

BIBLIOTECA AGROPECUARIA
DE COLOMBIA

El Trichogramma spp.

Producción, Uso y Manejo en Colombia

Por:

Manuel Amaya Navarro

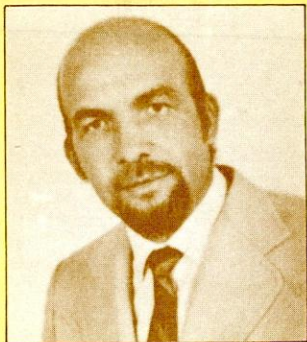


23952
2 cop

Por : Manuel Amaya

Producción, Uso y Manejo
en Colombia

El Trichogramma spp.



Manuel Amaya Navarro, nació en Santa Marta el 10 de julio de 1941. Realizó estudios de secundaria en el Liceo Celedón de su ciudad natal y terminó la carrera Universitaria en la facultad de Agronomía de la Universidad de Nariño en 1968. En 1975 recibió el título de Magister Scientiae en Entomología en la Escuela de Postgraduados de la Universidad Nacional-ICA en Bogotá.

Su Tesis de Grado "Estudios básicos tendientes a mejorar el uso del *Trichogramma* spp. en el control integrado de plagas en Colombia", calificada como Meritoria, fué el primer trabajo de investigación básica sobre este parasitoide en el país.

Durante 10 años trabajó con el Instituto Colombiano Agropecuario ICA en el CNIA Nataima. Espinal. Tolima en los programas de Entomología y Sanidad Vegetal.

Estuvo vinculado a la Universidad del Tolima como Profesor Catedrático de Entomología, Control Biológico, Toxicología y Fisiología Vegetal desde 1970 hasta 1980.

En 1979 se vinculó a la Federación Nacional de Algodoneros como Asesor Técnico de los laboratorios de cría masiva de *Trichogramma* en Zarzal y Roldanillo. En 1984

23952
2cop

BIBLIOTECA AGROPECUARIA
DE COLOMBIA

Reg 58364

26 DIC. 2013

Edu
mayo 23.94

PRESENTACION

Es para mí motivo de orgullo y satisfacción, presentar este libro que ya estaba reclamando ansiosamente el numeroso y selecto público amante del Control Biológico.

Los que vivimos para y del Control Biológico, ésta práctica se nos ha convertido en una pasión; como en una mujer amada de la cual queremos conocer los más íntimos secretos de su existencia, que nos quiere a morir, que de vez en cuando nos aporrea rabiosamente, más luego llega con todo su amor y como en un proceso de laboratorio se transforma en nuestro hijo predilecto.

Manuel es uno de esos románticos guerreros, que ha trasegado por las aulas, laboratorios y campos gran parte de su vida, y a partir de la tesis para su graduación como Master en Entomología, dedicado al estudio y cría del *Trichogramma*.

Sus conocimientos los ha simentado con las diversas participaciones a congresos y seminarios sobre Control Biológico y *Trichogramma* realizados en Colombia, Venezuela, Argentina, México, Estados Unidos, Francia y China.

Estamos pues ante un libro que llena un gran vacío en el tema y tenía que ser un producto del país donde mayormente se cría y utiliza este micro-insecto con fines de Control Biológico de plagas en el ámbito latinoamericano, donde el *Trichogramma* es una ofrenda que da la naturaleza para el bien de sus hijos que la aprecian y conservan.

Parabienes a Manuel Amaya por haber tenido la paciencia, la tenacidad y el conocimiento para regalarnos este preciado fruto de su trabajo.

JADES JIMENEZ VELASQUEZ

BIBLIOTECA AGRICOLA
DE COLOMBIA

PREFACIO

Al culminar la escritura de este libro, siento la satisfacción de ver cumplido lo que se había constituido en una de mis más grandes ambiciones como profesional de la Ingeniería Agronómica.

Mi primera incursión en el Programa de Manejo Integrado de plagas, llevado a cabo en el año de 1972, en la zona algodonera de Armero Tolima, la idea del colega Antonio Beltrán, para el tema de mi trabajo de Tesis para optar al título de Magister y el apoyo y estímulo de José Antonio Estevez en el Centro Experimental del ICA, Nataima en el Espinal, fueron decisivos en el rumbo que tomaría mi trabajo investigativo durante el resto de mi carrera profesional.

Llegar al Valle del Cauca, en 1979, la región agrícola más tecnificada del país, a liderar los Programas de Control Biológico de la Federación Nacional de Algodoneros, era un reto muy importante, que afortunadamente he logrado cumplir con la colaboración de mis colegas y amigos, lo cual fué reconocido con la Mención de Honor a la "Investigación en el Manejo Integrado de Plagas", otorgada por la Asociación de Ingenieros Agrónomos del Valle del Cauca- ASIAVA- Capítulo de Tuluá, el 24 de Noviembre de 1988.

No ha sido fácil recopilar todos los aspectos relacionados con este parasitoide, indiscutiblemente el más utilizado en el mundo como control biológico. No obstante ser uno de los insectos más estudiados, se reconoce que todavía hace falta mayor información sobre su taxonomía, biología, producción masiva y utilización en el campo, aspectos que deben ser estudiados casi que obligadamente para cada especie y para cada zona o región donde vaya a utilizarse.

Este libro es producto de la información, la experiencia, el trabajo y la colaboración de muchos de mis colegas y amigos.

A todos ellos, a mi esposa e hijas dedico este trabajo.

AGRADECIMIENTOS

El autor expresa sus más sinceros agradecimientos a las Empresas que desinteresadamente colaboraron con la edición del presente trabajo:

ALGODONERA CENTRAL C.A.
ORTIZ. ESTADO GUARICO.VENEZUELA

ASALGODON
ASOCIACION DE ALGODONEROS DEL VALLE DEL CAUCA
CALI. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

CEPROBIOL S. DE H.
CENTRO DE PRODUCTOS BIOLOGICOS
BUGA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

COOPALTOL
COOPERATIVA AGROINDUSTRIAL DEL TOLIMA
ESPINAL. TOLIMA. COLOMBIA.

CORALGODONERA
CORPORACION ALGODONERA DE OCCIDENTE
BUGA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

INGENIO SAN CARLOS
TULUIA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

INGENIO RIO PAILA
LA PAILA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

PRODUCTOS BIOLOGICOS PERKINS LTDA.
PALMIRA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

PROCAMPO S.A.
PRODUCTIVIDAD PARA EL CAMPO
BUGA. VALLE DEL CAUCA. COLOMBIA

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCION	1
RESEÑA HISTORICA	2
TAXONOMIA Y DISTRIBUCION	5
LISTA DE ESPECIES DE TRICHOGRAMMA EN EL MUNDO	11
ESPECIES REGISTRADAS EN COLOMBIA	16
- <i>Trichogramma pretiosum</i>	
- <i>Trichogramma exiguum</i>	
- <i>Trichogramma bennetti</i>	
- <i>Trichogramma caiaposi</i>	
- <i>Trichogramma colombiensis</i>	
ASPECTOS BIOLOGICOS Y HABITOS	27
- Descripción	
- Ciclo Biológico	
INFLUENCIA DE LOS FACTORES CLIMATICOS	33
- Temperatura	
- Humedad relativa	
- Fotoperíodo	
- Viento	
INFLUENCIA DE LA ALIMENTACION	38
INFLUENCIA DE FACTORES BIOLOGICOS	39
- Plantas hospedantes	
- Influencia del huésped	
- Capacidad de búsqueda	
INFLUENCIA DE LOS INSECTICIDAS	47
CRIA MASIVA DE TRICHOGRAMMA	53
CRIA DEL HUESPED	
- Instalaciones	
- Equipo y Técnica	
- Huéspedes utilizados	
- Sitotroga cerealella	
- Substratos	
- Uso y tratamiento del trigo	
- Cargue de gabinetes	
- Tiempo de Producción	
- Obtención de los huevos de Sitotroga	
- Conservación en frío de los huevos de Sitotroga	
MULTIPLICACION DEL PARASITOIDE	72
- Engomado	
- Cámaras de parasitación	
- Conservación en frío del <i>Trichogramma</i>	

	Pág.
PLAGAS DE LA CRIA MASIVA	82
- Pyemotes ventricosus	
- Sithophilus spp.	
- Tribolium castaneum	
- Xilocoris sp.	
UTILIZACION DEL TRICHOGRAMMA	95
- Cultivo del algodnero	
- Cultivo del Tomate	
- Cultivo de la Soya	
- Cultivo de la Yuca	
- Cultivos de la Caña de Azúcar, Maíz, Sorgo y Arroz	
- Otros cultivos	
LIBERACIONES EN EL CAMPO	117
- Cuándo liberar?	
- Cuánto liberar?	
- Con qué frecuencia liberar?	
- Cómo liberar?	
- Cómo evaluar?	
PRINCIPALES PLAGAS MANEJADAS CON LIBERACIONES DE Trichogramma en COLOMBIA	126
CONTROL DE CALIDAD DEL Trichogramma CRIADO MASIVAMENTE	128
- Número promedio teórico y real de huevos de Sitotroga por pulgada cuadrada.	
- Parasitismo y emergencia	
- Relación de sexos	
- Factores que influyen en la calidad	
- Cómo determinar la calidad	
- Producción	
- Distribución	
PAISES EN LOS CUALES EL Trichogramma ES UTILIZADO COMO CONTROL BIOLOGICO	137
PRODUCCION Y USO DE Trichogramma EN LA COMUNIDAD DE ESTADOS INDEPENDIENTES	144
PRODUCCION Y USO DE Trichogramma EN LA R. P. CHINA	147
INVESTIGACION Y UTILIZACION DE HUEVOS ARTIFICIALES PARA LA PROPAGACION DEL PARASITOIDE Trichogramma	150
ACTA DE VISITA DE INSPECCION A LABORATORIOS PRODUCTORES DE Trichogramma	154
RESOLUCION N° 20 DE 1990	155
BIBLIOGRAFIA	169

INTRODUCCION

En la producción agrícola de un país, inciden abiertamente factores de índole político, social, económico y técnico. Dentro de estos merece destacarse, por su significancia e incidencia, el problema de las plagas.

La represión de las plagas se puede llevar a cabo con diferentes métodos de control tales como: químico, biológico, cultural, legal, físico y diferentes combinaciones de ellos. Sin embargo, en muchos países, el control se realiza con base, principalmente en productos químicos. Actualmente este método de control no se considera el más conveniente por los efectos colaterales que conlleva, como son: la contaminación del ambiente, el desarrollo de resistencia por parte de los insectos, residuos en productos alimenticios y la alta toxicidad para los humanos y animales domésticos.

Como consecuencia de esto, en los últimos años se han incrementado las prácticas tendientes a lograr un adecuado manejo de las plagas, haciendo especial énfasis en la aplicación de productos químicos selectivos y la utilización del control biológico.

Dentro de los programas de control integrado de plagas, las liberaciones de parásitos, especialmente de *Trichogramma* spp. son de suma importancia, principalmente por su inocuidad y economía.

El éxito obtenido con la utilización de *Trichogramma* spp. en países como México, Perú, Rusia, Alemania, Francia y en Colombia, especialmente en zonas como el Valle del Cauca, Huila, Natagaima (Tolima) y algunas áreas del Litoral Atlántico, ha incrementado el interés por este parásito de huevos. Como consecuencia de ello, muchas inquietudes, dudas, controversias, se han suscitado entre los interesados en el consumo de este material biológico.

Con el presente trabajo se trata de contribuir con una mayor y recopilada información sobre el *Trichogramma*, haciendo énfasis en las investigaciones y experiencias obtenidas en Colombia, como también las de otros países, que el autor considera pueden ser aplicables en nuestro medio, especialmente las relacionadas con el *Trichogramma* spp. criado masivamente en laboratorios, para su posterior liberación en el campo, como control biológico dirigido.

RESEÑA HISTORICA

Según Herrera (1959), el entomólogo Enock en 1985 vió por primera vez la posibilidad de criar en gran escala el *Trichogramma* spp. El mismo autor afirma que el punto decisivo en el desarrollo de éste método fué logrado en 1926 por Flanders, trabajando con la Asociación Productora de Nueces de Saticoy en Ventura, California.

En Suramérica, los primeros trabajos sobre cría masiva de *Tricho gramma* se iniciaron en 1926 en el Perú, con el fin de usarlo en el control biológico del *Diatraea saccharalis* F., pero fué solamente a partir del año de 1933, cuando el Dr. G. Smyth inició la cría a gran escala con material recolectado en el campo (Herrera, 1959).

En Colombia, en 1936, Francisco Gallego, encontró en el Valle de Medellín *Trichogramma* spp., parasitando huevos de *Diatraea saccharalis* F. en caña de azúcar. Un año después Luis Murillo, lo encontró en la zona algodонера de Armero Tolima (Tascón, 1973).

Llanos, citado por Metcalfe y Brenière (1969), reporta que un millón de *Trichogramma* fueron importados de California en 1939, con el fin de liberarlos sobre el cultivo de caña de azúcar en Colombia.

Tomando como modelo la cría masiva del parásito en el Perú, Hernán Alcaraz; entomólogo del Instituto de Fomento Algodonero (IFA) inició en 1961 en el campo Experimental "Balboa" Buga (Valle del Cauca), la primera cría masiva de *Trichogramma* sp. en Colombia. Desafortunadamente y por motivos no establecidos, ésta primera cría se discontinuó.

En 1965, el Programa de Control Supervisado de Asistencia Técnica de la Federación Nacional de Algodoneros, con la dirección del I.C.A. Germán Valenzuela, montó en la zona de Armero (Tolima), un pequeño laboratorio donde se inició nuevamente la cría masiva de *Trichogramma* sp. adaptando la técnica mejorada por el Departamento de Entomología de la Estación Agrícola de Cañete, Perú. (Valenzuela, 1966).

De éste laboratorio se utilizó *Trichogramma* en los cultivos de algodonero de la zona sin mayor trascendencia, hasta el año de 1972 cuando se llevó a cabo en ésta zona el primer Programa de Control Integrado de Plagas del Algodonero, en un esfuerzo técnico y humano del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) y la Federación Nacional de Algodoneros, con resultados bastante satisfactorios.

En 1968, los Ingenios Providencia y Río Paila, inician crías masivas de *Trichogramma* para el control integrado de *Diatraea* sp. en caña de azúcar.

En 1973, el Ministerio de Agricultura dicta la resolución número 306 dando apoyo oficial a los Programas de Control Integrado de Plagas y al uso de *Trichogramma*. Para ésta fecha el Ingeniero Agrónomo Héctor Delgado inicia la producción masiva del parásito a gran escala, siendo uno de los mayores productores del parásito que ha tenido el país, con producciones hasta de 800.000 pulgadas por semestre agrícola.

En 1975, la Federación Nacional de Algodoneros, Comité Zarzal. Valle del Cauca, con la orientación del Ingeniero Agrónomo Octavio Marín, monta un laboratorio de cría de *Trichogramma*, después de un estudio de reconocimiento e inventario de Cafaua insectil del área.

Con la ayuda de los Agrónomos de Asistencia Técnica y agricultores de la zona se inician las liberaciones en el año 76. A la fecha ésta zona de Zarzal-Roldanillo y alrededores es el ejemplo más importante de cómo el uso y manejo adecuado del *Trichogramma*, constituye un factor determinante en el manejo de las plagas, la disminución en las aplicaciones de insecticidas y por ende en los costos del control de plagas.

En 1975, el Ingeniero Agrónomo Manuel Amaya Navarro, realiza los primeros estudios básicos sobre *Trichogramma* spp. con el trabajo de Tesis "Estudio básicos tendientes a mejorar el uso de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera-Trichogrammatidae) en el control integrado de plagas en Colombia" como requisito para optar al título de Magister Scientiae. Con base a los resultados obtenidos en éste estudio el Ministerio de Agricultura, por intermedio del ICA, dicta la Resolución N° 1170 de 1976, sobre producción y venta de *Trichogramma*, criado masivamente en el país. Para ésta fecha existen en Colombia, más de 20 laboratorios de cría, en su mayoría particulares; entre otros cabe destacarse: AGROBIOLOGICOS de Bucaramanga, BIOCOL de Tuluá, COBIAGRO de Ibagué, y los de la Federación Nacional de Algodoneros de Zarzal, Buga y Espinal.

En el año de 1977 cuando se sembraron en el país más de 350.000 Has. de algodónero, el número de laboratorios sobrepasaba de 40. Después de la crisis algodónera, principalmente por el mal manejo de las plagas en general durante la cosecha 77-78, los laboratorios bajaron considerablemente en número, llegando a solo 12 en todo el país.

Paradójicamente el desastre algodonero de ésta época inclina a muchos agricultores a la utilización de *Trichogramma* de manera más consciente y práctica.

Entre 1978 y 1981, los laboratorios de cría masiva inician una recuperación lenta pero segura. No obstante la nueva crisis algodonera del 82, esta vez por factor precio de la fibra, el *Trichogramma* adquiere, de este año en adelante, mayor importancia entre los diferentes cultivadores. La reducción del área, a menos de la mitad, con relación a la cosecha 77-78, y la mejor calidad del producto biológico distribuido para entonces, muestran resultados extraordinarios, tales como obtener cultivos de algodoneros con solo 2 o ninguna aplicación durante la cosecha (Amaya, 1981).

Hoy día, 1993, existen en el país alrededor de 30 laboratorios de cría masiva de *Trichogramma*, de los cuales el 80% se hallan operando en el Valle del Cauca y el resto en el Tolima, Bucaramanga, Meta y la Costa Atlántica.

TAXONOMIA Y DISTRIBUCION

El género *Trichogramma*, etimológicamente proviene del griego: "trichos", que significa pelos y "Gramma" que quiere decir línea (Voegelé, 1975) (Fig. 1).

La taxonomía del género *Trichogramma*, se basó inicialmente, en las características morfológicas externas, tales como el número y forma de las ciliias y la longitud de los flecos del margen interno de las alas. La existencia de tipos intermedios y razas inseparables morfológicamente, pero más o menos adaptadas a huéspedes y medios particulares, ha creado mucha confusión, sin embargo, la completa revisión del género ha hecho posible el desarrollo de técnicas biológicas más aceptables pero no definitivas para su identificación. (Metcalf and Breniere, 1969).

Investigaciones posteriores, realizadas por Nagaraja and Nagarkatti (1971), han revelado que aunque el estudio de éste grupo de insectos es sin duda muy difícil desde el punto de vista taxonómico, un exámen crítico de las partes obvias de su anatomía, tales como la genitalia, especialmente del macho muestran diferencias interespecíficas antes ignoradas. (Fig. 2). Ello ha facilitado la identificación, ha permitido la descripción de nuevas especies, y además, ha ayudado a la aclaración de algunas de las sinónimias sugeridas por Flanders and Quednau (1960).

Estos autores afirman que a diferencia de las características morfológicas externas, la genitalia del macho de *Trichogramma* no varía con la temperatura ni entre poblaciones de diferentes partes del área.

Los géneros *Trichogramma* y *Trichogrammatoidea*, según Nagarkatti y Nagaraja (1971), parecen estar en un proceso evolutivo y es evidente la presencia de muchas poblaciones que son fenotípicamente idénticas o estrechamente cercanas, pero que posiblemente difieren genéticamente y existen otras que conforman lo que se definen como semiespecies. La reproducción aislada de los dos géneros, en particular de *Trichogramma* es más compleja. En *Trichogramma*, aunque hay una gran evidencia de aislamiento gamético, apenas si existe alguna evidencia de selección por aislamiento sexual, que impide la pérdida de gametos e indica un alto grado de inseminación efectiva, en muchos cruces intersespecíficos.

Voegelé (1975), en sus estudios realizados sobre *Trichogramma*, concluyó que la dificultad de la identificación del mismo, reside en la ausencia de características morfológicas no sujetas a variación y en la existencia de razas sexuales establecidas en un micro-ecosistema geográfico y dependientes de las razas del huésped. El estudio profundo de las ultra-estructuras del

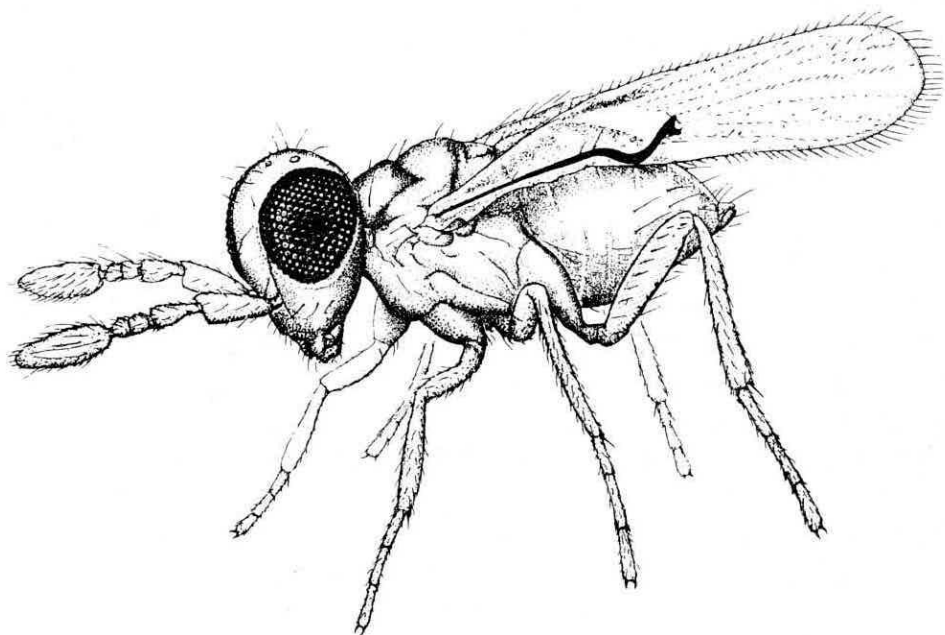


FIGURA 1. Hembra adulta de *Trichogramma*
(Tomado de: Pak, 1988)

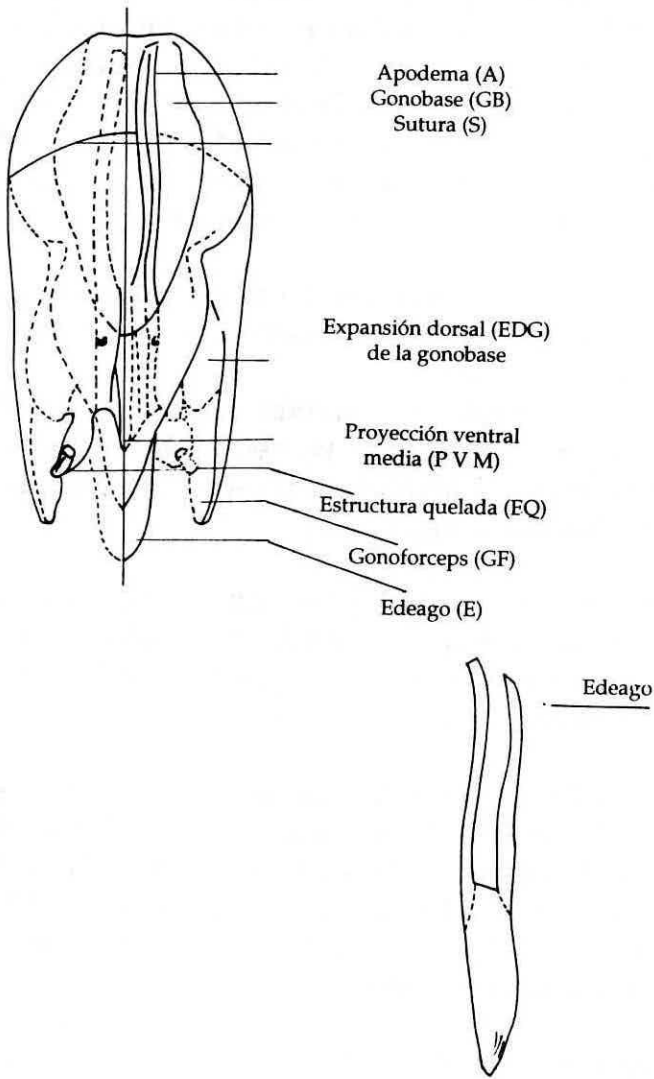


FIGURA 2. Diagrama generalizado de la genitalia del macho de *Trichogramma*.

