un área cuadrada a manera de puerta y se puso tela pegada con alfileres. Montones de azúcar se pegaron con para fina a las varillas de hierro como alimento, además pequeños trozos de caña se pusieron dentro de la caja* Para mantener la humedad se colocaron esponjas en pequeños platos con agua y las cajas se rociaron con un atomizador varias veces al día. La caja más grande se usó para apareamiento, las hembras fecundadas se transfirieron de aquí a la caja más pequeña, donde se dejaron hasta que se desarrollaron los embriones, lo cual ocurre 8 O 10 días después del apareamiento, Las moscas tan pronto produjeron los maggots se emplearon para hacer las inoculaciones.

Hasta ahora, la multiplicación artificial de moscas larvíparas, tales como Lixophaga y Metagonistylum se había realizado por muerte y disección de las hembras maduras y fertilizadas. Ahora el investigador pudo obtener los maggots de hembras vivas, colocando las moscas, individualmente, en pequeños tubos de vidrio de 1.2 cm. de diámetro por 8 cm. de altura, cuyo interior ha sido previamente humedecido. Cuando una mosca fue introducida en el frasco humedecido, sus alas se adhirieron a las paredes del tubo y sus esfuerzos por liberarse causaron en ella la cría de un buen número de maggots que

variaba de 1 a 30 y aún más, dependiendo de las condiciones de la mosca o por repetición del proceso, varias veces al día y durante varios días, un considerable número de maggots fueron obtenidos en perfectas condiciones para inoculación de larvas de barrenador de la caña. No fue posible llevar un registro detallado de la producción de cada mosca, pero se obtuvieron registros de dos moscas, una de las cuales produjo suficientes maggots para hacer 138 inoculaciones en cinco días y la otra lo suficiente para realizar 306 inoculaciones en siete días. Sin embargo, estas cifras representan realmente un número mucho mayor de maggots, ya que en muchos casos 2 y aún 3 maggots se emplearon para inocular una sola larva y esta se registró como una sola inoculación. Los maggots obtenidos fueron sacados del tubo, con la ayuda de una fina aguja encorvada de disección y colocados sobre la larva del taladrador, la cual había sido colectada, de antemano, en los canales mediante el corte y división de los "corazones muertos".

Una vez que la larva ha eclosionado, mide más o menos 1 mm. de longitud, es colocada sobre la larva hospedera, donde empieza a buscar un punto tierno que le sirva de puerta de entrada y cuando lo encuentra, generalmente es una de las grietas intersegmentales, rápidamente rompe la piel y penetra dentro de la larva, aquí se desarrolla y eventualmente mata su hospedante en un número variable de días. El tiempo requerido para desarrollarse puede variar de 5 a 20 días, dependiendo de la temperatura, sin embargo, el 66.5% de los 1328 parásitos obtenidos de las inoculaciones hechas de Julio a octubre emergieron siete días después de haber sido inoculado el hospedante. Las larvas inoculadas fueron guardadas en cajitas metálicas de una onza de capacidad con bagazo de caña hasta que salieron los parásitos y empaparon y las pupas fueron, entonces, colocadas en bagazo muy fino previamente esterilizado y humedecido, usando este método se hicieron 2470 inoculaciones, las cuales produjeron 1655 puparios con 72% de eficiencia. Las liberaciones fueron hechas colocando los puparios en botellas en lugares escogidos, de manera que moscas pudieran emerger libremente al final del período pupal. Este período tarda de 12 a 2? días o un poco más, dependiendo de la temperatura. Aunque se sabe que el método más apropiado de liberación de parásitos de este tipo, es liberar hembras fertilizadas, este proceso no pudo ser seguido en este trabajo, desde entonces las colonias han sido capturadas a considerable distancia del laboratorio, además era difícil obtener la colaboración de personas familiarizadas con el manejo de insectos. Por estas razones, las liberaciones se hicieron en tres de los seis sitios donde se

intentó hacer la colonización. Un total de 1163 que comprendía 895 puparios y 268 adultos (incluyendo tanto machos como hembras fertilizadas), fueron distribuidas entre julio y diciembre de 1936 en localidades escogidas dentro de las providencias de Pinar del Río, Santa Clara, Camagüey y Oriente.

Durante el curso de este trabajo se pensó que la larva de Diatraea lineolata Walker taladrador del tallo del maíz, podía ser usada como hospedante artificial, pero se encontró que aún cuando los maggots de Theresia lograban penetrar en el nuevo hospedero y se sujetaban a su traquea, ninguna se desarrollaba más allá del primer estado, como se comprobó por disección de la larva hospedera varios días después. Los pequeños maggots fueron encontrados muertos a un lado de la larva. Ninguna investigación en relación con el establecimiento del parásito pudo ser hecha hasta junio de 1936, cuando una nueva investigación se intentó cubriendo todos los sitios donde las colonias habían sido liberadas. Sobre 2000 "corazones muertos" examinados con gran cuidado en los campos en los cuales se habían liberado los parásitos no dio un solo indicio del parásito introducido.