- T. closterae* Pang y Cheng, 1974 (China)
- T. cordubensis* Vargas y Cabello, 1985, (España)
- T. chilonis* Ishii, 1941 Filipina, Japon, Formosa (Nagargatti y Nagaraja, 1979).
- T. chilotae* Nagaraja y Nagarkatti 1.969 (India) (pang y Cheng, 1989).
- T. daumalae* Dugast y Voegelé, 1986 (USA)
- T. deion* Pinto y Oatman, 1986 (USA)
- T. demorasei* Nagaraja, 1983 (Brasil).
- T. dendrolimi* Matsumura, 1925 (Japon) (Pang y Cheng, 1974)
- T. dissimilis* Zucchi, 1986 (Brasil)
- T. distinctum* Zuchi, 1986 (Brasil)
- T. drepanophorum* Pinto y Oatman, 1985 (USA)
- T. elengatum* Sorokina, 1984 (EX-URSS).
- T. embryophagum* Hartig, 1.838 (Europa) (Sorokina), 1977).
- T. euproctidis* Girault, 1911 (Europa) (Pinto et al., 1978).
- T. evanescens* Westwood, 1833 (Inglaterra) (Pintureau) y Voegelé, 1980)
- T. exiguum* Pinto y Platner, 1978 (USA).
- T. fasciatum* Perkins, 1912 (Mexico) (Pinto et al., 1978).
- T. flandersi* Nagaraja y Nagarkatti, 1969 (India).
- T. forcipiformis* Zhang y Wang, 1982 (China).
- T. fuentesi* De la Torre, 1980 (Cuba)
- T. funestum* Pinto y Oatman, 1988 (USA).
- T. funiculatum* Carver, 1978 (Trichogrammanza) Australia.

- T. gallo Zucchi*, 1986 (Brasil)
- T. gaxarticum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. helocharae* Perkins, 1907 (USA)
- T. hesperidis* Nagaraja, 1973 (India)
- T. higai* Oatman y Platner, 1982 (USA)
- T. ingricum* Sorokina, 1984 (EX- URSS)
- T. inyoensis* Pinto y Platner, 1985 (USA)
- T. ivelae* Pang y Cheng, 1974 (CHINA)
- T. jalmirezi* Zucchi, 1986 (Brasil)
- T. japonicum* Asmead, 1984 (Japon) (Nagarkatti y Nagaraja, 1971).
- T. jaxarticum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. julianoi* Platner y Oatman, 1981 (USA)
- T. kalkae* Shulten y Feijen, 1978 (EX-URSS)
- T. kayo* Risbec. 1951 (Madagascar) (Viggiani, 1969)
- T. lacustre* Sorokina, 1978 (EX-URSS)
- T. leptoparameron* Dyurich, 1987 (EX-URSS)
- T. leucaniae* Pang y Cheng, 1974 (CHINA)
- T. lingulatum* Pang y Cheng, 1974 (CHINA)
- T. maidis* Pintureau y Voegele, 1980 (EX-URSS)
- T. maltbyi* Nagaraja y Nagarkatti, 1973 (USA)
- T. manicobai* Brun, Moraes y Soares, 1986 (Brasil)
- T. mandelai* Pintureau y Babault, 1986 (AFRICA)
- T. marandobai* Brun, Moraes y Soares, 1986 (Brasil)
- T. margianum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)

- T. platneri* Nagarkatti, 1975 (USA)
- T. poliae* Nagaraja, 1973 (INDIA)
- T. polychrosis* Cheng y Pang, 1981 (CHINA)
- T. pretiosum* Riley, 1879 (USA) (Pinto et al., 1.978)
- T. principium* Sugonjaev y Sorokina, 1976 (EX-URSS)
- T. raoi* Nagaraja, 1.973 (INDIA)
- T. retorridum* Girault, 1911 (USA)
- T. rhenana* Voegele y Russo, 1981 (Francia)
- T. rojai* Nagaraja y Nagarkatti, 1973 (Chile)
- T. rossicum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. chepetlnikovae* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. semblidis* Aurivilus, 1987 (USA) (Nagarkatti y Nagaraja, 1971)
- T. semifumatum* Perkins, 1910 (USA)
- T. seriani* Pang y Cheng, 1974 (CHINA)
- T. shuberti* Voegele y Russo, 1981 (Francia)
- T. sibiricum* Sorokina, 1981 (EX-URSS)
- T. silvestre* Sorokina, 1984 (EX- URSS)
- T. soaresi* Nagaraja, 1984 (Brasil)
- T. sogdianum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. sorokinae* Kostadinov, 1986 (Bulgaria)
- T. sugonjaevi* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. sudhae* De la Torre, 1980 (Cuba)
- T. stampae* Vincent, 1986 (USA)
- T. talitzkii* Dyurich, 1987 (EX-URSS)

- T. telengai* Sorokina, 1977 (EX-URSS)
- T. tenebrosum* Oatman y Pinto, 1987 (Australia)
- T. thalense* Pinto y Oatman, 1985 (USA)
- T. tieligensis* Zhang y Wang, 1982 (CHINA)
- T. trjapizini* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. tahumakovas* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. ussuricum* Sorokina, 1984 (EX-URSS)
- T. vargasi* Oatman y Platner, 1983 (USA)
- T. zeirapherae* Walter, 1985 (Alemania)

ESPECIES REGISTRADAS EN COLOMBIA

García (1964) registra el *T. fasciatum* (Perkins), como parásito de huevos de *Heliothis* spp. y de *Alabama argillaceae* Hubner, recolectados en socas y cultivos comerciales de algodonero. De acuerdo con investigaciones realizadas por Posada y García (1974) en Colombia se han registrado: *T. semifumatum* Perkins en posturas de *Caligo ileoneus* Cramer, *T. minutum* Riley y *T. perkinsi* Girault en posturas de *Diatraea*, *Heliothis* y otros noctuidos, *T. evanescens* Westwoosd y *T. pretiosum* Riley en huvos de varios noctuidos. Por otra parte, Nagaraja and Nagarkatti (1971), identificaron *T. semifumatum* y *T. perkinsi* en posturas de *Diatraea* colectados en el Valle del Cauca.

Amaya y Zenner (1976), con base a la identificación realizada por Nagaraja y Nagarkatti, registran en Colombia: *T. perkinsi* en posturas de *Diatraea*, *Erynnis ello* (L.) y *T. semifumatum* en posturas de *Heliothis* spp., *Alabama argillacea* y *Trichoplusia ni* (Hubner).

Posteriormente se encontró *T. perkinsi* parasitando huevos de *Scrobipalpula absoluta* (Meyrick) en cultivos de tomate (Amaya, 1982).

Investigaciones posteriores, realizadas por Oataman y otros (1982), indican que éstas dos especies no corresponden a la clasificación hecha en un principio y aseguran que son: *T. (semifumatum) pretiosum* (Riley) y *T. (perkinsi) exiguum* (Pinto and Platner).

El Ingeniero Agrónomo Jaime Gaviria, introdujo en 1979, dos especies de *Trichogramma* a Colombia; el *T. australicum* Girault y *Trichogrammatoidea armigera* N. and N., provenientes de Trinidad Tobago. Luego de algunos estudios, solo la primera de las especies fué criada masivamente en laboratorio hasta 1984. Posteriormente no se ha podido recuperar en el campo y la cría de *T. australicum*, prácticamente desapareció de nuestro medio.

Posteriormente, García (1986) registra una nueva especie para Colombia; *T. bennetti* Nagaraja and Nagarkatti, encontrada en posturas de *Anticarsia* sp. en soya.

Madrigal y otros (1984), registraron el *T. beckeri* Nagarkatti como un nuevo parásito de huevos del medidor gigante del Ciprés, *Oxydia Trychiata* (Guenée), sin embargo considero que esta especie fué mal clasificada ya que no existen evidencias de la presencia de esta especie en Sur América.

Recientemente, la misma investigadora presenta *T. atopovirillia* Oatman y Platner, introducida al país, parasitando posturas de *Spodoptera frugiperda* en maíz, y *T. pintoi* Voegele, como parasitoide de huevos de *Diaphania hyalinata* (L.) en zapallo. (García, 1993)

Actualmente existen tres especies oficialmente reconocidas en nuestro país, las cuales se describen a continuación, basados en las características dadas por J. D. Pinto, G. R. Platner, and E.R. Oatman, en el ANNALS OF THE

Trichogramma pretiosum Riley

Sinónimos: *Trichogramma pretiosa* Riley

Trichogramma semifumatum Quednau, Flanders, Nagarkatti and Nagaraja, Nagargatti and Fazaludin.

Color similar en ambos sexos, cápsula cefálica amarilla, antenas ligeramente amarillas, excepto los segmentos basales, los cuales presentan manchas café. Tórax amarillo, con manchas café lateralmente; machos con áreas más extensas en el dorso. Patas ligeramente amarillas, con marcas café oscuro en la parte dorsal del fémur y el tarso. Abdómen con la terga amarilla café más oscuro en la parte media; esternos amarillos; hembra café, más oscuro en la parte media; esternos amarillo; hembra con el ovipositor café oscuro.

Macho: Antenas con flagelo, relativamente largo, curvado hacia la parte media basal, 1.29 ± 0.01 mm. tan larga como la tibia posterior, 0.15 ± 0.01 mm. tan ancha como larga; setas del flagelo largas, cortadas gradualmente desde la base. Longitud de la seta más larga 3.31 ± 0.07 mm., tan larga como el ancho máximo del flagelo.

Alas anteriores con tractos venales bien diferenciados.

Setas entre los tractos moderadamente abundantes. El área entre el cuarto y quinto tracto con 29.8 ± 2.4 setas; la seta más larga en el margen posterior apical tan larga como el ancho máximo del ala. Ala posterior con los tractos venales anterior y posterior tan prominentes como el tracto medio, con las setas más cortas y más espaciadas; tracto posterior que se extiende más o menos $2/3$ de la distancia del tracto medio; tracto anterior con más o menos cinco setas y que se extienden hasta la mitad del tracto medio.

Meseoescutelo, con setas cortas y finas en la parte anterior, más o menos de $1/4$ de la longitud del par posterior.

GENITALIA: La Cápsula genital (Fig. 4) tan ancha como larga. Expansión dorsal de la gonobase (EDG) moderadamente estrecho apicalmente, con lados sinuosos ligeramente constreñidos, el ápice es pobremente esclerotizado.

El EDG y la estructura quelada (EQ) juntos, alcanzan la longitud de la cápsula genital. proyección ventral media (PMV) larga, estrecha, marcadamente puntiaguda, pero ligeramente más ancho en la base que en *T. minutum* y alcanzando su nivel ligeramente por debajo del EQ y la EDG.

Edeago, aproximadamente tan largo como los apodemas y juntos tan largos como la tibia posterior.

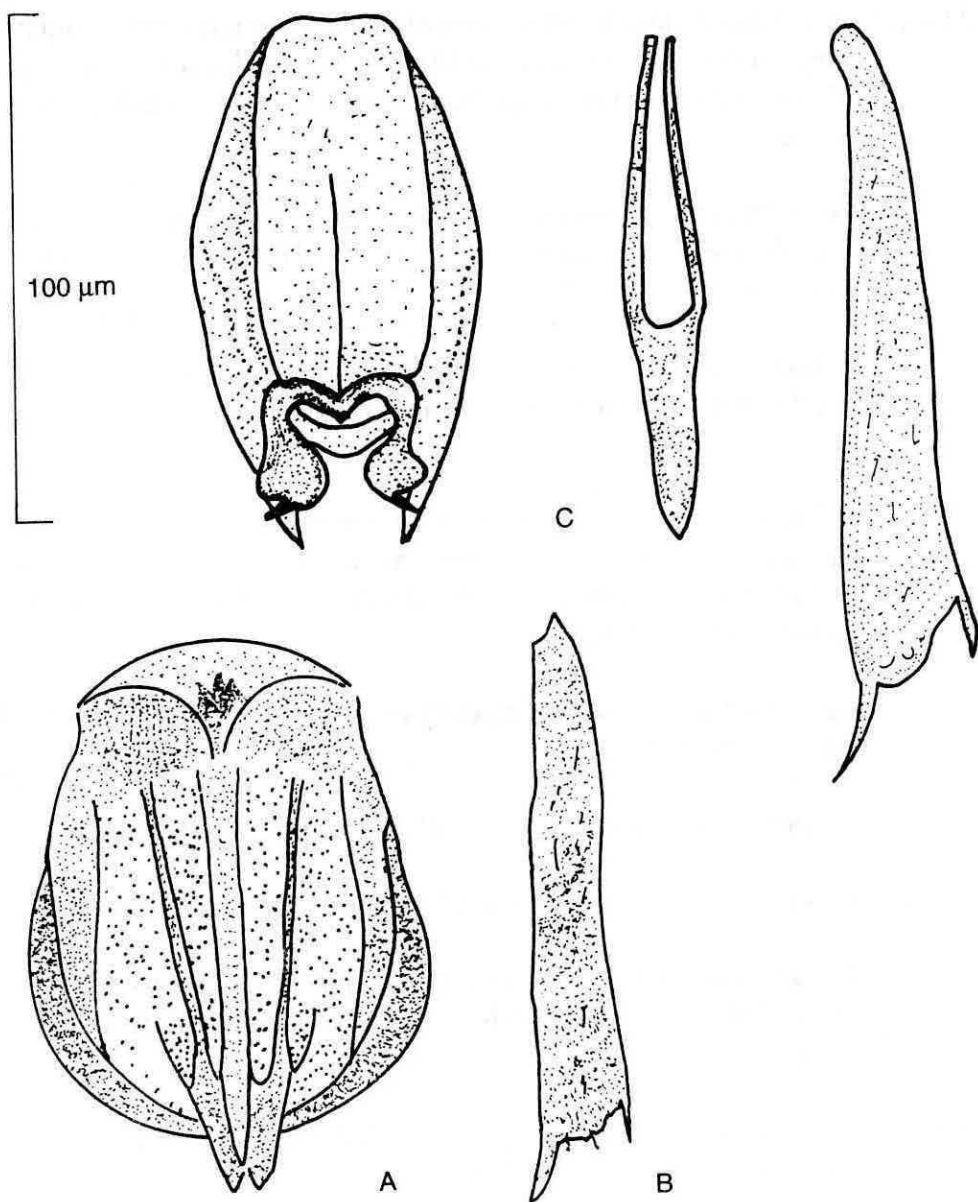


FIGURA 7. *T. caiaposi*: a) ovipositor. b) tibia posterior, c) Comparacion de la longitud de la genitalia, el edeago y la tibia posterior.

Trichogramma colombiensis N. S. Velásquez, 1992

Según Velásquez, 1992; muestras de *Trichogramma*, recolectadas por el suscrito en posturas de *Spodoptera frugiperda* en sorgo, en la localidad de Buga, Valle del Cauca, resultó ser una nueva especie, la cual dedicó a nuestro país, denominándola *T. colombiensis*; cuyas características se describen a continuación.

cabeza, tórax y abdomen de color marrón oscuro en ambos sexos.

Macho: Con el flagelo de la antena (4.62) veces tan largo como ancho, (0.84) tan largo como las tibias posteriores.

Seta más larga del flagelo (1.62) tan larga como el ancho máximo del flagelo.

Ala anterior con tracto de las setas bien definidas, longitud de las ciliias más más largas del margen postapical (0.11) veces tan largas como el ancho máximo del ala.

Ala posterior con tracto anterior de 3 a 5 setas, tracto posterior con 7 a 9 setas alcanzando los 2/3 de la longitud del trayecto medio.

Mesoescutelo con setas anteriores finas y relativamente largas (0.25) tan largas como las setas mesoescutelares posteriores.

GENITALIA: (fig. 8) Muy grande al compararla con otras especies de este género tan ancha como larga.

Expansión dorsal de la gonobase (EDG) sin constricción basal, sobrepasando ligeramente las estructuras quelada pero nunca alcanzando los gonostiles, altamente esclerotizada y ápice redondeada, la misma alcanza (0.93) la longitud de la cápsula genital. La proyección ventral media (PVM) muy desarrollada y tubular, alcanzando el extremo apical de las estructuras queladas.

Edeago (1.44) tan largo como la longitud de los apodemas, juntos (1.15) tan largo como la longitud de las tibias posteriores.

La genitalia y el tamaño de las setas flagelares de esta especie son los caracteres morfológicos más resaltantes, lo cual la hace fácilmente distinguible de otras especies del género *Trichogramma*.

Hembra: Relación longitud ovipositor, longitud tibia posterior, $1,12 \pm 0,02$ (1.11 - 1.14) n= 2

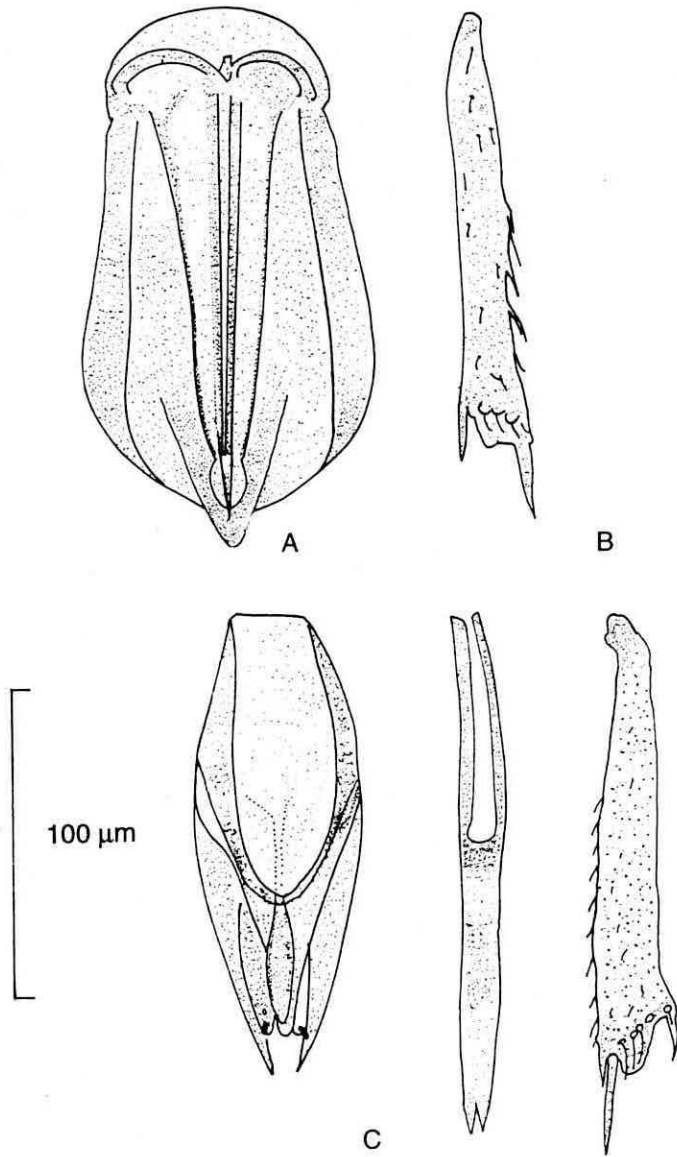


FIGURA 8.- *T. colombiensis*: N. S. a) Ovipositor, b) tibia posterior, c) comparación de la longitud de la genitalia del macho, el edeago y la tibia posterior.

ASPECTOS BIOLÓGICOS Y HABITOS

DESCRIPCIÓN

La familia Trichogrammatidae representa a un grupo de pequeñas avispas parásitas, las cuales atacan huevos de varios insectos, muchos de los cuales son de importancia económica. El diminuto tamaño de este insecto aparentemente ha ayudado a su dispersión por medio del viento, y como resultado, se encuentran hasta en remotas y aisladas islas oceánicas. Mas aún, ellos ocupan todo tipo de habitats desde terrenos pantanosos hasta desiertos, en medios de poca vegetación o en habitats estrictamente arbóreos.

Los Trichogrammatidos están estrechamente relacionados con los *Eulophidae*. Los géneros más conocidos de la familia Trichogrammatidae son el *Trichogramma* Westwood y *Trichogrammatoidea* Girault. La relativa facilidad de su cría masiva y la importancia económica de las plagas del orden Lepidóptera que ellas generalmente atacan, le dan un especial interés dentro de la familia.

Son exclusivamente parasitoides de huevos principalmente de Lepidóptera, pero también atacan huevos de Hymenóptera, Neuróptera, Díptera, Coleóptera y Hemíptera. Tienen un característico tarso segmentado en tres partes y alas con "cilias" en los márgenes. Las cilias en las alas posteriores de *Trichogramma*, son considerablemente más largas que en la *Trichogrammatoidea*, la pigmentación de *Trichogramma* puede variar de amarillo claro, gris, marrón, oscuro, a casi negro, inclusive en su misma especie, dependiendo de la temperatura, la alimentación y el habitat.

Son insectos muy pequeños, de color generalmente amarillos, con el abdomen y algunas porciones del tórax más o menos oscuras y los ojos rojos. Este color rojo se presenta también en los ocelos que existen en la frente (frons), entre los ojos compuestos.

El tarso tiene típicamente tres segmentos. La cabeza es corta y algo cóncava por detrás; las antenas son acortadas o dobladas en angulo y ofrecen un marcado dimorfismo sexual; puesto que los machos tienen el flagelo de mayor longitud, con pelos o setas más largas y numerosas que en la hembra, a excepción del *T. retortidum* (Girault) de Estados Unidos, en el cual el flagelo del macho es similar al de la hembra. La longitud del flagelo y la relación entre la longitud de los pelos antenales y el ancho del flagelo, tienen un valor sistemático de gran importancia en estos insectos.

Las alas anteriores son membranosas, anchas y redondeadas y tienen pequeñas setas en su superficie, colocadas en hileras. Estas setas son vestigios de venas (radial, media, cubital y anal).

La vena subcostal, como en otros chalcidoidea, esta bien desarrollada y forma en el conjunto de las venas premarginal, marginal y estigmal una "S" hacia la región basal del margen costal. En el margen las alas llevan un fleco de setas o pelos largos (fringe).

Las alas posteriores también llevan setas marginales, y las que ocupan el margen posterior son mayores que las de las alas anteriores. Son reducidas y filiformes y llevan tres filas de setas diminutas en su superficie (De la Torre, 1980).

CICLO BIOLÓGICO

El ciclo biológico de *Trichogramma* parece ser afectado considerablemente por la temperatura, la humedad relativa, posiblemente por el fotoperiodo y el huésped, pero en general la duración promedio desde la oviposición hasta la emergencia del adulto es de ocho días (Wille 1.952. Lingren 1969).

Según Hagen (1955), el número de instares larvales en la familia *Trichogrammatidae* varia de uno a cinco, y Flanders (1969), indica que para *Tichogramma* son tres.

Melcafe y Breniere (1.969) determinaron tres instares larvales para *T. australicum* Girault, y el siguiente ciclo de vida.

Huevo	24 horas
1er. instar larval	21 horas
2o. instar larval	27 horas
Presupa	24 horas
Prepupa	48 horas

Gutiérrez (1.966) sostiene que la duración del ciclo de vida aumenta o disminuye un día por cada 0.7 °C que baje o suba la temperatura entre 15.5°C y 21 °C, con una humedad relativa de 70% a 80%.

Saldarriaga y Bustillo (1975), en condiciones de la Granja "Tulio Ospina" de Medellín, determinaron un ciclo de 11 a 12 días para *Trichogramma* sp. y la vida de los adultos de 4 a 7 días a 1.500 m.s.s.m. a temperatura fluctuante entre 26 y 31 °C y 60% a 90% de H.R.

En la represa "La García" a 2.440 m.s.n.m., temperaturas de 7 a 22 °C, la duración del ciclo biológico fue de 36 a 38 días.

Zapata y otros (1986) a 2.500 m.s.n.m., 23 °C de H.R. determinaron el ciclo biológico de *T. pretiosum* en huevos de *Copitarsia consueta* (Walker); en el laboratorio, obteniendo los siguientes resultados : huevo 2 días, larvas 5 días, pupa 5 días. La longevidad de los adultos fue de 17 días en promedio.

En días cálidos los huevos de *Trichogramma* eclosionan entre 14 y 45 horas, dando origen a larvas diminutas, las cuales presentan un constante movimiento de expansión y contracción , cesando éste a las 72 horas. En este estado permanecen hasta 4 días sufriendo modificaciones en su morfología (Gutierrez 1966).

Los adultos son diminutos, de 0.3 mm. de largo y su color varia de acuerdo al alimento, tamaño del huevo, huésped y la región geográfica donde se desarrollan. En las especies nativa predomina el color amarillo del cuerpo y los ojos rojos (Reyes, 1970).

El huevo que mide aproximadamente 0.1 mm. es insertado dentro del huésped y duplica su tamaño antes de la eclosión. La larva reducida a un saco embrionario y provistas de mandibulas, se nutre de la masa vitelina o embrión del huésped. Hay tres estados larvarios en forma de saco, estos son seguidos por una prepupa, donde las características del adulto se forman, para dar lugar a la pupa. Al iniciarse el tercer estado larval, el corión del huésped se torna negro, debido a la deposición de gránulos oscuros en la superficie interna del mismo, siendo éste un diagnóstico importante, ya que caracteriza la parasitación de los huevos (Fig. 8A).

Según Gutierrez (1966) y Lawson, citado por Lingran (1.969), la hembra de *Trichogramma* generalmente oviposita de 20 a 30 huevos durante su vida, pero puede llegar a colocar hasta 200 y de estos el mayor número es despositado durante las primeras 48 horas después de la emergencia.

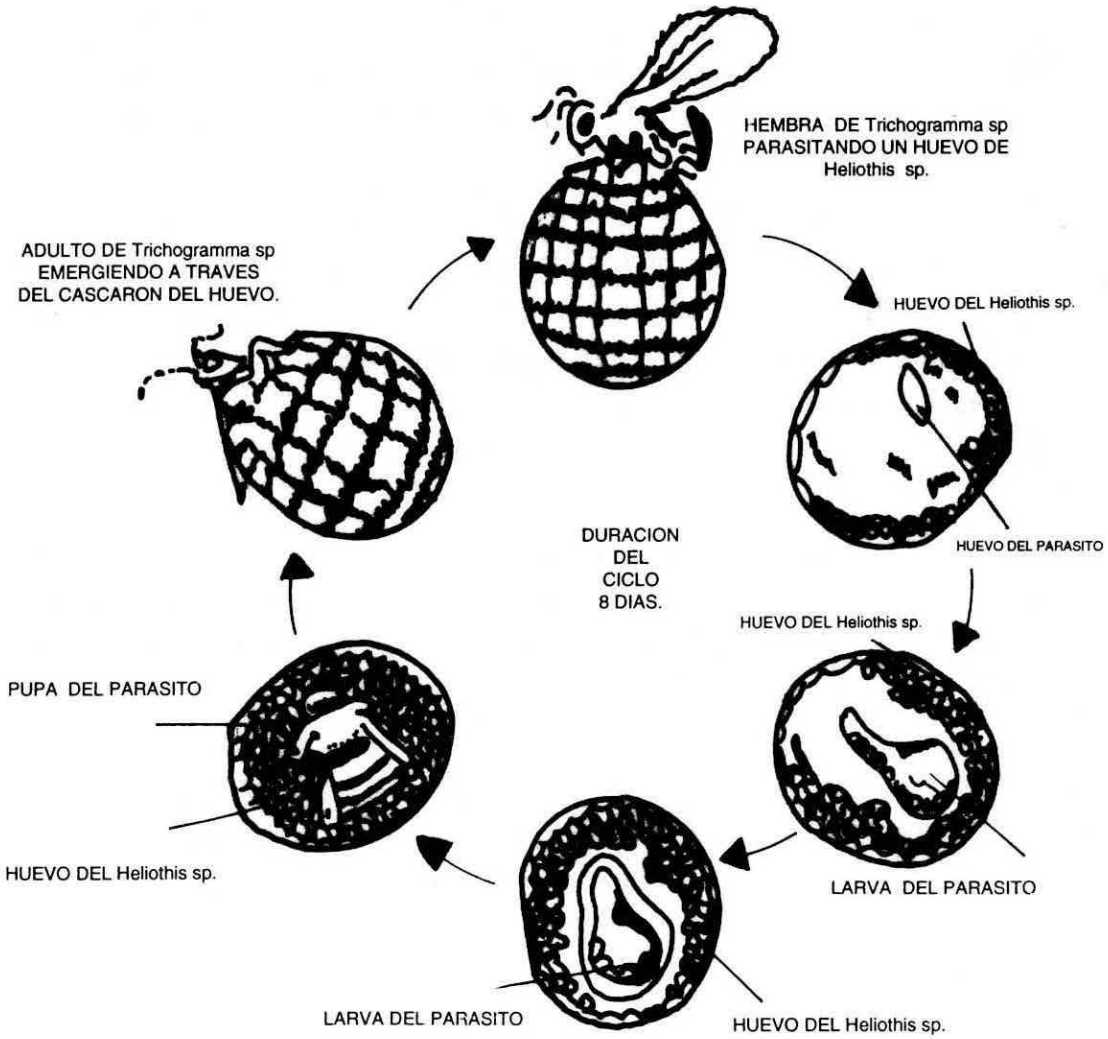


FIGURA 8A. Ciclo biológico del *Trichogramma* sp. en un huevo de *Heliothis*.

Martin , citado por Wiackowska y Wiackoski (1.970) afirma que la cópula se produce casi inmediatamente después de la emergencia. El tiempo de la cópula de calculó entre 15 y 60 segundos.

La hembra es copulada una sola vez y los intentos para una nueva cópula es rechazada mediante un salto o movimiento rápido de la hembra (Saldarriaga y Bustillo, 1975).

Wille (1952) anota que la hembra busca las posturas del huésped y deposita uno o más huevos. La cantidad de huevos por huésped depende del tamaño de éste; *Heliothis* spp. puede albergar entre 1 y 2 parásitos, *Diatrea* spp. de 1 a 5, *Sitotroga cerealella* generalmente uno (Lingren, 1969).

Según Reyes y Belloti (1986): *Erynnis ello* entre 14 y 53 parásitos.

Secadores pyralis (Dyart), entre 8 y 15 parásitos.

Dendrolinus pini L. hasta 90 parásitos Amaya (1986). *

Gutierrez (1966) observó que los huevos del huésped son detectados a distancias de 6 a 12 mm. y antes de ovipositar la hembra los examina varios segundos con las antenas.

Salt (1935) y Laing (1937) afirman que el tamaño, forma y color de los huevos con criterios utilizados para la selección de huéspedes por *T. evanescens*.

* Amaya, M. 1986. Observación personal

Sin embargo, investigaciones realizadas por Lewis, Sparks y Redlinger (1971) demuestran que las hembras *Trichogramma* son atraídas principalmente por el olor que deja la hembra de la plaga al ovipositar los huevos.

Según Hirose (1982), la eficiencia de un parásito depende, entre otras cualidades, en la facilidad de discriminar entre un huésped bueno y otro malo, rápidamente.

La demora en esa discriminación puede bajar su tasa de parasitismo. El problema se establece en tres casos:

- 1.- Cuando hay huéspedes de diferentes edades.
- 2.- Huéspedes ya parasitados.
- 3.- Huéspedes de diferentes especies.

INFLUENCIA DE LOS FACTORES CLIMATICOS

TEMPERATURA

Según Flanders (1.913), la rata de desarrollo general y la correspondiente a cada uno de los estados biológicos cambia con la temperatura. Anota también que las temperatura baja afecta el desarrollo retardándolo, lo que es especialmente apreciable en el estado de pupa; para la prepupa y el final de desarrollo pupal el efecto del frio es menor. Concluyó que la temperatura determina la duración del ciclo de vida del *Trichogramma* spp., fluctuando entre 7 y 75 o más días.

Peterson (1931), en experimentos con *T. minutum*, encontró que en huevos de un día de parasitados y conservados durante 40 días a temperatura de 4 a 5 °C, la eclosión fué normal y el número de hembras fué mayor que el de los machos; con temperaturas de 1 a 4 °C, la emergencia se retardó y disminuyó con relación al anterior, sin embargo el número de hembras siguió siendo mayor; cuando los huevos parasitados se conservan a -6 y a -1 °C la eclosión fué casi nula.

Scherad (1932), atribuye a la temperatura gran responsabilidad en el apareamiento del *T.*, bajo condiciones de laboratorio, asi como la duración del ciclo de vida. La reproducción máxima ocurrió a 27 °C y un HR de 70% a 80%. Temperaturas menores de 0,8 °C, dan origen a especimenes deformes. Las hembras depositan más huevos cuando la temperatura está por encima de 21 °C y hay sol brillante.

Bowen y Stern (1966) afirman que la temperatura puede afectar la proporción de machos y hembras de la progenie. Ellos indican que al criar una raza de *T. semifumatum* continuamente a menos de 25,5 °C, la progenie resultante fué casi en su totalidad de hembras y ocasionalmente se obtuvieron machos; a más de 25,5 °C la mayor proporción correspondió a machos y a una temperatura de 32 °C la progenie consistió del 97% de machos estériles. Por otra parte, Metcalfe and Breniere (1.969), observan que un exceso de machos aparece en la progenie de *T.* conservados por dos semanas a temperatura de 3 a 8 °C.

Dentro de ciertos límites, superiores e inferiores, la frecuencia del desarrollo se incrementa con la temperatura, pero la respuesta exacta varia con las especies. A bajo límite existe alguna resistencia al frio presentándose latencia, siendo el grado soportable temperatura de 15 °C., para *T. minutum* y de 4 °C pra *T. cacoeciae* March. La actividad de los adultos y la fecundidad.

también se incrementa con la temperatura. La temperatura óptima es de 28 y 32 °C, para *T. cacaoeciae* y *T. minutum*, respectivamente, pero la raza gris (probablemente *T. faciatum*), se desarrolla más a altas temperatura y más lentamente a bajas (Metcalf and Breniere, 1969).

Wiackowska y Wiackowski (1.970), observó que por debajo de los 14 °C, el *Trichogramma*, se mantiene muy tranquilo, no salta ni vuela. A temperaturas entre 20 y 22 °C, puede saltar distancias hasta de 12 cm., pero pocas veces vuela. Sin embargo, a la temperatura de 30 a 38 °C, salta y vuela con mucha agilidad.

Amaya (1.975), encontró que los huevos de *Sitotroga*, 2 ó 3 días de parasitados y conservados por 30 días a temperaturas entre 10 a 12 °C, se obtuvo un porcentaje de emergencia y de hembras aceptables, pero conservadas por más de 35 días, la calidad del *Trichogramma* se deteriora considerablemente, sin embargo, por cuestiones prácticas de comercialización, la conservación del material con 2 ó 3 días de parasitación, resulta antieconómica.

En este ensayo, el material con 4 a 7 días de parasitado, a esa temperatura eclosionó dentro de la nevera después de 20 días de conservación.

El mismo autor en 1979, replicó esta misma experiencia con temperatura de 8 a 10 °C, obteniendo los siguientes resultados:

Días de Parasitados	Días de conservación y % de emergencia				
	15	20	25	30	35
4	91.5	89.0	82.5	59.2	57.4
5	90.4	92.5	80.0	69.2	58.2
6	89.5	90.4	78.1	62.5	51.4
7	88.4	88.2	73.5	48.8	32.5

* Promedio de 6 replicaciones.

En este ensayo se observa que el último instar larval y prepupa son los estados más aconsejables para la conservación en frío de *T.* (5 a 6 días después de la parasitación) y que a esa temperatura, 8 a 10 °C, a los 20 días se obtiene un porcentaje de emergencia aceptable; por encima del 80% exigido oficialmente en nuestro país.

HUMEDAD RELATIVA

Lung (1934), Metcalfe and Bremiere (1969), indican que los adultos de *T.* son muy susceptible a la desecación y dependiendo de la especie, la humedad óptima está entre 80% y 90%. Los estados inmaduros son afectados por la H.R. solamente en el grado que es afectado el huésped.

Lepina (1939), citado por Wiackowska y Wiackowski (1970), constató que es más fácil almacenar en cámaras frías las larvas de *T.* que las pupas. Como subraya este autor, en el almacenamiento de parásitos la humedad relativa alta tiene una gran importancia. Cuando más alta es la humedad más baja es la mortalidad del material almacenado y más favorable la proporción de sexos.

Wiackowska y Wiackowski (1970), afirman que para el desarrollo normal del *T.* en el laboratorio se aconseja una H.R. mínima del 50%. Sin embargo, investigaciones más recientes han demostrado que al ser criado bajo condiciones constantes, la capacidad de búsqueda y la fecundidad de la hembra en el campo disminuyen. Por ello se recomienda su cría bajo condiciones similares a las que va a encontrar en el campo donde se va a liberar (Nagarkatti, 1975).*

FOTO PERIODO

Flanders (1929), Peterson (1930), Scharead y Garman (1933) y Laing (1938), consideran que la intensidad de la luz es un factor importante en la actividad parasítica del *T.* siendo más efectivo en los días brillantes que en los oscuros. Consideran que este factor es también de importancia en la producción masiva.

Lung (1938), concluyó que el factor luz no fué tan importante como para considerar ser una condición esencial en la cría del parásito.

Quednau (1938), encontró que los adultos de *T.* muestran un efecto marcado a la fototaxis positiva y bajo condiciones naturales son encontrados en las partes más expuestas de las plantas y que su actividad se incrementa al aumentar la intensidad lumínica, reacción ésta muy importante para encontrar los huéspedes.

Costas (1941), anota que el parasitismo es más alto a la luz que a la sombra

* Nagarkatti, S. 1975. Comunicación personal

INFLUENCIA DE LA ALIMENTACION

Los factores más importantes que determinan la longevidad de *Trichogramma* son la temperatura y el alimento (Wiackowska y Wiackowski. 1970; Ashley et al, 1.974; Brever, 1972). A medida que aumenta la temperatura se aumenta la fecundidad de las hembras, pero disminuye la longevidad (Metcalf e an Breniere, 1.968). Estudios realizados en la India por Harayanan y Olookherjec (1.955), citado por Wiackowska y Wiackowski (1970), demostraron la influencia del alimento en la longevidad del *Trichogramma*. A una temperatura constante de 25 °C y una humedad relativa de 65% , la longevidad en el caso de diferentes variables alimenticias fué la siguiente:

sin alimento	1,49 días
con glucosa	18,90 días
con maltosa	9,20 días
con fructosa	10,10 días
con sacarosa	9,25 días
con leche y glucosa	3,70 días
con extracto de levadura glucosa	5,70 días
con huevos de <i>C.</i> <i>cephalonica</i> y glucosa	7,20 días
con agua	2,57 días
con extracto de huevos	1,17 días

El *Trichogramma* vivió más tiempo en presencia exclusiva de monosacáridos, en particular de glucosa y fructuosa.

Diferencias considerables pueden estar relacionadas con la especie y los métodos de cria en laboratorio (Ashley et. al, 1974). Investigaciones realizadas por Marston and Ertle (1.972), indican que el huésped donde se cria el *Trichogramma* también influye en la longevidad del parásito adulto. Ellos encontraron que *Trichogramma* procedente de *S. cerealella* vivieron 1,35 veces más que los obtenidos de *T. ni* cuando solo se suministró agua, cuando se alimentaron con agua y azúcar no hubo diferencia significativa.

En cuanto a la relación de alimento con fecundidad, Lund (1.938), afirma que el *Trichogramma* vive más y deposita más en presencia del alimento. Un estudio interesante sobre la influencia del alimento en la fecundidad del *T. evanescens* lo realizaron Narayan y Mookherjee (1955).

Utilizando 11 combinaciones alimenticias con los siguientes resultados:

Sin alimento	16.1 huevos
Con agua	31.1 huevos
Con glucosa	94,9 huevos
Con maltosa	94,4 huevos
Con fructuosa	106,6 huevos
Con sacarosa	81,3 huevos

En la demás combinaciones, el número promedio de huevos por hembra fué menor, pero siempre mayor que sin alimento.

La mayoría de la investigaciones se han realizado aplicando el método simplificado de encerrar la hembra acabada de nacer con un gran número de huevos del huésped (con o sin alimento), caracterizándose los resultados por una fecundidad reducida. Algunos investigadores, como Lund (1938), facilitaron a las hembras huevos frescos todos los días desde el momento del nacimiento hasta la muerte. Este método permitió señalar las posibilidades potenciales de fecundidad durante toda la vida del parásito y no solo en el periodo de algunos días cuando los huevos del huésped suministrados mantienen su atractivo y pueden asegurar alimentación de la siguiente generación del *Trichogramma*. Estos mismos autores afirman que son muy importantes las investigaciones sobre la fecundidad del *Trichogramma* realizadas por Quednau (1957) y Wiackowska y Wiackowski (1969). Estos últimos demostraron que existe relación entre la fecundidad y la temperatura a la cual se desrollan y depositan los huevos, la humedad relativa del aire, la presencia de los alimentos, la presencia de los huevos del huésped, así como la especie de los huevos del huésped. Además la fecundidad depende también de la especie de *Trichogramma* y del método de investigación empleado por cada científico.

INFLUENCIA DE FACTORES BIOLÓGICOS

PLANTAS HOSPEDANTES

De Bach (1981), en cuanto a los parásitos en general, anota que el primer factor que eliminan muchas especies de la lista potencial del huésped de un parásito es la falta de los habitats para que dos especies sean coincidentes. Inicial y fundamentalmente un parásito busca cierto medio ambiente, independiente de la presencia de su huésped. Algunos insectos parasitoides son más fuertemente atraídos por la plantas sobre las que vive el huésped que por el huésped en si. En ocasiones, aún presente el huésped, el parásito no puede albergarse en la planta hospedante.

BIBLIOTECA AGROPECUARIA DE COLOMBIA

Walker (1.940), encontró que el parásito *Collyria calcitractor* (Grau), funcionaba muy bien sobre su huésped, *Cephus pigmaeus* (L), cuando se hallaba sobre plantas de trigo, pero muy pobremente en cebada.

Rabb y Bradley (1968), hacen la siguiente observación: "Entre los enemigos naturales menos registrados están aquellos asociados con especies plagas que viven en plantas alternas o de poca importancia económica pero cuya acción en estos lugares es fundamental para mantener la especie plaga a niveles bajos en el medio ambiente en general". Como ilustración los autores citan el caso del cachón del tabaco, *Manduca sexta* (Johannson), cultivo en el cual el *Trichogramma* no puede moverse por lo pegajoso del follaje, sin embargo, una parte de la población de la plaga vive sobre otros huéspedes alternos y allí el parásito si es activo y efectivo y por lo tanto otros huéspedes alternos influyen tanto en las poblaciones de la plaga como en las del parásito.

Williams (1.957) y Ulyet (1947), coinciden en afirmar que para obtener éxitos es importante, en muchos casos, habituar o familiarizar el parásito con el medio ambiente donde se desarrolla la planta hospedante.

Según Hírose y otros (1982), la mayoría de las especies de *Trichogramma* son polífagas pero muestran alguna especificidad por el habitat. Generalmente la competencia interespecifica en una población de *Trichogramma* se evita por la especificidad del habitat.

INFLUENCIA DEL HUESPED

Una vez que un parásito encuentra el habitat del huésped debe localizarlo, y se cree éste debe ser el segundo en la serie de cuatro pasos que tienden a limitar la lista de los huéspedes de una especie entomófoga. Dentro de estos atributos se ha señalado como de primer orden el poseer una alta capacidad de búsqueda y para ello, entre otras características, el insecto debe poseer una buena capacidad de vuelo y dispersión, en tal forma que le permita moverse ampliamente de planta a planta (Doutt y De Bach, 1934).