En la creencia de que el fracaso anterior se debía al método de liberación empleado, se planeó una segunda introducción para 1937. Aunque se convino obtener las provisiones iniciales en la estación de Antigua a través de la amable cooperación del señor HE Box (quien estaba trabajando en esa isla en ocupaciones similares), sus envíos se retardaron inevitablemente y hacia julio los parásitos no habían llegado aún. En un viaje que hice a Trinidad, costado por tres ingenios, tuve la oportunidad de conocer personalmente al señor Box, quien me advirtió las cualidades del campo de colección de material y del cual había recibido el material anterior, pues él había encontrado un alto porcentaje de hiperparasitismo en ese campo. Convine visitar a Antigua de regreso a Trinidad para realizar algunos trabajos de cría de esta mosca allí y de esta manera evitar el envío de material hiperparasitado a Cuba. El si te cuadro suministrado por Box nos ilustra la situación:

Puparios recibidos	1.105
Moscas obtenidas	286
Hiperparasitadas	395
Muertas-otras causas	424

El hiperparásito resultó ser Trichopria cubensis Font, originalmente descrito atacando Lixophaga en Cuba, donde actualmente es muy encontrarlo. La identificación fue hecha por el doctor Muesebeck. Un pupario se encontró hiperparasitado por Spalangia drosophilae Ashm. Exposición de puparios recientes al ataque de Trichopria, Box pudo minar su ciclo de vida en unos 27 días, también encontró un máximo de hiperparásitos en 65 puparios.

Vencidas todas las dificultades, fue posible comenzar con la multiplicación artificial de Theresia en Cuba por segunda vez. EL material importado para este trabajo se componía de 205 parásitos distribuidos así 24 hembras fertilizadas, casi maduras y 10 machos traídos vivos en dos cajas cilíndricas de 45 cm., de altura por 37.5 de diámetro acondicionada por Box, más 109 puparios criados en el laboratorio del señor Pickle y el autor de este trabajo en Trinidad y 62 puparios obtenidos por Box en Antigua. Un cambio en la técnica de obtención de los maggots fue introducido después de comprender como el señor Box realizaba mayor número de inoculaciones diarias por muerte y disección de una hembra madura de Theresia que estaba próxima a la larviposición. Esto se descubrió por confinamiento, de la hembra escogida, por algunas horas, en un tubo de vidrio de 8.5 cm. que contenía un larva de Diatraea, si la mosca estaba madura, empezaba a depositar maggots en las paredes del tubo. Por combinación de los dos métodos fue posible obtener 552 maggots de una sola mosca, de los cuales 440 se usaron para inoculaciones ese día, luego la mosca se disectó y se continuó al día siguiente, el número total de embriones obtenidos de esta mosca fue de 900.

Otra innovación consistió en colocar las cajas en bandejas de zinc galvanizado, como lo había hecho Box en Antigua, con un estrato de bagazo húmedo esterilizado. El alimento se suministró en forma de granos de azúcar blanco, rociados sobre las cajas y se adicionó agua con un atomizador sobre las cajas; cuando se observó que las moscas estaban dañando sus alas contra las paredes de las cajas

cilíndricas, se cambió su forma y tamaño a cajas cuadradas de 65 cm. de lado. Además, conociendo que el apareamiento

8. BIBLIOGRAFÍA

1. CARMAN, G.E. y P. DE BACH. 1967. Un enfoque racional al control de los insectos Rev. Span 10 LD: pp. 16-18.
2. GAVIRIA, J.D. 1971. Campaña biológica del Diatraea Saccharalis Fab. Mediante la cría y propagación artificial de sus enemigos naturales y el combate de otras plagas de importancia económica en el Ingenio Riopaila. Inf. No. 2. Departamento Entomología. La Paila (Valle) Col. 22 p.
5. GUAGLIUMI, P. 1962. Las plagas de la caña de azúcar en Venezuela Tomo II Mac. Centro de Investigaciones Agronómicas Maracay-Venezuela, pp. 1+87-850.
- k. KILGOHE, W.W. and R. L. DOUTT. 1967. Pasto control: Biological, Physical and Selected Chemical Methods, Academic Press, London an New York.
5. REYES, J.A. 1970. Control biológico de insectos mediante parásitos y predadores. Univ. Nal. Fac. De Agronomía. Palmira. mimeografiado 13 p.
6. RISCO. S. 1964 Control biológico de Diatraea saccharalis Fabr. En América Latina VI Reunión Latinoamericana de Fitotecnia Lima Actas Tomo I. pp. 99-100.
7. RISCO, S. 1971. Control biológico de los insectos de la caña de azúcar. Primer Congreso Latinoamericano de Entomología. Inst. Central de Inv. Azucareras. Cusco Perú. 11 p.
8. SCARAMUZZA, L.C. 1959. The introductions of Theresia claripalpi» V.D.W., in to Cuba, and its artificial multiplicati3n. Depai ment of Phytopathology and Entomology Cuban Agricultural Experi-ment Station pp: 589-595-

9. SILVEIRA, G.A. 1984. Control integrado» VI Reunión Latinoamericana de Fitotecnia 1-7 Nov. 1964. Lima Actas. Tono I. pp. 81-
10. VALENZUELA, G.O. 1969. Control biológico de Plagas. Curso de Zoología Avanzada. Univ. Nal. Fac. Agronomía. Bogotá. 37 P-
11. WOLCOTT, G.H. y L.F. MARTORELL. 1943. Las posibilidades de combatir el barrenado de la caña de azúcar, Diatraea saccharalis en Puerto Rico llevando a los cañaverales los parásitos Trichogramma minutum Riley criados en Laboratorio. Estación Experimental Agrícola RI Piedras Puerto Rico. Boletín 64 pp.: 1-16.