De las investigaciones para determinar el efecto del huésped sobre *Trichogramma* han surgido interrogantes en cuanto a cuáles serían los huéspedes ideales para la cria masiva. Marston an Ertle (1973) opinan que la calidad del parásito puede estar influenciada por la cantidad y calidad de nutrientes suministrados por el huésped.

En cuando a huéspedes utilizados en la cria masiva del *Trichogramma*,

Flanders (1930), anota que los primeros intentos se realizaron con *Phalera bucephala* L. (Lepidoptera: Notodontidae). Más tarde se observó que los huevos de *Anagasta kuehniella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae) eran más adecuados para la cría del parásito, fáciles de obtener, pero su baja susceptibilidad al parasitismo limitaba la producción masiva del parásito. Más tarde, se realizaron crias en *S. cerealella* el cual fué seleccionada por su disponibilidad en grandes cantidades y por el hábito de oviposición.

Marston and Ertle (1973), consideran las especies *S. cerealella*, *A. kuehniella* y *Corcyra cephalonica* (Station) (Lepidoptera; Pyralidae) como los huéspedes más comunes y más eficientes para la cría masiva del *Trichogramma*..

Abbas and Anwar (1.966) especifican que el *C. cephalonica* es el huésped más satisfactorio para la cría de *T. minutum* destinados a la represión de barreadores de caña de azúcar y arroz en Pakistán.

Un estudio comparativo sobre eficiencia entre parásitos criados en huevos de *Heliothis* spp. y de *Sitotroga* sp., llevado a cabo por Ridgway et al (1973), demostró que los adultos provenientes del primero de estos huéspedes eran más eficientes particularmente a bajas densidades del huésped. No obstante, los autores aceptan que dadas las dificultades en la producción de *Trichogramma* a gran escala de huevos de *Heliothis* spp. y ante las ventajas de almacenamiento y manejo de los parásitos que emergen de los huevos de *Sitotroga* sp., los programas de cría se desarrollan en base a éste último.

La consistencia del corión y la edad de los huevos del huésped posiblemente son factores importantes en la preferencia (Taylor, 1972). Además, este investigador estudio la presencia del *Trichogramma* criado en huevos de *S. cerealella* durante tres generaciones por *Trichoplusia ni* y por *Sitotroga* pero no observó diferencia significativa, sin embargo, el hecho de mantener el parásito por los tres años, o sea, por más de cien generaciones, sobre el mismo huésped, dió a éste una marcada preferencia por el *Sitotroga*. Con esto, aparentemente se confirma el principio de selección del huésped expuesto por otros investigadores para este parásito.

Estudios de laboratorio para determinar la preferencia de *T. pretiosum* huevos de *Diatrea grandiosella* de tres edades diferentes; huevos fértiles e infértiles, frescos; con menos de 24 horas de ovipositados, huevos con anillo rojo, entre 48 y 72 horas y huevos con cabeza negra entre 96 y 120 horas; realizadas bajo condiciones de luz y oscuridad para determinar la importancia de las características visuales en la discriminación de edad de los huevos, mostraron que los huevos con cabeza negra fueron significativamente menos

parasitados que cualquiera de las otras edades

La no preferencia por huevos de cabeza negra se redujo sustancialmente bajo condiciones de oscuridad.

Cuando *T. pretiosum* fué limitado a un solo tipo de huevo, igualmente mostró poca preferencia por los huevos de cabeza negra. Sin embargo, las generaciones resultantes de huevos con cabeza negra fueron más viables que las generaciones en otro tipo de huevo.

CAPACIDAD DE BUSQUEDA

Los estudios sobre dispersión y capacidad de búsqueda los entomófagos utilizados en control biológico son indispensables para la determinación del número de parásitos que debe liberarse por unidad de área y la distancia a la cual deben ser liberados dentro del cultivo. En condiciones de campo, tales estudios se realizan utilizando diferentes técnicas de marcación, entre las cuales las más utilizadas son los radioisótopos y los polvos fluorescentes (Henkdricks, 1967; Shroeder et al 1972; Stern et al 1965 an Muller, 1968).

Stern et al (1965), anotan que en experimentos realizados con *T. semifumatum* en el Valle Imperial de California 17 horas después de haber liberado cerca de dos millones de individuos, encontraron una hembra a una distancia aproximada de 610 m del sitio de liberación y dos machos a una distancia de 125 m.

Gutiérrez (1966), indica que la dispersión del *Tricho gramma* es poca, y que en observaciones realizadas en distintos Estados de México ésta no fué superior a 40 m.

Fye and Larsen (1.969), en condiciones de laboratorio, obtuvieron indicativos de la capacidad de búsqueda y dispersión del *T. minutum*, haciendo un área de búsqueda sobre arena, encontrando que la capacidad de movilización de esta especie es bastante grande y que el parásito encontró la mayoría de los huevos del huésped en muy corto tiempo.

Bewer (1972), determinó en el laboratorio la rata de búsqueda de *Trichogramma* sp., *T. evanescens* y *T. semifumatum* empleando temperaturas programadas y observó un aumento de esa rata entre 20°C y 35 °C y una disminución a 40 °C.

Amaya (1975, adoptando el modelo de Fye and Larsen (1969), realizó observaciones sobre la actividad y capacidad de búsqueda de *T. pretiosum* procedentes de tres laboratorios diferentes, de las cuales se observaron hembras recién emergidas.

Sobre una mesa se hizo el área experimental de búsqueda empleando, cartulina, tiras de madera, cinta fertilizante y vidrio, tal como se muestra en la figura 9.

El el área se señalaron círculos concéntricos de 2,5; 5,0; 10,0 y 15,0 cm. de radio, marcando seis puntos equidistantes en el círculo más pequeño y 12 en los

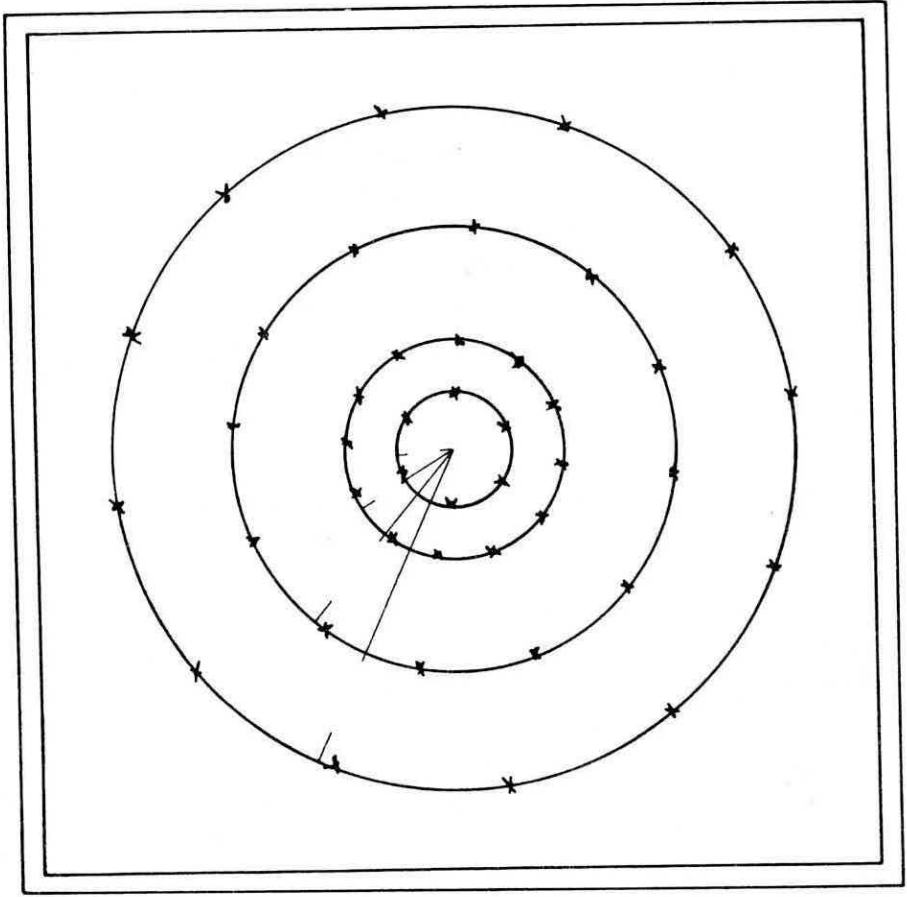


Figura 9. Area experimental de búsqueda del *Trichogramma* en el laboratorio.

restantes. En cada punto se pegó un huevo de *S. cerealella* susceptible a ser parasitado. Para pegar los huevos se utilizó una solución de goma arábica. Se introdujo una hembra fecundada en el centro de los círculos y durante una hora se marcó con la ayuda de un lápiz el movimiento de la avispa. Al cabo de este tiempo se sacó la avispa y los huevos se observaron hasta notar la parasitación (huevos negros). Luego con ayuda de un compás y regla se midió el recorrido aproximado de la avispa y con un planimetro se determinó el área de búsqueda. El ensayo se realizó a una temperatura que osciló entre 27 y 28 °C, una humedad relativa de 72 y 78 % y luz proporcionada por una lámpara fluorescente.

En la figura 10. se puede apreciar el movimiento realizado por las hembras de *T. pretiosum*.

De acuerdo con los resultados obtenidos en este experimento, la actividad y la capacidad de búsqueda son más afectadas por la generación a la cual pertenecen los individuos que por las condiciones de cría. Se observó en general que a medida que aumenta el número de huevos parasitados y específicamente aquellos insectos tomados de una sexta generación o sea la más joven de las estudiadas mostraron una actividad y capacidad de búsqueda apreciablemente mayor que las provenientes de generaciones más avanzadas.

Durante el recorrido la hembra al detectar el huevo lo examina por unos segundos y luego procedía a parasitarlo, esta operación duraba de 20 a 90 segundos. También se pudo observar que el recorrido nunca fué continuo, en ocasiones la hembra se quedaba estática hasta más de cinco minutos, para luego reanudar la búsqueda.

La actividad y capacidad de búsqueda se consideran de suma importancia en la efectividad de un parasitoide, ya que aquel que tiene la capacidad de parasitar un mayor número de huevos en un menor tiempo, es naturalmente más efectivo en el campo, implicando la utilización de un menor número de individuos por hectárea y reduciendo así el costo de las liberaciones.

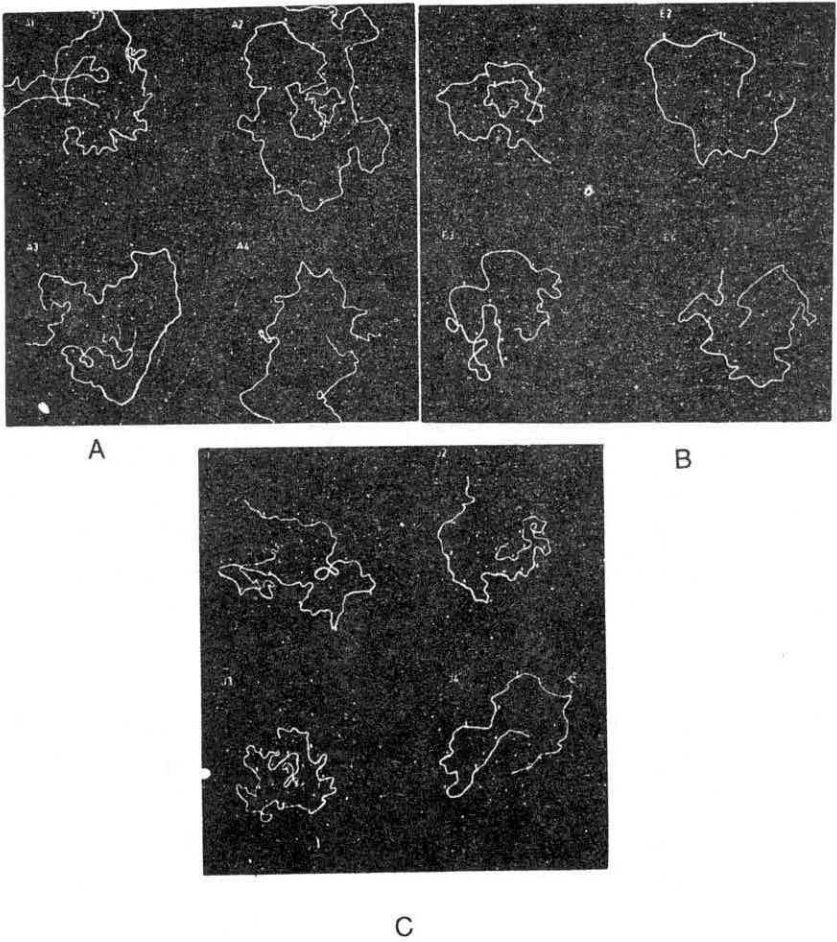


Figura 10. Movimiento y área de búsqueda de *T. pretiosum* durante una hora:

a: sexta generación	(282 cms cuadrados)
b: quinceava generación	(176 cms cuadrados)
c: veinticuatroava generación	(134 cms cuadrados)

INFLUENCIA DE LOS INSECTICIDAS

Entre los factores que limitan la población de *Trichogramma* en el campo, se encuentra la influencia de los medios tóxicos y la consecuencia que acarrearán las aplicaciones de insecticidas antes y después de las liberaciones del parasitoide (Ridgway, 1972).

De Bach (1968) cita una de las primeras referencias sobre toxicidad de insecticidas en poblaciones de *Trichogramma*, con el uso de Arseniato de plomo.

Gaviria (1.967), cita los resultados obtenidos al examinar los efectos tóxicos de varios insecticidas sobre los adultos del *Trichogramma* y concluye que solo el Ryania no resultó tóxico. El resto de los productos químicos como Arseniato de plomo, Azufre, DDT, Parathion, Malathion, Endrin, Diazinon, Tiodan, Dipterex y Metasystox, resultaron altamente tóxicos.

En investigaciones realizadas por Reyes (1.974) con Fundal 800 PS, concluye que este insecticida posee alta selectividad de tipo biológico diferencial a los benéficos entre los cuales se incluye el *Trichogramma* spp. Similares resultados fueron obtenidos por Valero (1975).

Guzmán (1978), y Fernández y González (1981), ensayaron en condiciones de laboratorio o invernadero la actividad biológica de muchos insecticidas: (Dipel, Metilparathion, Azodrin, Fundal, Belmark y Cebiran) sobre el parásito *T. semifumatum* Perkins, los cuales mostraron diferencias en el grado de duración y efecto de sus residuos sobre el adulto, dependiendo de las diferentes dosis utilizadas a intervalos de exposición a que fueron sometidos.

Sin embargo, en el Valle del Cauca, Colombia, era común reiniciar las liberaciones de *Trichogramma*, dos días después de la aplicación de cualquier producto químico, notándose posteriormente un alto parasitismo en el campo tratado.

Amaya (1984) realizó un estudio basado en estas observaciones:

El trabajo se llevó a cabo en las instalaciones de la desmotadora de la Federación de Algodoneros, en Roldanillo, Valle del Cauca, situada a 966 m.s.n.m., a una temperatura promedio de 24 °C y 75% de humedad relativa.

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar, ocho tratamientos y tres replicaciones. Plantas de algodónero de 35 a 40 días de germinado, jaulas

de aro metálico y cubiertas de tela, *Trichogramma pretiosum* (Riley) huevos de *Sitotroga cerealella* (Oliver) y los siguientes insecticidas y dosis:

Fenvalerato	30 E	0,15 kg i.a./Ha
Cypermctrina	25 E	0,10 kg i.a./Ha
Methomyl	25 E	0,88 kg i.a./Ha
Clordimeform	PS	0,80 kg i.a./Ha
Clordimeform	50 E	0,60 kg i.a./Ha
Monocrotofon	60 E	0,60 kg i.a./Ha
M. Parathion	48 E	1,44 Kg i.a./Ha

Las aplicaciones se hicieron manualmente, simulando una aspersión terrestre, cubriendo totalmente la planta con la mezcla aplicada. El tratamiento testigo se aplicó únicamente con agua.

Las liberaciones se realizaron 0, 15, 24, 48, 72 y 96 horas después de las liberaciones. Para medir la acción parasítica del *Trichogramma* se colocó en cada planta una pulgada cuadrada de *Sitotroga* (aproximadamente 3.000 huevos) antes de las respectivas liberaciones. Luego se retiraban de las plantas 48 horas después de colocadas y se llevaron a frascos de vidrio hasta la emergencia total de los adultos. Posteriormente se midió la acción parasítica, promediando tres lecturas de 100 huevos cada una en sitios diferentes de cada pulgada. Los huevos examinados se destruían para evitar doble contage.

En cada jaula se liberó una pulgada de *Trichogramma*, equivalente a 1.000 parásitos.

Para el análisis estadístico se utilizó la prueba de rango múltiple de Duncan.

RESULTADOS: El efecto de siete productos y un testigo sobre la actividad parasítica del *T. pretiosum*, liberado 0, 15, 24, 48, 72 y 96 horas después de los tratamientos muestran diferencias altamente significativas.

La acción tóxica de los siete productos sobre la actividad parasítica del *Trichogramma*, liberado inmediatamente después de las aplicaciones, fué drásticamente depresiva. Los adultos liberados murieron en su totalidad durante los 60 minutos siguientes.

PORCENTAJE DE PARASITISMO DE ADULTOS DE *TRICHOGRAMMA PRETIOSUM* (RILEY), LIBERADOS DESPUES DE LAS APLICACIONES INSECTICIDAS.

Tratamientos	Tiempo transcurrido entre la aplicación y liberación. (horas)					
	0	15	24	48	72	96
1. Belmark	8,3	17,0	62,6	77,3	77,6	80,3
2. Sherpa	0,0	10,3	64,0	65,3	69,6	75,6
3. Lannate	0,0	8,6	80,0	77,3	93,3	91,6
4. Fundal	6,6	18,0	85,3	85,6	80,6	80,3
5. Galecron	2,0	25,6	74,6	78,3	86,0	86,6
6. Azodrin	0,0	5,3	57,0	56,3	57,6	68,3
7. Metil Parathion	0,0	1,3	67,6	61,3	66,6	78,6
8. Testigo	85,0	81,6	91,0	80,0	82,3	84,3
DMS 5%		6,97	17,65	7,54	15,05	6,77

Promedio de 3 replicaciones.

De los adultos liberados 15 horas después de las aplicaciones, algunos alcanzaron a sobrevivir hasta tres horas y a tener cierta acción parasítica, pero el tratamiento testigo presenta diferencias significativas con todos ellos.

El efecto sobre el parasitismo de *Trichogramma* liberado 24 horas después de los tratamientos fué mucho más variable. El testigo fue significativamente diferente solo a los tratamientos con Fenvalerato, Cypermctrina, Monocrofos y M. Parathion. Los otros productos Methomyl y Clordimeform, en ambas formulaciones son equivalentes en su acción benéfica al tratamiento testigo. Algunos adultos alcanzaron a sobrevivir hasta 12 horas.

Con liberaciones realizadas 48 horas después de las aplicaciones se alcanzó una acción parasítica mayor del 50% en todos los tratamientos. Sin embargo, los productos Cypermctrina, Monocrofos y M. Parathion, mantienen una diferencia significativa con respecto al Testigo. Muchos adultos del *Trichogramma*, en este caso, permanecían vivos 24 horas después de las aplicaciones, en los tratamientos Methomyl, Fenvalerato y Clordimeform.

El efecto de los diferentes productos sobre el parasitismo de *Trichogramma* liberado 72 horas después de las aplicaciones es similar al punto anterior.

Los resultados obtenidos cuando se realizan las liberaciones 96 horas después de las aplicaciones muestran el Methomyl como el más tolerante en la acción parasítica del *Trichogramma*. El Clordimeform E. supera al Monocrotofos, Cypermetrina y M. Parathion y es similar en su efecto al Fenvalerato, Clordimeform PS y Testigo.

A las 48 horas de liberados, se observaron adultos de *Trichogramma* vivos en todos los tratamientos.

En los tratamientos Testigos se observaron adultos de *Trichogramma* vivos hasta 72 horas después de las respectivas liberaciones.

El número y la longevidad de los adultos de *Trichogramma* emergidos de los huevos con los diferentes tratamientos fué muy variable. Se desestimó este factor teniendo en cuenta las referencias de Cardona (1975), Obregón y otros (1981).

Este concepto es de suma importancia tenerlo en cuenta, ya que rectifica erróneas creencias de un posible establecimiento en el campo del *Trichogramma* liberado. El *Trichogramma* spp. liberado generalmente no se establece en el campo y precisamente por ello es necesario liberar periódicamente cada 8 ó 10 días.

Estos resultados igualmente concuerdan con las observaciones de Gutierrez y Lawson (1966) y Manjunath (1972), los cuales afirman que el *Trichogramma*, oviposita la mayoría de sus huevos durante las primera 48 horas después de la emergencia, lo cual explica el por qué de los altos porcentajes de parasitismo, así el adulto muera después de las 24 ó 48 horas de liberado.

Ahora bien, el autor, en condiciones de laboratorio de cria masiva de *Trichogramma*, h observado que este parásito, con alta población de su huésped, en solo 12 horas, parasita el 85% y 90% de los huevos expuestos.

Por otra parte debemos tomar con reserva los resultados negativos del Metil Parathion, Azodrin y Sherpa, ya que las plantas fueron asperjadas completamente, lo cual por lo general no sucede en una aspersión aérea normal en el campo.

Llama la atención el hecho de que productos como el Belmark, Fundal y

Galecron, considerados como productos de gran residualidad sean de los menos drásticos a la supervivencia del *Trichogramma*. Sin embargo, estos resultados coinciden con las observaciones de otros investigadores.

Con base en los resultados obtenidos en el presente trabajo se puede concluir lo siguiente:

Durante las primera 24 horas, después de las aplicaciones, todos los productos ensayados mostraron una acción drástica sobre la actividad parasítica de *T. pretiosum*.

El parasito *Trichogramma pretiosum* (Riley), puede ser liberado 48 horas después de las aplicaciones de productos como el Methomyl, Fenvalerato, Clordimeform, para continuar con los programas de control integrado de plagas.

Los insecticidas Cypermetrina, Monocotofos y M. Parathion, mostraron una acción mucho más severa, inclusive 72 horas después de aplicados.

No obstante la drasticidad de algunos productos, después de las 48 horas el parasitismo alcanzado fué mayor al 50%, en todos los tratamientos, lo cual nos indica que en casos críticos de infestación de plagas, podría ser recomendable la liberación del parásito en estas circunstancias.

Después de las 96 horas de aplicado los productos químicos la acción de estos sobre la actividad parasítica al *T. prtiosum* es mínima o casi nula.

Es conveniente realizar ensayos similares, incluyendo nuevos productos y mezclas de los insecticidas más utilizados, especialmente en las zonas algodoneras donde se presenta el *Athonomus grandis* (Boheman), con lo cual podría corroborarse la compatibilidad del uso de *Trichogramma* spp. y las aplicaciones de insecticidas en un programa de control integrado de plagas en zonas algodoneras con presencia del complejo *A. grandis* y *Heliothis* spp.

Respecto al mismo tema, Navarajan (1986), después de algunas invetigaciones con: *T. chilonis*, *T. brasiliensis*, *T. japonicum* y *T. perkinsi*, concluye que la toxicidad del mismo insecticida puede ser diferente cuando se aplica a diferentes cultivos como también los niveles de toxicidad de un mismo insecticida puede variar de especie a especie de *Trichogramma*, por lo tanto es indispensable realizar estudios detallados cuando se introduce un nuevo insecticida en el ecosistema de un cultivo donde se este utilizando el parasitoide.

En su estudio reconoce que la especie nativa, *T. chilonis* es más resistente que *T. japonicum*. Entre los insecticidas estudiados: Carbaryl, metil Parathion, Malathion y Triazophos resultaron ser más tóxicos para *Trichogramma*. Los piretroides sintéticos y los insecticidas tradicionales; monocrotofos, Endrin, phosalone y endosulfán presentaron una relativa seguridad para el parasitoide. Sin embargo, advierte que es necesario estudios más detallados al respecto, teniendo en cuenta los informes conflictivos que existen.

Valencia y Pinzón (1982), adelantaron estudios en un cultivo comercial de soya, para determinar el efecto de los insecticidas, manocrotofos: decametrina y carbaryl. Concluyen que los tres insecticidas afectan considerablemente la capacidad parasítica del *Trichogramma* disminuyendo los porcentajes de parasitación de 91.46% a 37, 30 y 26%; 48, 72 y 96 horas respectivamente.

En nuestro medio; Cobo (1984), en condiciones de campo, invernadero y laboratorio estudió el efecto de Permethrin sobre huevos de *Alabama argillaceae* y *Heliothis* spp. parasitados por *Trichogramma*, encontrando que cuando el producto fué aplicado en el campo sobre huevos de *Alabama* afectó los adultos del parasitoide y la emergencia del mismo entre un 40.38%, ocho horas después de la aplicación y 13.04% 48 horas después. En el caso de los huevos de *Heliothis*, el producto afectó entre un 31.48% y 9.37%.

Bajo condiciones de campo, el parasitoide emergió de huevos de *Alabama* y *Heliothis* tratados con permethrin en porcentajes que fluctuaron entre el 50% y 74%, lo cual muestra una acción selectiva del producto. bajo condiciones de invernadero, esta selectividad fue mayor, alcanzando niveles de 82% y 90% en huevos de *Heliothis* que tenían cuatro días de estar parasitados cuando se realizó la aplicación.

CRIA MASIVA DE *TRICHOGRAMMA* SPP.

CRIA DEL HUESPED:

INSTALACIONES: Las instalaciones para la cría masiva de *Sitotroga* deben ser preferentemente lo más frescas posibles. Ojalá rodeada de árboles.

Las condiciones más aconsejables son la de una temperatura de 23 ± 2 °C y una humedad relativa de $70 \pm 5\%$ en general.

No obstante la cría puede ser realizada en sitios con temperaturas entre 19 °C y 30 °C. El autor considera mucho más crítica la humedad relativa; más de 90% o menos de 60%, conlleva muchos problemas. Sin embargo son condiciones que pueden ser modificadas o controladas en un momento dado. El uso técnico de acondicionadores de aire, humidificadores, instalaciones de tubería para riego, ventiladores, etc. pueden ayudar a mantener las condiciones favorables para la cría masiva de *Sitotroga* en cualquier sitio.

Es conveniente que la edificación cuente con varias divisiones, capaces de albergar entre 50 y 100 gabinetes. No es aconsejable tener series o lotes de más de 100 gabinetes, ya que los problemas que se puedan presentar, tales como infestación de plagas, serían más difíciles de controlar y se correría el riesgo de verse obligado a la eliminación de todos los gabinetes. Manteniendo series o lotes pequeños, estos y únicamente estos podrían ser eliminados en un momento dado, sin alterar la producción de las demás series o lotes.

En climas cálidos las construcciones de adobe o doble pared, son las más aconsejables.

Las instalaciones deben ser muy aireadas, pero manteniendo los sitios de aireación con mallas finas que impidan la entrada de animales extraños.

En un laboratorio de cría masiva deben existir varias salas de cría; con 50 - 100 gabinetes c/u, los cuales son cargados en un mismo día. Además se debe contar con una sala de cernido, una sala de parasitación, sala de engomado y pegada de los huevos, bodega para el tratamiento y conservación del trigo, patio para la eliminación, lavado y desinfección de gabinetes y una pequeña oficina para labores de administración y control de calidad.

EQUIPO Y TECNICA: A pesar de la gran cantidad de trabajos sobre la producción masiva, especialmente del huésped *Sitotroga*, los métodos no se diferencian mucho en los aspectos fundamentales. La mayoría de los autores

anotan algunas diferencias en los detalles de los equipos y el grado de mecanización. Los entomólogos americanos y alemanes por ej: Insisten en el ahorro de trabajo humano y los rusos en la productividad y ahorro máximo del material (Wiackowska y Wiackowski, 1970). La gran excepción, la constituyen actualmente los chinos, quienes han llegado a la producción de *Trichogramma*, con dieta artificial, eliminando todo el trabajo que conlleva la cría del respectivo huésped.

En Colombia, para la cría de *Sitotroga cerealella* (Olivier), se utilizan estructuras metálicas llamadas GABINETES, los cuales se construyen generalmente, con la mitad o tercera parte de una caneca metálica de 55 galones. Al aro que queda al partir la caneca, se le adicionan patas para sostenerlos (Fig. 11 A.) u "orejas" (Fig. 11 B.) para ser colocados en serie sobre soportes metálicos o de madera (Fig. 11 C.). En ambos casos se adicionan varillas transversales para sostener las bandejas que llevarán el trigo.

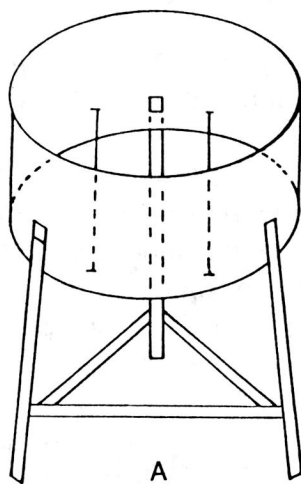
Las bandejas, pueden colocarse verticales según el modelo original o se construyen para colocarlas en forma horizontal, buscando mayor comodidad, ganar espacio, mejor distribución del trigo, etc. El número de bandejas por gabinete depende de la capacidad de éste, pueden ser: seis, siete u ocho. La bandeja se elabora con marcos de madera y anjeo o malla metálica o nylon. (Fig. 11 D.).

La experiencia indica que debe utilizarse malla metálica fina, que puede tener una duración hasta de 10 años.

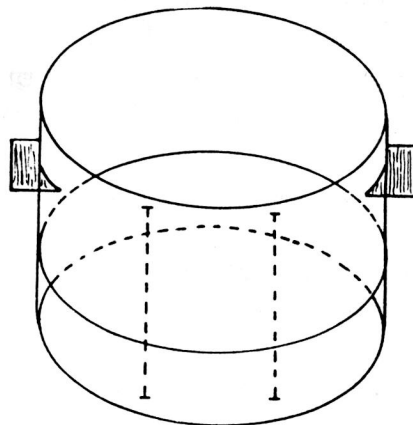
En estas bandejas se coloca el trigo que servirá de alimento a la polilla. La cantidad de trigo por bandeja también depende de su capacidad. Según Amaya (1986) para este tipo de gabinete deben emplearse máximo 12 kgrs. de trigo para una producción durante 60 días. En nuestro laboratorio se utilizan gabinetes con capacidad para seis bandejas con 2 kgrs. de trigo cada una.

Entre bandeja y bandeja es conveniente que quede espacio suficiente para el movimiento de los adultos de *Sitotroga* y aireación del gabinete.

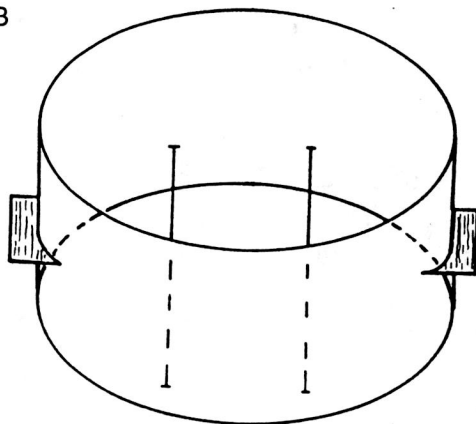
La parte superior del gabinete se cubre con tapas hechas de tela, las cuales se aseguran con bandas de caucho y en la parte inferior se coloca un "embudo" de plástico transparente, que termina en una abertura de igual diámetro al de las tapas de los porrones o vasijas plásticas que se utilizarán para la recolección de las polillas.



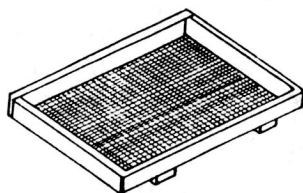
A



B



C



D

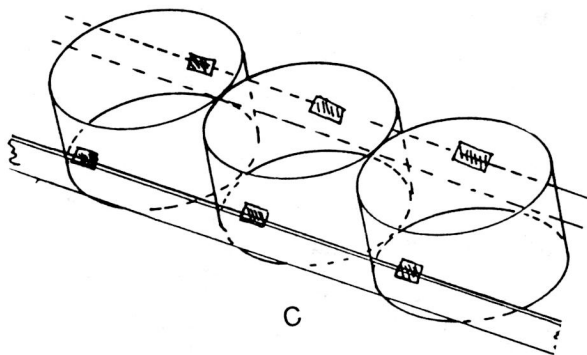
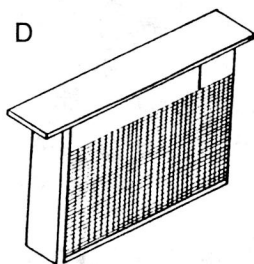


Figura 11. A; Estructura metálica con patas, B; estructuras metálicas con "orejas", C); soporte para gabinetes con "orejas", D; Bandejas para el trigo.

Los porrones o vasijas plásticas pueden ser de 0.5 gal. o 1.0 gal. de capacidad, según el tamaño del gabinete y la cantidad de trigo utilizado (Fig. 12).

HUESPEDES UTILIZADOS: En las crías masivas de *Trichogramma* sp. generalmente se emplea como huésped los huevos de la polilla *S. cerealella* (Olivier), sin embargo, han surgido interrogantes en cuanto a cuáles serían los huéspedes ideales, o si *S. cerealella* reúne realmente las condiciones óptimas para la obtención de parásitos, que después de liberarse en el campo actúen con eficiencia contra las plagas.

Marston and Ertle, citados por Vargas y Amaya (1980); opinan que la calidad del parásito puede estar influenciada por la cantidad y calidad de nutrientes suministrados por el huésped, ellos demostraron que *Trichogramma* sp. criado en huevos más grandes que los de *S. cerealella* tienen mayor tamaño y fecundidad. De los huevos de *S. cerealella* agregan, que por contener pocos nutrientes emergieron avispas de menor tamaño, menos activos y de potencial reproductivo más bajo.

Según Ridway (1972), cuando *Trichogramma* sp. se cría en huevos de *Heliothis* es más eficiente contra ésta plaga que cuando se cría en huevos de *S. cerealella*. No obstante acepta que dadas las dificultades de emplear huevos de *Heliothis* en la producción de *Trichogramma* sp. a gran escala y ante la ventajas de almacenamiento y manejo de los parásitos que emergen de los huevos de *S. cerealella*, las crías se hacen sobre este huésped.

En cuanto a huéspedes utilizados en la cría masiva de *Trichogramma* sp. Flanders (1930), anota que los primeros intentos se realizaron con *Phalera* sp. (Lepidóptera: Pyralidae). Más tarde se observó que los huevos de *Anapasta* (*Ephestia*) *Ruehniella* (Zeller) (Lepidóptera: Pyralidae) eran más adecuados para la cría masiva del parásito, por ser fáciles de obtener, pero su baja susceptibilidad al parasitismo limitaba la producción masiva del parásito. Después se realizaron crías en *S. cerealella* el cual fué seleccionado por su hábito de oviposición y su disponibilidad en grandes cantidades.

La consistencia del corión y la edad de los huevos del huésped posiblemente son factores importantes en la preferencia; Taylor (1971). Además, éste investigador estudió la preferencia de *Trichogramma* sp. criado en huevos de *S. cerealella* durante tres generaciones, sobre *Trichoplusia ni* y *S. cerealella* pero no observó diferencias significativas; sin embargo el hecho de mantener el parásito por tres años, o sea por más de cien generaciones, sobre el mismo huésped, dió a éste una marcada preferencia por *S. cerealella*.

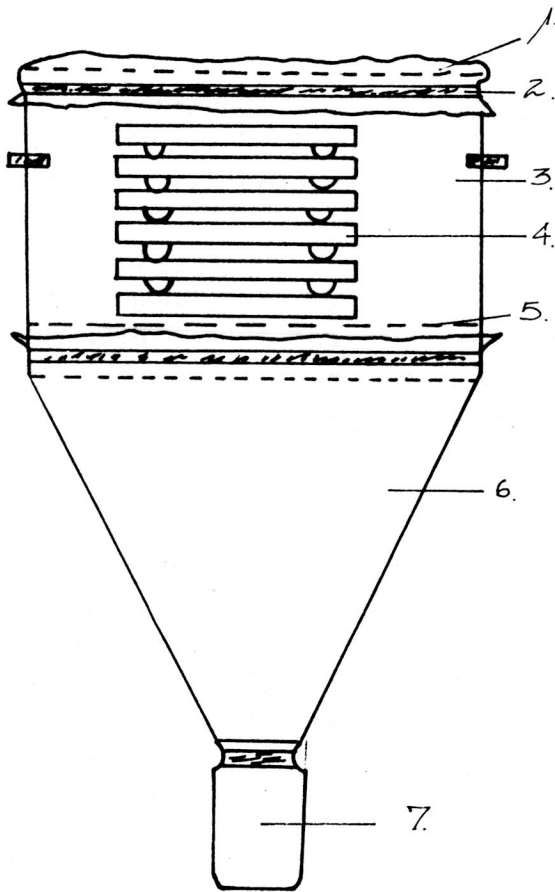


Figura 12.

Gabinete completo (visita lateral)

1. Tapa de tela
2. Banda de caucho
3. Estructura metálica
4. Bandejas
5. Soportes de ls bandejas
6. Embudo plástico
7. Porrón o tarro recolector de polillas.

Ridway (1972), hizo liberaciones de *Trichogramma* en cultivo de algodón criado sobre huevos *S. cerealella*, registrando un 95% de parasitismo en huevos de *Heliothis*.

Jiménez (1962), cría el parásito en huevos de *Ephestia kuehniella* para el control del gusano rosado *Pectinophora gossypiella* Saunders, observando parasitismo entre 13 y el 88%.

En un estudio para la determinación del efecto de huésped sobre la longevidad del parásito, Marston and Ertle (1973), encontraron que el *Trichogramma* sp. procedente de los huevos de *S. cerealella* vivió 1.3 más que los obtenidos de *Trichoplusia* sp.

Varios métodos fueron usados subsecuentemente por técnicos para criar *Trichogramma* sp., pero aparentemente ninguno había sido desarrollado por su cultivo masivo hasta cuando Flanders encontró que los huevos de *S. cerealella* proporcionaban un huésped excelente y la polilla podía cultivarse masivamente en forma fácil.

No obstante la preferencia de *Sitotroga* para la cría masiva de *Trichogramma* spp. especialmente en América, la mayoría de los europeos actualmente emplean como huésped *Anagasta kuniella* y los Asiáticos, *Coreyra cephalonica*; los Chinos además emplean como huésped los huevos de Guerin-Meneville, (Lepidóptera), *Philosamia cynthia* Ricini-Donovan (Lepidóptera) para el control de plagas agrícolas y forestales. Igualmente en los últimos años han desarrollado la cría de *T. dendrolini* en dieta artificial con resultados exitosos en el control de *Heliothis armigera* en algodónero. (Li-Li-Ying, 1986).

En Colombia, como en el resto de casi toda América, se utiliza como huésped para la cría masiva de *Trichogramma* el *Sitotroga cerealella*, teniendo en cuenta las siguientes características:

- Pueden obtenerse numerosas generaciones en granos, bajo condiciones controladas.
- En el laboratorio el ciclo de vida es de 28 - 32 días, con fecundidad promedio de 50 huevos y rata de reproducción alta.
- El apareamiento es rápido después de la emergencia.
- Fácil recolección de las posturas.

- Relativa resistencia del corión que permite un fácil manejo de los huevos.
- Cuenta con relativo pocos enemigos naturales.

Sitotroga cerealella (Olivier) (Lepidoptera: Gelechiidae)

NOMBRE COMUN : Polilla de los granos

DAÑO E IMPORTANCIA ECONOMICA: Este pequeño lepidóptero es capaz de destruir todo un depósito de granos almacenados. También ataca los granos en el campo.

DISTRIBUCION : Es una plaga cosmopolita

HUESPEDES : Trigo, cebada, arroz, centeno, maíz, sorgo y otros.

CICLO DE VIDA Y HABITOS :

Huevo: Son depositados en forma aislada o en pequeños grupos en la parte interna de los granos. El período de incubación varía grandemente con la temperatura de 5 a 30 días. A temperatura promedio de 29°C dura 5 a 8 días.

Larva : Apenas emerge comienza a perforar el epicarpio para introducirse en el grano y devorar el interior, pues solo se alimenta del endosperma de la semilla. El estado larval se desarrolla completamente dentro de un solo grano y dura de 15 a 35 días, según las condiciones del medio. La larva al completar su desarrollo prepara la salida del adulto, dejando en el lugar elegido una tenue membrana en el epicarpio.

Pupa : El insecto empupa dentro del grano aunque puede hacerlo fuera de él. La duración del estado pupal también varía de acuerdo con las condiciones ambientales.

Adulto: El emerger de la pupa presiona levemente la membrana del epicarpio y lo atravieza, para comenzar nuevamente las oviposiciones. La hembra puede ovipositar de 120 a 450 huevos durante su corta vida. La duración total del ciclo de vida de éste insecto es de cuatro semanas mínimo.

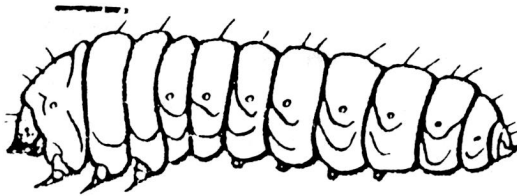
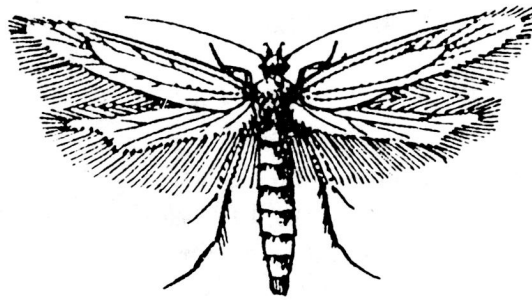
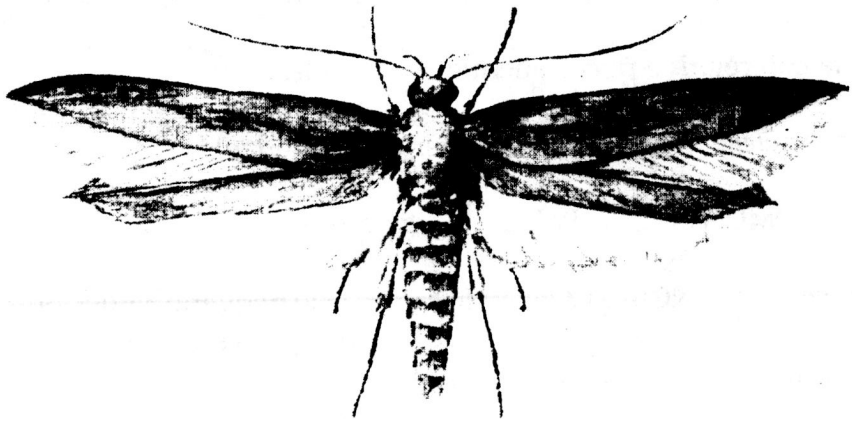


FIGURA 13. Adulto y larva de *Sitotroga cerealella* (Olivier)
(Lepidóptera: Gelechiidae)

Según Amaya (1981) en condiciones de Buga, Valle del Cauca, a temperatura y humedad relativa promedias de $26 \pm 2^\circ\text{C}$ y $70 \pm 5\%$ respectivamente, el ciclo de vida del *S. cerealella* es como sigue:

Huevo	:	5 - 6	días
Larva	:	15 - 18	días
Pupa	:	8 - 11	días
Adultos	:	4 - 8	días (en porrones).

DESCRIPCION DEL INSECTO:

Huevo : Recién puesto es de color blanco, a medida que se desarrolla se va tornando de color rosado; mide aproximadamente 0.60 mm. de longitud y 0.27 mm de ancho, reticulado.

Larva : Es de color lechoso y cuando está totalmente desarrollada mide 0.5 cms. manteniendo el color inicial; pero la cabeza es menos oscura lo mismo que las patas.

Pupa : Es de tipo obteta, de aproximadamente 0.5 cms de longitud y su color varía de pardo-amarillento en un comienzo a cenizo o gris cuando está próximo a emerger.

Adulto : Es una polilla con alas anteriores de color gris amarillento con cierto brillo dorado, sin bandas; una mancha en el centro del ala y otra con proyecciones delgadas en forma de índice en los extremos, de color gris claro rodeado de flecos dos veces más largos que el ancho de las alas. (fig. 13).

SUBSTRATOS: Según De Bach, (1.975), la semillas secas de ciertas plantas han sido usadas en el cultivo de gran número de especies de insectos. En la cría masiva de *Trichogramma* sp. se usó el trigo para la cría de *S. cerealella*. Según Flanders (1.930), para el cultivo de esta polilla el trigo es considerado como el mejor sustrato por ser de fácil manejo y poco deteriorable; en el maíz el crecimiento fué lento y errático, además en el trigo solo se desarrolló una larva por grano, mientras que en los granos de maíz se desarrollan varias larvas en competencia.

Flanders (1.930) obtuvo suficiente producción de huevos de *S. cerealella* para el cultivo masivo de *Trichogramma* sp. sin proporcionarle alimento a las polillas adultas.

Según Méndez y Calderón (1.974), tanto el sorgo como el trigo pueden utilizarse indistintamente en la producción del huésped para la cría de *Trichogramma* sp., aunque puede usarse cualquier otro cereal, ya que la avispa parasita sin tener en cuenta la dieta de la cual precede el material huésped.

No obstante, el trigo ha resultado ser el substrato más indicado para la cría de *S. cerealella* y hoy día es el que más se utiliza en todos los laboratorios de cría del país y en muchas partes del mundo.

USO Y TRATAMIENTO DEL TRIGO: Siendo el grano de trigo el medio en el cual se va a reproducir esta palomilla, se entiende que debe tener condiciones favorables para que sea aprovechado en un alto porcentaje. Se ha establecido que el grano debe conservar la humedad del campo la cual no debe ser inferior al 9% ni superior al 14%. Baja humedad no asegura el desarrollo de la larva, y alta humedad acarrea problemas de hongos, generalmente algunos de micelios amarillos (Jiménez, 1986).

Como se trata de críar *Sitotroga*, se deben tomar las medidas que eviten al máximo la proliferación de otros insectos extraños, tales como gorgojos, chinches, avispas parásitos y diferentes especies de ácaros entre los que se destacan al *Pyemotes ventricosus* (Newport) (Acarina: Pyemotidae) por sus ataques espectacularmente arrasadores.

El tratamiento químico del trigo consiste en introducirlo en canecas de 55 galones, dentro de las cuales se depositan tabletas o pastas de Fosfuro de Aluminio (Phostoxin, Gastoxin, Detia, Gasthión, Fosfamina) y una onza de tetracloruro o bisulfuro de carbono, ambos de efectos fumigantes, tapando luego los recipientes herméticamente.

El bromuro de metilo es otro insecticida recomendado para estos casos, siempre y cuando se cuente con un recinto que pueda cerrarse herméticamente o utilizando carpas.

El tratamiento debe durar mínimo 7 días, buscando con esto romper el ciclo de vida de algunos insectos indeseables en la cría muy comunes cuando no se toman las medidas del caso. Además de los ácaros, las plagas más importantes son; *Tribolium* sp. (Coleóptera: Tenebrionidae), *Sitophilus* spp. (Coleóptera: Curculionidae), *Habrocitys cerealella* (Hymenóptera: Pteromalidae) y *Xilocoris* sp. (Hemiptera: Anthocoridae). (Amaya, 1.984; Jiménez 1986).

CARGUE DE GABINETES: Para cargar o infestar el gabinete se procede en términos generales, de la siguiente manera;

El trigo, ya tratado como se indicó antes, se coloca en las bandejas y por cada 1 kgr. de trigo, se esparce sobre él los gramos de huevos de *Sitotroga* rojos (con 3-4 días de desarrollo) o 1.5 gramos de huevos de *Sitotroga* blancos (con 1-2 días de desarrollo).

Se ha calculado que un gramo de huevos blancos de *Sitotroga* contiene aproximadamente 35.000 huevos, pero un gramo de esos mismos huevos; rojos, contienen aproximadamente 50.000 huevos, ya que estos pierden peso a medida que se van desarrollando. (Vargas y Amaya, 1980). Estos mismos autores determinaron que un kilogramo de trigo contiene aproximadamente entre 28.000 y 30.000 granos o semillas.

También se sabe que, por lo general, en cada grano de trigo normal, puede desarrollarse completamente un individuo de *Sitotroga* (Flanders, 1930).

Las bandejas, con el trigo y los huevos, se colocan dentro del gabinete y luego se procede a "vestirlo". Esto es, colocar la tapa de tela en la parte superior y el embudo plástico en la inferior y por último el recolector de polillas.

El recolector de polillas, como anotábamos, es un porrón plástico con tapa de rosca, a la tapa se le remueve la parte superior dejando únicamente el aro, el cual se acondiciona a la abertura inferior de embudo plástico, para que sirva de enrosque al porrón o recolector. En estas condiciones el gabinete queda listo.

El desarrollo completo del *Sitotroga*, de huevo a la emergencia de los primeros adultos dependen principalmente de la temperatura y la humedad relativa; a 26 °C. y 70 % de H.R. los primeros adultos de *Sitotroga* emergen entre los 28 y 30 días. Debido a su geotropismo y fototropismo positivo, las polillas bajan a los porrones recolectores.

Después de los 30 días se debe inspeccionar los porrones diariamente, para

observar la cantidad de polillas. Aproximadamente tres días después debe observar los primeros adultos de *Sitotroga* se hace el primer cambio y de allí en adelante el cambio se realiza cada dos días.

TIEMPO DE PRODUCCION: Experiencia realizadas en nuestro país, indican que los gabinetes de cría de *Sitotroga* no deben exceder los 60-70 días de producción. Vargas y Amaya, (1980), concluyeron que durante los primeros 60 días de explotación, se obtiene el 80-85% de la producción total.

Además, se ha comprobado que a partir de los 60 días, hay un incremento en la población de ácaros e insectos indeseables que podrían infestar las salas o lotes en plena producción. La eliminación de gabinetes a ésta fecha es una de las medidas más efectivas para el control de *Pyemotes* sp. y demás plagas de la cría de *Sitotroga* (Cruz y otros, 1979).

OBTENCION DE LOS HUEVOS DE SITOTROGA: El porrón recolector que se quita del gabinete se tapa con un pedazo de tela y una banda de caucho y se lleva a la sala de cernido para la limpieza de los huevos, que son ovipositados por la polilla en el fondo y paredes del porrón plástico recolector.

Para despegar los huevos del interior del porrón se utiliza una brocha fina, con la cual se barren las paredes y el fondo del porrón, éste se vierte en un cernidor donde caen polillas y huevos. Los huevos pasan el cernidor y caen en una bandeja.

Luego del cernido, las polillas se regresan al porrón plástico se tapa y se lleva a un estante para que las polillas sigan ovipositando. De éste mismo porrón se seguirá obteniendo huevos durante 2 ó 3 días más, dependiendo de la fecundidad de las polillas.

Los huevos que caen a la bandeja, llegan con polvo, escamas y patas de polilla, por lo que se deben pasar a una vasija para eliminar estas impurezas agitando la vasija frente aun extractor de aire y luego tamizar nuevamente con un cernidor más fino.

Obtenido los huevos ya limpios, se procede a su pesaje, para llevar el registro de la producción diaria, la cual se lleva generalmente por serie o lote (50-100 gabinetes).

Los huevos ya limpios y pesados pueden tener la siguiente destinación: 1) Para someterlos a la parasitación por *Trichogramma*; 2) Para infestar o cargar nuevos gabinetes. El cambio de porrones se hace cada dos días como máximo y si el cernido se realiza correctamente, siempre obtendremos huevos de 16 2 días (blancos) susceptibles a ser parasitadas por *Trichogramma*.

CONSERVACION EN FRIO DE LOS HUEVOS DE SITOTROGA:

Los huevos destinados a nuevas infestaciones o cargue de gabinetes pueden ser conservados en frío a temperaturas entre 8-10°C, por un período máximo de 20 días.

Según Amaya (1986), pasado este tiempo, el por ciento de emergencia de larvas de *Sitotroga*, se reduce en un 35 - 50%.

Los huevos destinados a la multiplicación de *trichogramma*, deben ser blancos; máximo 2 días de ovipositados. La conservación en frío puede hacerse a temperaturas entre 2-4°C, por un máximo de 30 días (Amaya, 1986).

No obstante existen técnicas que permiten conservar estos huevos por espacio de 3 meses o más.

Por el método de congelamiento en Nitrógeno líquido a temperaturas de -196°C se ha podido conservar huevos de *Sitotroga* por espacio de 6 meses, sin alterar mayormente su susceptibilidad a ser parasitados por *Trichogramma* (Gennadiev, 1987).

La utilización de rayos gamma, ha permitido la conservación de los huevos de *Corcyra cephalonica* por más de 24 meses, conservando la susceptibilidad a ser parasitados por *T. evanescens* (Awadallah et al, 1987).

En nuestro medio Ramos (1990) realizó un trabajo sobre conservación en frío de huevos de *Sitotroga cerealella*, empacados al vacío.

Para efectos de cuantificar los resultados, la autora se basó en la Resolución N° 20 de Enero 5 de 1990, del ICA, en el capítulo V de las normas generales y en el artículo 11° de la misma Resolución:

- a) Número de huevos del huésped por pulgada cuadrada.
- b) Número de huevos parasitados por pulgada cuadrada.
- c) Porcentaje de emergencia del adulto por pulgada cuadrada.
- d) Porcentaje de individuos atípicos.
- e) Relación Macho: Hembra

Para la obtención de las variables a cuantificar se utilizó un diseño completamente al azar con tres repeticiones por tratamiento. El material básico fue los huevos de *S. cerealella*, donados por Productos Biológicos Perkins Ltda.

Para el almacenamiento de los huevos de *S. cerealella* se utilizaron 72 frascos de vidrio, con capacidad de 180 ml cada uno, previamente desinfectados con agua, jabón, hipoclorito de sodio al 5% y puestos a hervir durante 15 minutos. En cada uno de ellos se colocaron los huevos de *S. cerealella*, a razón de 25 por frasco.

Se seleccionaron huevos frescos, previamente despojados de las impurezas y el polvo mediante un extractor de aire y el cernido por diferentes tamices. Los frascos con el material biológico se sellaron con tapones de caucho asegurados con pegante "Boxer" para evitar la entrada del aire o la humedad. Como tratamiento básico para los huevos se tuvo en cuenta la presión de vacío al empacar y el período de almacenamiento en nevera bajo refrigeración. Las presiones de vacío al empacar fueron 10, 5 y 0 PSI (libras/pulg²). Los periodos de almacenamiento fueron de 20, 30, 40, 50 y 60 días. El material se distribuyó en nueve frascos por cada período de almacenamiento. Para la identificación, a cada frasco, se le colocó una etiqueta con los siguientes datos: Presión de almacenamiento, fecha de almacenamiento, periodo de almacenamiento y fecha de retiro.

Para obtener las presiones de vacío al empacar se contó con una bomba de vacío, como la muestra la Figura 14. diseñada por Perkins Ltda. y provista de un vacuómetro para medir las presiones negativas y extraordinariamente pequeñas.

Para la obtención del vacío se procedió así:

(1). Se introdujo la aguja a través del tapón de caucho; esta unidad, frasco y tapón de caucho, se llevó a la cabeza de inyector.

(2). Se abrieron las llaves de paso y a la bomba se le suministró energía, la cual se utiliza en la succión del aire contenido en el frasco. Al succionar el aire se crea una presión de vacío, que es medida por el vacuómetro marca la presión de vacío deseada se cierran las llaves de paso, se interrumpe el suministro de energía y se retira el frasco de la bomba de vacío sin la aguja: el orificio que la aguja deja en el tapón se expande y no permite la entrada de aire, pero, para efecto de seguridad, se vierte sobre el tapón pegante "Boxer".

Para el almacenamiento de los huevos de *S. cerealella*, después de obtener la presión de vacío deseada., los nueve frascos por cada período de almacenamiento se colocaron en la parte media de la nevera, donde se logró una temperatura promedio de 7.15°C y una humedad relativa de 78,57%.

Al cumplir el período de almacenamiento, el material biológico se retiró de la nevera, pero antes de extraerlo de los frascos se verificó si estos aún conservaban la presión de vacío inicial.

Para cuantificar las variables se procedió de la siguiente manera:

Con el fin de probar el estado y la calidad como huésped de los huevos tratados, el material biológico se sometió a parasitación en una relación de 1:4 (una pulgada "Madre" por cuatro pulgadas "hijas"), igual al manejo que se le dá al material comercial. Veinticuatro horas antes de la emergencia del parasitoide, la cual ocurre 8 días después de la parasitación, se llevó el material a porrones de parasitación. Se sacaron dos muestras de cincuenta pulgadas cuadradas del material por cada tratamiento. Con una de las muestras se volvió a parasitar, para obtener así la segunda generación y probar el vigor del material y su capacidad parasítica; la segunda muestra se dejó hasta la emergencia y muerte de las avispietas para cuantificar las variables.

Para obtener el porcentaje de parasitación se tuvieron en cuenta los siguientes datos:

1. El número total de huevos parasitados eclosionados por pulgadas cuadradas, y
- 2) El número de huevos parasitados sin eclosionar por pulgada cuadrada.

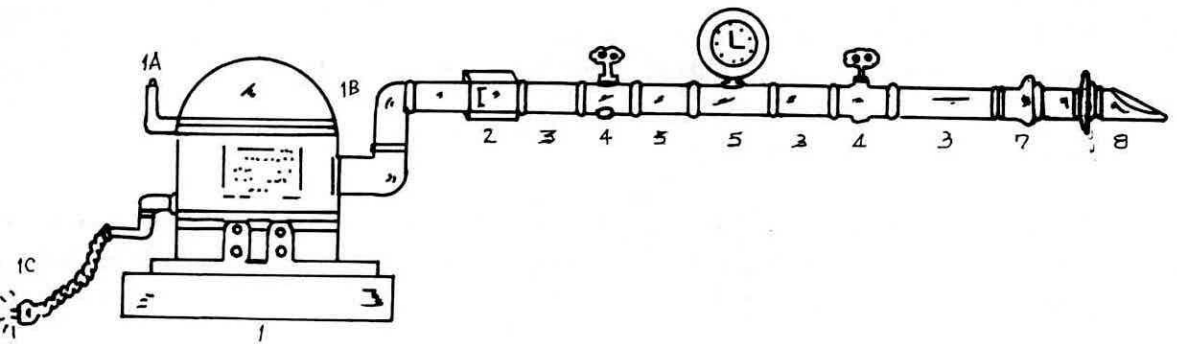


Figura 14. Gráfico representativo de la bomba de vacío y sus partes

- | | |
|---------------------------------------------|-----------------------|
| 1. Unidad sellada con una potencia de 1 HP. | 4. Llave de paso |
| 1A. Canal de salida del aire | 5. Unión T. |
| 1B. Canal de entrada del aire | 6. Vacuómetro |
| 1C. Entrada de energía | 7. Cabeza de inyector |
| 2. Unión | 8. Aguja |
| 3. Tubo de cobre de 1/16" | |

La suma de estos dos datos dan como resultado el número total de huevos parasitados por pulgadas cuadrada. Se tuvo en cuenta que huevos parasitados eclosionados son aquéllos que se caracterizan por una coloración grisácea y un orificio de salida del adulto; y que los huevos parasitados sin eclosionar son los que se caracterizan por una coloración negra y la no presencia del orificio de salida.

Número de huevos del huésped por pulgada cuadrada

Para determinar esta variable, la cuantificación se hace a través de una cartulina demarcada en una pulgada cuadrada dividida en 25 partes, tres de las cuales se perforan. El conteo de los huevos presentes se hace, con la ayuda del estereoscopio en dos de las perforaciones al azar por cada pulgada cuadrada, y se realizan diez lecturas por cada tratamiento. Cada conteo se multiplica por 25 para obtener el dato por pulgada cuadrada

Porcentaje de Emergencia

Para calcular el porcentaje de emergencia por pulgada cuadrada se tuvo en cuenta el número de huevos parasitados totales y el número de huevos parasitados emergidos:

Ecuación (1).

$$\% \text{ de emergencia} = \frac{\text{N}^\circ \text{ total de huevos parasitados emergidos/pulg}^2 \times 100}{\text{N}^\circ \text{ Total de huevos parasitados/pulg}^2}$$

Individuos Atípicos

Para determinar el porcentaje de individuos atípicos se consideró como tales a aquellos que se desvían de las características del fenotipo, así: adultos con alas atrofiadas o sin ellas, o con órganos externos deformados; adultos menores intersexuales o sea aquellos que presentan características externas comunes a ambos sexos.

Se observaron 100 individuos tomados al azar de los emergidos de 50 pulgadas cuadradas de *Trichogramma* spp por tratamiento, diferenciando los normales de los atípicos, y se usa la Ecuación (2).

$$\% \text{ de individuos atípicos} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de individuos atípicos} \times 100}{\text{N}^\circ \text{ de individuos totales observados}}$$

Relación Macho: Hembra

Para determinar la relación Macho: Hembra se hizo el conteo sobre 100 individuos por tratamiento tomados de 50 pulgadas cuadradas y se separaron los sexos, teniendo en cuenta que la hembra presenta antenas sin pelos o con pelos cortos en los flagelos y el macho tiene antenas con pelos largos en los flagelos.

Para todas las variables evaluadas se hicieron tres repeticiones por tratamiento, con 10 lecturas en cada repetición. Los datos obtenidos en las diferentes variables se sometieron a un análisis estadístico, utilizando la ecuación de regresión.

$$Y_i = A + Bt$$

con el fin de encontrar la recta de mejor ajuste y facilitar la interpretación gráfica.

Las conclusiones y recomendaciones de este trabajo son las siguientes:

- El uso de la presión de vacío al empacar es una buena práctica para conservar huevos de *S. cerealella* bajo refrigeración, ya que permite un mayor tiempo de almacenamiento.
- La emergencia del parasitoide *Trichogramma* spp., proveniente de huevos de *S. cerealella* almacenados y empacados bajo las presiones de vacío de 10 y 5 PSI, estuvo dentro de los parámetros de calidad exigidos por el ICA.
- El tratamiento de 10 PSI de presión de vacío al empacar y 35 días de almacenamiento incrementó en 57,14% los días de almacenamiento de los huevos de *Sitotroga*, comparado con el almacenamiento "Tradicional" de 15 días.
- Los huevos de *Sitotroga* almacenados durante 35 días a temperatura promedio de 7,15°C, humedad relativa promedio de 78,57% y empacados a 10 PSI de presión de vacío, se pueden utilizar con las mismas garantías de calidad del insumo que son las exigencias del ICA, que si se utilizaran huevos frescos.
- Los tratamientos considerados óptimos (24 días de almacenamiento sin vacío, 28 días para almacenamiento a 5 PSI y 35 días a 120 PSI), no afectan la calidad del insumo *Trichogramma* spp. resultante, tales como número de huevos parasitados, porcentaje de emergencia, relación macho: hembra y por

centaje de individuos atípicos, obtenido en la segunda generación.

- El 2% máximo de individuos atípicos, porcentaje aceptado por el ICA no fue sobrepasado en ninguno de los tratamientos considerados como óptimos.

- Este medio facilita regular la producción de *Trichogramma* spp. en épocas de escasez de huevo de *S. cerealella*.

- Se recomienda realizar de conservación de huevos de *S. cerealella* al vacío, sometiéndolos inicialmente a almacenamiento en congelación durante 24 horas, con el objeto de eliminar los embriones y posiblemente aumentar el período de almacenamiento.

- Se recomienda realizar ensayos de almacenamiento al vacío en diferentes tipos de empaque, tales como bolsas de suero, empaques de aluminio, lata o vidrio.

- Se recomienda ensayar otros tipos de bombas de vacío y otras presiones al empacar.

Hassan, (1993), en comunicación personal afirma que los huevos de *Sitotroga cerealella*, pueden ser almacenados en frío a temperaturas de 2-3°C, durante un período de 30 días sin perder la susceptibilidad a ser parasitados por *Trichogramma*.

MULTIPLICACION DEL PARASITOIDE

ENGOMADO: En nuestro medio, los huevos de *Sitotroga* son adheridos a una cartulina, generalmente de 10 x 5 pulg², para luego ser llevada a las cámaras de parasitación.

Amaya (1977 b), indica que la cartulina más aconsejable para la producción y venta de *Trichogramma* es la de textura absorbente, que en el comercio se consigue de color negro siendo la mejor la importada de Alemania. No obstante que algunos experimentos indican que los colores más atractivos para *Trichogramma* son, el amarillo claro y el rojo oscuro, estos colores no vienen en cartulinas con textura muy absorbente, lo cual dificulta la adherencia correcta de los huevos.

Por ello se ha generalizado el uso de la cartulina negra, ya que la menor

atracción es compensada con el mayor número de huevos retenidos.

Los huevos de *Sitotroga*, son adheridos a la cartulina con goma arábica, la cual se prepara en una proporción de 1 parte de goma arábica triturada o molida y 3.5 partes de agua. El agua, previamente se hierva y luego a baja temperatura o baño maría se va adicionando la goma poco a poco, revolviendo constantemente para evitar grumos y pegado de la goma a las paredes de la vasija. Luego se deja enfriar para utilizarla o conservarla en la nevera.

Por medio de una esponja o una brocha fina, la goma se esparce en la cartulina para luego, con la ayuda de un cernidor, distribuir los huevos sobre ella. Luego la cartulina se sacude para eliminar los huevos sobrantes y se lleva a un lugar para que seque y el pegado de los huevos sea completo.

Al cabo de 10-15 minutos, ya secas las cartulinas, se hayan listas para someterlas a la parasitación por *Trichogramma*.

CAMARAS DE PARASITACION: Como cámaras de parasitación, en nuestro medio se utilizan frascos "dulceros" de vidrio de 1 galón de capacidad y boca relativamente ancha. También se pueden construir las cámaras de madera y vidrio con dimensiones variables (Fig. 15).

Previamente al engomado, o pegada de los huevos en cartulinas, en las cámaras de parasitación se introducen 50-100 p² de huevos ya parasitados por *Trichogramma*. Luego de la emergencia de los adultos, se introducen a su vez 200-400 p² de huevos de *Sitotroga* no parasitados, para lograr la multiplicación, en este caso 1 x 4 que es la relación más utilizada en nuestro medio. Sin embargo; Amaya (1986), ensayó varias relaciones, alcanzando 1 x 12 con resultados satisfactorios, de 85-92% de huevos parasitados.

En países como Francia, Alemania y otros han alcanzado relaciones de 1 x 16. Para ello es necesario "acostumbrar" el *Trichogramma* a ovipositar el mayor número de huevos en el menor tiempo posible y renovar el pie de cría o cepas periódicamente.

Dentro de la cámara de parasitación las cartulinas con huevos de *Sitotroga*, deben permanecer dos o tres días. El *Trichogramma* puede parasitar en laboratorio con luz natural, artificial, en la penumbra o en la oscuridad. En nuestro país las cámaras de parasitación son colocadas en la oscuridad con el fin de lograr una parasitación uniforme de los huevos de *Sitotroga*.

Cuando se utiliza una fuente de luz, es necesario estar acondicionando la

Cuando se utiliza una fuente de luz, es necesario estar acondicionando la cámara periódicamente para lograr una parasitación uniforme, ya que el *Trichogramma* tiene un fototropismo positivo muy marcado y tienden a concentrarse, lógicamente, hacia donde está la mayor intensidad de fuente de luz.

La actividad parasítica del *Trichogramma* es mayor a temperaturas entre 27-29°C. A temperaturas muy bajas la actividad del *Trichogramma* es deficiente o casi nula y a temperaturas muy altas muere rápidamente, sin alcanzar una oviposición completa.

La creencia de algunos que al *Trichogramma* no parasita de noche es errada. Siempre y cuando la temperatura sea mayor de 19°C, la hembra del parasitoide es capaz de parasitar las 24 horas del día.

Es aconsejable suministrar a los adultos de *Trichogramma* alimento como agua miel (10:1). Con ello se logra prolongar la longevidad del adulto y como consecuencia de ello se obtiene un mayor número de huevos ovipositados. Igualmente es conveniente mantener una H.R. alrededor del 80% en las cámaras.

Algunas especies son muy exigentes con la humedad relativa, tales como el *T. atopovirillia* y *T. caiaposi*, los llamados *Trichogrammas* negros, que requieren una H.R. mayor del 90% con el fin de obtener una buena parasitación en laboratorio.

No obstante que comunmente en nuestro medio el tiempo de parasitación se estima en tres y cuatro días, el *Trichogramma*, especialmente el *T. pretiosum* es capaz de parasitar en doce horas el 85-90% de los huevos expuestos, con una relación de 1:4 (madre, hijas) con individuos descendientes de una parasitación de doce a 24 horas como máximo, utilizando huevos de *Sitotroga* recién ovipositados y el suministro de agua miel y una buena humedad relativa; es posible obtener aceptables parasitaciones en una relación de 1:8 e inclusive, en nuestro laboratorio se ha logrado con una relación 1:12 parasitismos del 89%, cuando la cepa ha sido renovada y pertenece a una generación no mayor a 15.

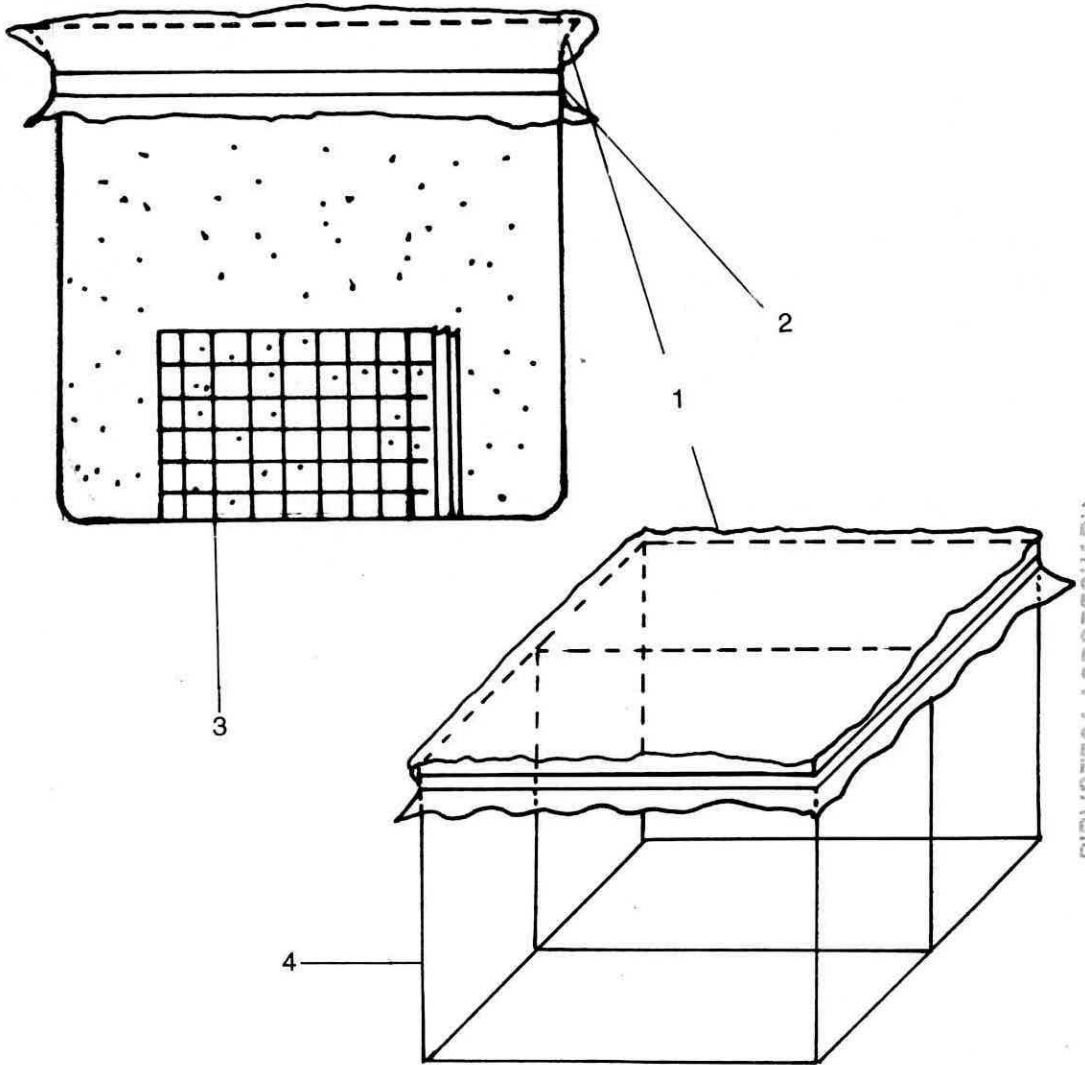


Figura 15. Cámara de Parasitación

- | | |
|--------------------|---------------------|
| 1. Tapa de Tela, | 2. Banda elástica. |
| 3. Frasco dulcero, | 4. Cámara de vidrio |

Transcurrido el tiempo de parasitación; tres días las cartulinas se colocan en un sitio, denominado "deslarvadero," (fig. 16) para permitir que las larvas de *Sitotroga*, de los huevos que no fueron parasitados, emerjan, y solo queden en la cartulina huevos con *Trichogramma* en su interior. Este proceso dura aproximadamente 2 a 3 días.

Se aconseja que en este sitio, en lo posible, también se mantenga una humedad relativa alta, lo cual se puede lograr colocando una bandeja con agua debajo de las cartulinas, que a su vez sirve para recibir las larvas de *Sitotroga* y eliminarlas por ahogamiento.

Al cabo de este tiempo, las cartulinas con *Trichogramma* están listas para su distribución o para llevarlas a su conservación en frío.

En la nevera, es conveniente cubrir las cartulinas con tela plástica, para evitar que se mojen las mismas en caso de descongelamiento.

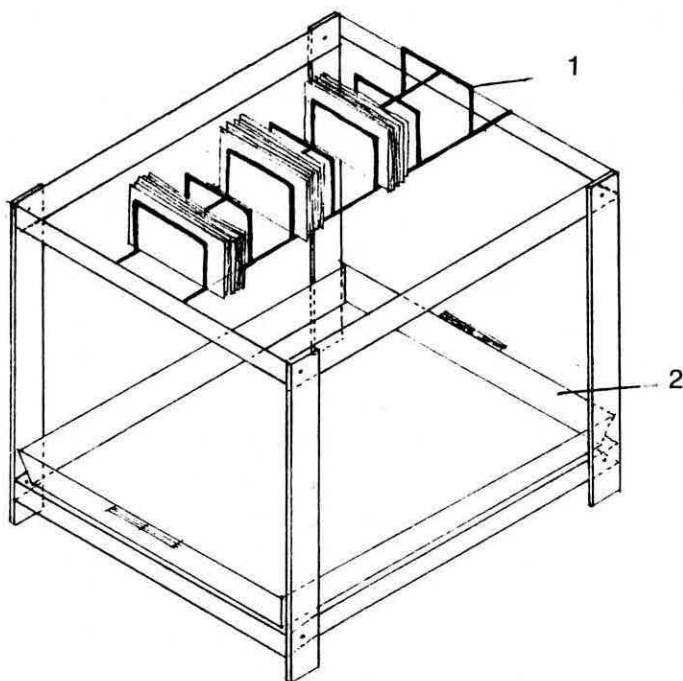


Figura 16. Deslarvadero
1. Soporte de Cartones
2. Bandeja con agua

CONSERVACION EN FRIO DEL TRICHOGRAMMA

Amaya (1977), realizó un estudio sobre este tema para determinar hasta cuanto tiempo podría permanecer el *Trichogramma* sp en nevera a una temperatura de 10-12°C, a la cual la mayoría de los productores viene almacenando el parasitoide, sin alterar el porcentaje de emergencia y la relación de machos y hembras. Además se realizaron observaciones sobre porcentaje de parasitismo y el mayor estado de desarrollo del parásito para su conservación a bajas temperaturas.

Se utilizó un sólo rango de temperatura; 10-12°C, y como variables se utilizaron los días de parasitación y el tiempo de conservación.

En cámaras de parasitación se introdujeron 18 pulgadas cuadradas de huevos de *Sitotroga* sp. previamente parasitadas por *T. pretiosum*. Cuando había ocurrido aproximadamente el 80% de emergencia de adultos de *Trichogramma* se introdujeron 72 pulgadas de huevos frescos de *Sitotroga*, es decir, en relación de 1 a 4 .

A partir de las 48 horas se retiraron seis pulgadas cuadradas cada 24 horas hasta los 7 días y se colocaron en nevera a temperaturas de 10 a 12°C.

A los 15, 20, 25, 30, 35 y 42 días de permanecer en nevera se llevaron al laboratorio a condiciones promedias de 29°C. de temperatura y 70 HR. Se observó posteriormente el % de parasitación, porcentaje de emergencia y relación de machos y hembras. Además se anotó el tiempo de emergencia, después de retirados de la nevera y la longevidad de los adultos.

Se realizaron 4 replicaciones por tratamiento.

Como se observa en la Tabla, el *Trichogramma* conservado entre 10 a 12°C, durante los primeros 20 días, dió un porcentaje de emergencia y una relación de machos y hembras aceptables.

A los 23 días, dentro de la nevera, comenzaron a eclosionar los huevos con 4 o más días de parasitación. Solo permanecieron en la nevera, en estado latente los huevos con 2 y 3 días de parasitación. En estos últimos estados el *Trichogramma* permaneció hasta los 35 días sin que la emergencia se afectara demasiado, pero en estos estados el porcentaje de parasitismo es bajo y la proporción de hembras comienza a descender. A los 42 días, tanto la emergencia, como el porcentaje de hembras disminuyen notoriamente, además se observó una menor actividad de los adultos y en algunos ejemplares

las alas fueron poco desarrolladas o no las poseían.

También se observó que en todos los casos la emergencia del *Trichogramma*, después de retirados de la nevera, ocurrió entre los 2 y 4 días. En cuanto a la longevidad, se observa que el *Trichogramma* conservado hasta por 30 días, vive entre 5 y 8 días. A los 35 y 42 días la longevidad se acorta aproximadamente a la mitad del tiempo.

Como conclusiones de este trabajo se obtuvo lo siguiente:

1. Los huevos de *Sitotroga* con 4 o más días de parasitados por *T. pretiosum* y a temperaturas de 10 a 12°C., solo pudieron conservarse por un período de 23 días.
2. De los huevos con 2 y 3 días de parasitación y conservados por 30 días, se obtuvo un porcentaje de emergencia y hembras aceptables; conservados por más de 35 días, la calidad del *Trichogramma* se deteriora considerablemente.
3. Los días de conservación en nevera no alteran mayormente el tiempo de emergencia de los adultos de *Trichogramma*.
4. La longevidad de los adultos de *Trichogramma* se acorta después de 35 día de conservación en frío.
5. Se recomienda realizar nuevos estudios con temperaturas más bajas, con el fin de saber si es posible conservar los huevos con 4 o más días de parasitación, por un tiempo más largo sin afectar su desarrollo.
6. Hasta tanto no se realicen otros estudios, se recomienda no utilizar *Trichogramma* con más de 26 días de conservación en frío, días contados a partir de la fecha de parasitación.

El mismo autor en 1986, repitió este experimento utilizando un rango de temperatura menor; 8-10°C, con resultados muy similares al ensayo anterior y a los realizados por Castro y Ordoñez (1989).

PLAGAS DE LA CRÍA MASIVA

NOMBRE CIENTIFICO: *Pyemotes ventricosus* (Newport) (Acarina: Pyemotidae).

SINONIMOS: *Heteropus ventricosus* Newport
Pediculoides ventricosus (Newport)

HUESPEDES: Estados inmaduros de Homoptera, Diptera, Hymenoptera y Coleoptera, larvas pupas y adultos de Lepidóptera. También hace parte de la fauna arthropoda de granos almacenados. Ciertos miembros del género *Pyemotes* son parásitos de *Tribolium* sp. y otros coleópteros graminívoros.

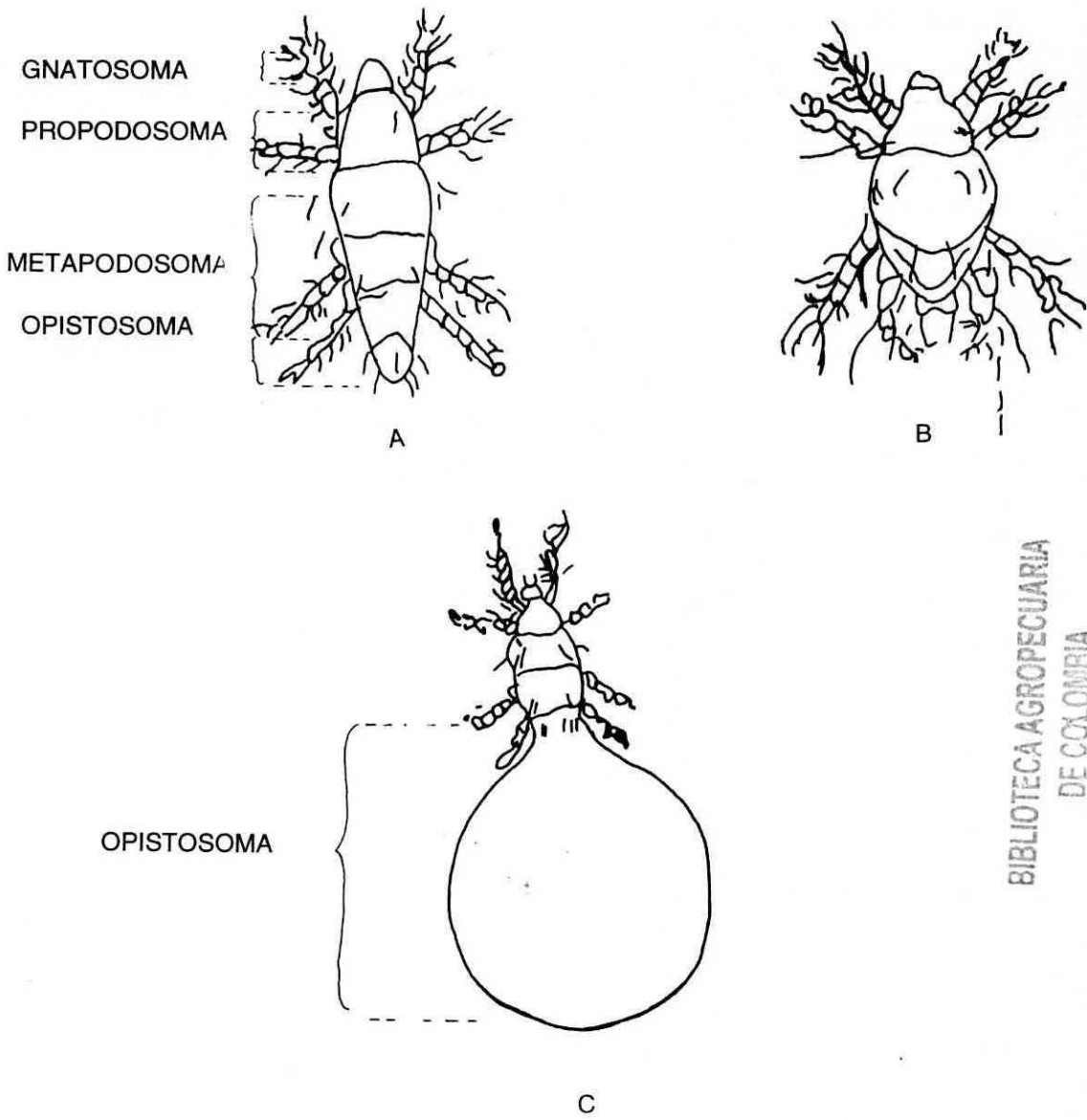
DISTRIBUCION: Se considera un arthropodo cosmopolita. En Colombia se ha registrado en todas las crías masivas de *Trichogramma* spp. establecidas en el país.

IMPORTANCIA ECONOMICA: En ciertos aspectos éste ácaro, puede considerarse benéfico, cuando ataca insectos calificados como plagas. Sin embargo, en la cría masiva de *Trichogramma* spp. es considerado como enemigo número uno, no solo en la producción de huevos de *Sitotroga*, sino también del hombre, ya que puede atacarlo produciendo dermatitis en los operarios que manipulan material infestado. En nuestro medio, varios laboratorios de cría masiva de *Trichogramma* se han visto seriamente afectados por éste ácaro, hasta el punto de que algunos de ellos han tenido que ser cerrados ante la imposibilidad de controlarlos, ocasionando pérdidas de varios millones de pesos.

DESCRIPCION DEL ACARO:

Hembra: El gnathosoma es redondeado, el quilicero en forma de estilete y los segmentos de los pedipalpos son indistinguibles. (Figura 17 A.).

El idiosoma de la hembra joven es oval de color gris o amarillento y aplanado provisto de setas suaves y finas. En el propodosoma tiene la hembra adulta los extremos laterales casi rectos y un par de protuberancias dorsales. El hysterosoma es dos veces más largo que el propodosoma y está dividido en cinco segmentos; dorsalmente, el primer segmento tiene, dos pares de setas, el segundo, un par, el tercero, dos pares y en el extremo posterior dos pares de longitud es igual. La abertura genital está en la parte terminal del cuerpo. La longitud de la hembra adulta no preñada es de aproximadamente 223 micras. El diámetro de la hembra preñada puede alcanzar hasta 2 mm.



BIBLIOTECA AGROPECUARIA
 DE COLOMBIA

Figura 17. *Pyemotes ventricosus*: A, Hembra; B, Macho; C, Hembra grávida o fisogástrica.

(Figura 17 C.).

Las patas tienen cinco segmentos. El primer par funciona como antenas y las restantes son utilizadas para caminar.

Macho : es más pequeño que la hembra, aproximadamente de 160 micras de longitud. (Figura 17B.).

El idiosoma se ensancha entre el segundo y tercer par de patas. El propodosoma es de forma casi triangular y el hysterosoma es segmentado. Las partes del aparato bucal y los tres primeros pares de patas son similares a los de la hembra, pero el cuarto par de patas tiene el fémur doblado y elongado, el tarso es corto y termina en una uña macisa.

BIOLOGIA Y HABITOS: Las hembras de *P. ventricosus* son ectoparásitas. Se reproduce sexualmente o por partenogénesis, en este último la descendencia es de solo machos. El huevo dentro de la hembra se desarrolla hasta alcanzar su maduración. La hembra joven próxima a nacer se mueve hacia la abertura genital y emerge (reproducción ovovivípara). El macho que permanece vagando sobre el distendido apistosoma de la hembra ayuda a emerger a las hembras e inicia inmediatamente la cópula.

Una hembra puede producir de 200 a 300 adultos.

Otros ácaros comunes en las crías masivas de *Trichogramma* en nuestro país son: *Melichares tarsalis* (Berlesi) (Acari-ascidae), *Cheyletus malaccensis* Oud. (Acari-Cheyletidae) y *Tyrophagus* sp. (Acaris-acaridae) que pueden afectar en una u otra forma la producción de huevos de *Sitotroga*, pero no con la importancia del *Pyemotes*. Además, se pueden observar algunos Psócidos de menor importancia.

CONTROL: Los huevos de *Sitotroga* son un buen agente de dispersión, por lo tanto debe ser seleccionado cuidadosamente cuando se va a iniciar una cría. Es necesario la completa asepsia de las salas de cría, la cual debe ser aseada diariamente con ACPM. Mensualmente o al término de un ciclo debe asperjarse la sala con un acaricida de comprobada eficacia.

Según Taylor, 1.937. los principales agentes de dispersión de los ácaros son los pájaros. En nuestro medio se ha mencionado como otros posibles vectores, las ratas, perros, gatos y el hombre mismo.

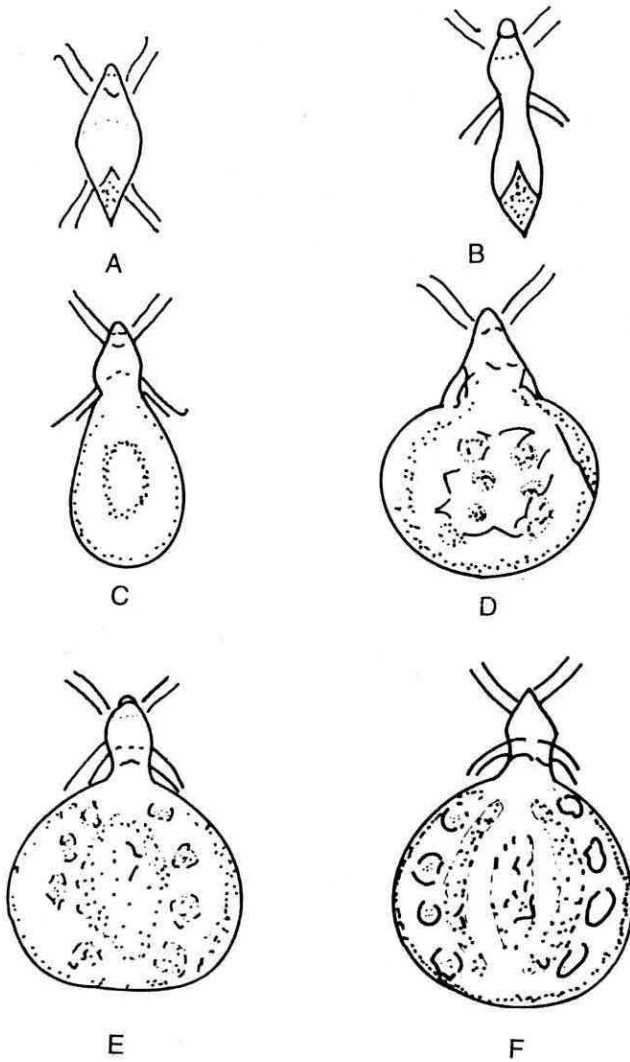


Figura 18. Proceso de distensión típico de una hembra de *P. ventricosus*: A) antes de alimentarse. B) distendido 1/8; en las primaveras 12 horas. C) Distendido 1/4; segundo día después de adherirse. D) Distendido 3/4; sexto días después de adherirse. E) Totalmente distendido; séptimo día. F) Totalmente distendido, vista ventral.

NOMBRE CIENTIFICO: *Sithophilus* spp. (Coleoptera: Curculionidae).

NOMBRES COMUNES: Gorgojo de arroz, Gorgojo de los granos.

DAÑO E IMPORTANCIA ECONOMICA: El gorgojo de arroz, *Sithophilus oryzae* (L.) y su congénere el *S. granarius* (L.) constituyen una de las plagas almacenados de mayor importancia en el país. Los adultos se alimentan de granos enteros o de harina, pero las larvas se desarrollan solamente dentro de los granos o pedazos de granos lo suficientemente grandes para poder crecer en ellos, no se desarrollan en harinas, a menos que estén apelmazadas. En Colombia estos insectos causan pérdidas cuantiosas, ya por el deterioro directo de los granos almacenados o por el mal aspecto y olor que le imparten, volviéndolos inaceptables para el consumo y para la exportación.

DISTRIBUCION: Todas las regiones donde se comercia con el producto de estos cultivos.

HUESPEDES: Sorgo, maíz, arroz, trigo, cebada, avena y otros productos almacenados.

CICLO DE VIDA, HABITOS Y DESCRIPCION:

Huevo : Es ovipositado en forma individual dentro de los granos, en el campo o en el lugar de almacenamiento. El huevo es alargado de 0.07 cm. de largo y 0.03 de ancho; dependiendo de la temperatura y la humedad eclosiona entre los 4 y 9 días de ovipositado.

Larva : Tiene cuerpo color blanco, cabeza parda mandíbulas fuertes. La larva se alimenta consumiendo todo el interior del grano a excepción del embrión. El periodo larval tiene una duración de 15 a 20 días.

Pupa : La pupa se halla localizada dentro del grano y en ese estado permanece de 3 a 6 días.

Adulto : Es un gorgojo de aproximadamente 0.4 cms. de longitud, de color pardo o negro. La cabeza se prolonga en un pico. La hembra para ovipositar hace un hueco en la semilla, deposita el huevo y luego tapa la perforación con una sustancia gelatinosa. Los adultos del *S. granarius* y el *S. oryzae* se diferencian por las siguientes características:

1. El *S. granarius* presenta en la superficie dorsal del protórax pequeños puntos oblongos. En el *S. oryzae* estos puntos son redondos.
2. El *S. oryzae* presenta una mancha de tonalidad clara en la base y en el extremo de los élitros.
3. *S. oryzae* posee alas membranosas funcionales. En el *S. granarius* son vestigiales, por lo cual el insecto no puede volar.
4. El *S. granarius* es el de mayor tamaño que el *S. oryzae*.

Los adultos del *Stopohilus* spp. tiene una duración aproximada de 4 a 6 semanas. (Figura 19.).

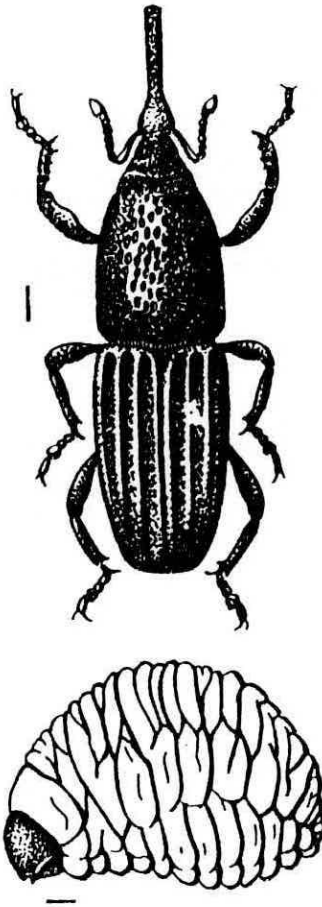


Figura 19. Adulto y larva de *Sitophilus granarius* (L.)

NOMBRE CIENTIFICO: *Tribolium castaneum* (Herbst)
(Coleoptera: Tenebrionidae)

NOMBRE COMUN: Gorgojo castaño de los granos.

DAÑO E IMPORTANCIA ECONOMICA: Ataca directamente el grano de trigo y su daño puede alcanzar hasta el 70% de los granos de no controlarse oportunamente.

CICLO DE VIDA Y HABITOS:

Huevo : Es de color blanquísimo casi transparente; el corión es flexible y pegajoso, por lo que se le adhieren pequeñas partículas que dificultan su distinción entre la harina. Pueden encontrarse sueltos o adheridos.

Larva : De color blancuzco con la cápsula cefálica, punta de las garras y terno amarillos; mandíbulas oscuras.

Cuerpo elongado y cilíndrico, casi ocho veces tan largo como ancho. El noveno segmento es bicórnulo y sirve para identificar éste género. Los instares larvales pueden variar entre 4 y 11, dependiendo de la temperatura, la humedad relativa y el tipo de alimentación.

Totalmente desrollan a la larva busca un lugar protegido para empupar.

Pupa : Blanca, desnuda, que se torna de color amarillento, la cual va oscureciendo al avanzar su desarrollo. La pupa del macho tiene un segmento genital en forma de disco, mientras que la hembra posee dos apéndices cónicos.

Adulto : Es un cucarroncito de color café castaño, con alas funcionales pero de vuelo corto. Es activo y muy rápido al caminar. La hembra puede vivir en promedio 230 días, el macho 550 días. (Figura 20).

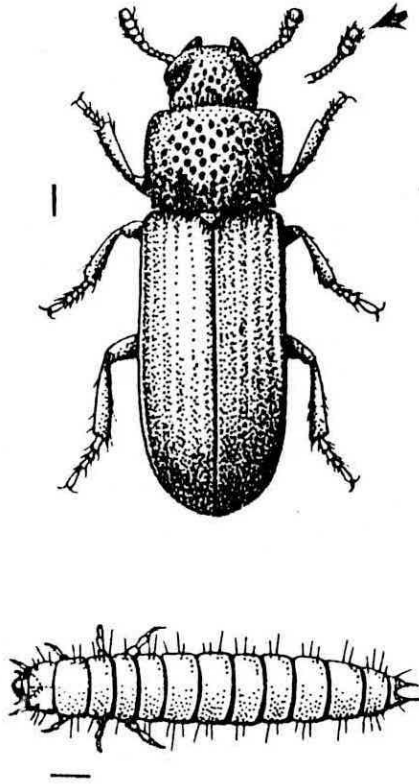


Figura 20. Adulto y larva de *Tribolium castaneum* (Herbst)

NOMBRE CIENTIFICO: *Xylocoris* sp.
(Hemiptera: Anthocoridae)

NOMBRE COMUN: Chinche " orius ".

DAÑO E IMPORTANCIA ECONOMICA: Confundido generalmente con el chinche "*Orius* sp." el *Xylocoris* en condiciones naturales es un insecto benéfico, predator de especies plagas como *Heliothis zea*. En la cría masiva de *Sitotroga cerealella*, es considerado una plaga, ya que tanto las ninfas como los adultos atacan las larvas, pupas e inclusive el mismo adulto del *Sitotroga*. En México se han registrado pérdidas hasta del 80% en las crías masivas de este insecto, básico para la multiplicación de *Trichogramma*.

CICLO DE VIDA Y HABITOS:

Huevo: Es de forma ovoide, de color blanco brillante y ligeramente estriado.

La hembra oviposita de 8 a 15 huevecillos en un solo día. Son muy pequeños y de corion relativamente resistente, el periodo de incubación es de 3-4 días en condiciones climáticas favorables.

Las posturas son colocada sobre el trigo en la bandeja y preferentemente en los residuos de la polilla.

Ninfa: Son de color amarillo traslúcido, cambiando paulatinamente a café amarillento, es de gran movilidad, cuando se le molesta despide un olor característico. Pasan en su desarrollo por cinco mudas, siendo la primera a los siete días, la segunda a los nueve, latercera a los 11, la cuarta a los 14 y la quinta a los 18 días.

Después de la última muda y dentro de las 24 horas siguientes se lleva a cabo el apareamiento.

Adulto: Es de forma oval, agudizándose hacia la parte posterior, cuerpo aplanado de color café amarillento o café oscuro. mide de 1.5 a 1.8 mm. Presentan dimorfismo sexual, siendo la hembra un poco más grande que el macho, estos poseen alas que exceden longitudinalmente el abdomen. De reducida capacidad de vuelo, lo cual compensan con la rapidez de su desplazamiento. Antenas de 4 segmentos, tan largas como la proboscide de 3 segmentos.

El insecto se localiza sobre los granos de trigo, detectan el orificio de salida de

la palomilla que está cubierta por una delgada membrana e introduce su pico y succiona los jugos del *Sitotroga*. También causa molestias a humanos, pues al picar provoca dolor y seguidamente se forma una roncha en el área picada. (Figura 21.).

Otro insecto que puede presentarse en la cría de *Sitotroga* es el *Habrocytus* sp. (Himenóptera: Pteromalidae), parásito de las larvas, que puede incidir drásticamente en la producción. Es una avispa de alas transparentes y cuerpo de color verde-azul metálico. Los adultos son fácilmente detectables por su movimiento ágil, en los porrones o cámaras de recolección. (Figura 22)

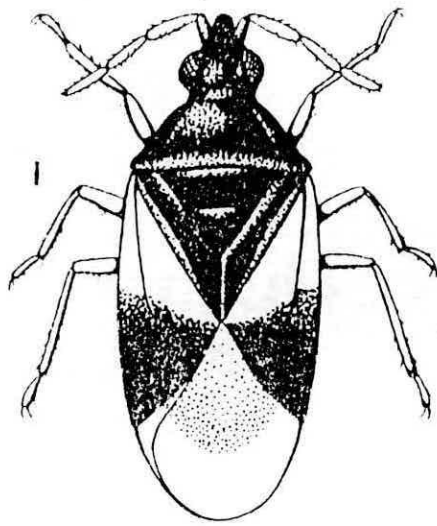


Figura 21. Adulto de *Xilocoris* sp. (Hemiptera: Anthocoridae)

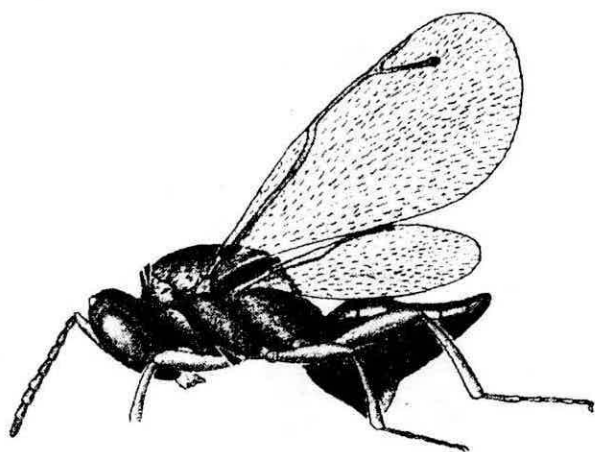


Figura 22. Adulto de *Habrocytus* sp. (Hymenóptera: Pteromalidae)

UTILIZACION DEL TRICHOGRAMMA

Como se dice antes, fué Flanders en 1926, quien abrió el camino de la multiplicación masiva de *Trichogramma*, idea que fue retomada en 1931 por Meir, quien estableció la primera "fábrica" biológica de un oofago en Leningrado.

Esta técnica se dispersó rápidamente a muchos países. En 1933, se estableció la primera cría a gran escala en Perú. En Colombia su establecimiento definitivo se logró a partir de 1972-73, con el impulso de los Programas de control de plagas, ICA-FEDERALGODON y la explotación de la cría masiva del parásito a nivel particular.

El manejo y utilización del parasitoide *Trichogramma* spp. en Colombia se ha llevado a cabo, con base en las investigaciones realizadas en el país, especialmente en el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Universidades, Federación Nacional de Algodoneros, Ingenios Azucareros y en especial por algunos productores particulares del parasitoide.

El Valle del Cauca, es hoy día un ejemplo no solo para Colombia sino para el mundo agrícola, de las bondades del control biológico, enmarcado dentro de un manejo integrado de plagas.

García (1992). Entomóloga del I.C.A. organismo de investigación oficial de nuestro país, presenta en el II Simposio Nacional sobre: Control Biológico en Colombia, un resumen de los logros obtenidos en ésta zona del país., que por lo interesante y completo, me permito transcribir a continuación. En esta presentación se muestran los resultados obtenidos en los cultivos de algodón, soya, tomate y yuca. Este último cultivo se ha complementado con los estudios realizados por el CIAT, organismo que ha dedicado la mayor parte de sus esfuerzos al control biológico de las plagas.

CULTIVO DEL ALGODONERO

El cambio de criterio sobre niveles de daño económico en plagas que atacan el algodón, especialmente en las etapas de prefloración y floración, ha contribuido exitosamente para el manejo integrado de los afidos, el *Heliothis* y el *Alabama* en la zona algodонера del Valle del Cauca y en otras zonas del país donde se hace adopción de la tecnología generada. La no aplicación de insecticidas en época temprana del cultivo, favorece la llegada y multiplicación de agentes de control natural como parasitoides, depredadores y entomopatógenos, los cuales unidos al efecto de un control biológico inducido, mediante liberaciones periódicas del parasitoide de huevos *Trichogramma pretiosum* Riley, logran regular las poblaciones de especies dañinas, necesariamente a este control biológico deben unirse a medidas de carácter cultural que garanticen un mantenimiento óptimo del cultivo, especialmente relacionadas con uniformidad de fechas de siembra, humedad al suelo, manejo de malezas, abonamiento, inspecciones permanentes para evaluar las poblaciones plagas y presencia y acción de agentes de control biológico, y finalmente, la destrucción de socas o residuos de cosecha y un periodo libre de cultivo o veda.

El control biológico ha sido el mayor responsable del descenso poblacional de *Heliothis* y de otras plagas del algodón. La exitosa regulación biológica de *Trichogramma* spp. sobre *Heliothis* desplazó su control químico en el Valle del Cauca, reduciendo en más de un 90% el número de aplicaciones en algodón y en consecuencia, los costos de producción.

El descenso gradual del número de aspersiones de insecticidas en cultivos del Valle del Cauca, ha favorecido equilibrios biológicos en el agroecosistema, observándose cada vez mayor abundancia de agentes de control biológico que a su vez demuestran una actividad más eficiente en la reducción poblacional de plagas, no solo en algodón, sino también en los demás cultivos de la región incorporados a programas de Manejo integrado de Plagas.

En algodón, los Afidos (*Aphis gossypii* Glover) aunque se presentan durante la primera etapa del cultivo con infestaciones moderadas a altas, tienen en sus enemigos naturales los mejores reguladores de sus poblaciones. Los depredadores *Hippodamia convergens* Guerin-Ménéville, *Cycloneda sanguinea* L., *Scymnus* sp., *Orius insidiosus*, Syrphidae y otros más ayudados del parasitoide *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson), hacen parte de la abundante y variada fauna benéfica natural que llega al cultivo atraída por los afidos. Si esta situación se complementa con buena humedad al suelo por acción de la lluvia o suministro del riego, se garantiza un manejo biológico y cultural efectivo que

reduce notablemente estos chupadores a niveles que no causen daño económico.

La multiplicación y conservación de especies benéficas nativas atraídas por los Afidos, complementada con liberaciones de *Trichogramma pretiosum* que se inician después los primeros huevos de *Heliothis* continuadas con una frecuencia semanal de 40 a 50 pulgadas por hectárea, son suficientes para frenar la infestación de *heliothis*, evitando el nacimiento de larvas y por ende el daño a las estructuras reproductivas de las plantas.

El descenso drástico en las poblaciones de *Heliothis* en algodonero y otros cultivos hospedantes del insecto durante los últimos años, obedece principalmente a la acción reguladora de *Trichogramma* cuyo efecto se extiende hacia otras plagas del cultivo como *Alabama argillacea* (Hubner), *Sacadodes pyralis* Dyar, *Trichoplusia ni* (*Pseudoplusia includens* (Walker) y *Estigmene acrea* (Drury).

La estrategia de dejar establecer la fauna benéfica natural que llega en la primera etapa del algodón, permitiendo su multiplicación y reforzándola con liberaciones de *Trichogramma* e instalación de nidos de *Polistes* sp., ha facilitado el manejo de *Alabama argillacea*, defoliador que si se presenta, lo hace después de los 90 días de edad de las plantas, en poblaciones subeconómicas, fácilmente reguladas por agentes biológicos. El *Bacillus thuringiensis* (800 1.000 gr/ha), es una alternativa microbiológica que puede ser utilizada cuando ocurran ataques generalizados de *Alabama* y la defoliación y supere un 30%. La recolección manual de larvas y pupas de *Alabama* cuando ésta se localiza en focos, es otra medida que se recomienda para el manejo de la plaga.

El manejo de *Pectinophora gossypiella* (Saunders), *Sacadodes pyralis*, Dyar y *Anthonomus grandis*, Boherman debe partir de medidas culturales y legales principalmente relacionadas con siembras uniformes en el menor tiempo posible, destrucción de socas y tiempo suficiente de veda que asegure romper ciclos biológicos de estos bellotereros.

Actualmente se realizan esfuerzos para conservar los equilibrios biológicos de plagas como *Heliothis*, *Alabama* y Afidos y se investiga en busca de más alternativas biológicas y microbiológicas, que unidas a las culturales y el empleo de feromonas, ayuden a estructurar el manejo de *Anthonomus*, *Pectinophora* y *Sacadodes* cuya dependencia al control químico ha interferido en la conformación de un programa nacional de Manejo integrado de Plagas en algodonero (García, 1992; Amaya, 1992).

CULTIVO DEL TOMATE

La especie *Scrobipalpula absoluta* (Meyrick) (Lepidóptera: Gelechiidae) es denominada comúnmente "Cogollero de tomate" y considerada el principal problema entomológico de esta hortaliza en Colombia, especialmente en las regiones de clima cálido.

En el Valle del Cauca amenazó seriamente la industria tomatera durante los años 1970 - 1974) dadas sus altas poblaciones y severidad del año causado, el cual se iniciaba desde el semillero y continuaba durante todo el desarrollo de las plantas, atacando su follaje, flores, ramas y frutos, Las plantas infestadas tenían apariencia de quemazón como consecuencia de la minas perforaciones causadas por las larvas como también por la toxicidad provocada por el alto volúmen de insecticidas que se asperjaban con una frecuencia casi diaria.

A pesar de que algunos agricultores continúan realizando inversiones muy altas en el control químico de *Scrobipalpula absoluta* muchas de estas aplicaciones son innecesarias dado el alto control biológico que la plaga presenta en todas las áreas tomateras, control biológico que ha sido el mayor responsable de la reducción drástica de las poblaciones del insecto.

CONTROL BIOLÓGICO Y MICROBIOLÓGICO

Trabajo continuados desde el año de 1974 por el ICA, sobre el reconocimiento y evaluación del control biológico, han demostrado que tres especies de himenópteros, el *Apanteles gelechiidivoris* Marsh, parasitoide de larvas *Trichogramma pretiosum* Riley y *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner, parasitoides de huevos, vienen ejerciendo un magnífico control biológico de *Scrobipalpula* logrando reducir eliminar el uso de insecticidas en cultivos de tomate, en los cuales se han llevado a cabo programas de liberación de *Trichogramma* y/o aprovechando las poblaciones naturales de *Apanteles*.

El control biológico de *Scrobipalpula* es un hecho comprobado experimentalmente que se halla en etapa divulgativa y de transferencia al agricultor tomatero bajo programas de ajuste de tecnología realizados por el ICA en fincas de agricultores. La investigación participativa, realizando pruebas demostrativas en fincas de agricultores para entregar la tecnología, viene cambiando un sistema tradicional de aplicaciones de insecticidas por un manejo racional, económico, seguro y permanente de las plagas del cultivo, en especial del "cogollero del tomate", donde el control biológico natural e inducido, es el avance más significativo entre los limitantes fitosanitarios del

cultivo. A este control biológico se adiciona la ayuda que dan otros controles como el microbiológico, empleando *Bacillus thuringiensis*; controles culturales y muchas otras medidas de protección que aseguran un desarrollo de plantas sanas y vigorosas.

Para mantener y ampliar la tecnología encontrada en el manejo de las plagas del tomate y muy especialmente para el manejo de *Scrobipalpula* es importante atender y seguir las siguientes recomendaciones:

- Hacer un seguimiento permanente de la situación de campo, realizando inspecciones de plagas y simultáneamente evaluando la acción del control biológico.
- Para mantener un registro de la plaga debe revisarse la parte superior de muchas plantas (50 o más por hectárea), contabilizar el número de huevos y larvas de *Scrobipalpula*.
- En cada visita (dos veces por semana) debe evaluarse el avance del daño fresco.
- Después de contabilizar la plaga en un número conocido de plantas, debe retirarse manualmente los huevos y larvas grandes de *Scrobipalpula*. Esta labor, además de ser una práctica cultural, dará información de los porcentajes de parasitismo.
- Realizar liberaciones semanales de *Trichogramma* (80-100 pulgadas por hectárea), al detectar las primeras oviposiciones de *Scrobipalpula*. Complementar esta labor con asperciones de Thuricide o Dipel (*Bacillus thuringiensis*) a razón de 500-600 gramos por hectárea adicionando un adherente al 2.5% cuando se observa avance de daño por cogollero y reducción significativa de los niveles de parasitismo en huevos y larvas.
- Es necesario que al realizar la aspersión del microorganismo, ésta se haga a primera hora de la mañana o de las últimas de la tarde, deben cubrirse muy bien las plantas, calibrar el equipo de aplicación para ajustarlo a un gasto de 200 litros de solución en promedio por hectárea. Así mismo, si se encuentra infestación temprana del cogollero en semillero, se puede liberar *Trichogramma* desde este momento, en dosis de 30 -50 pulgadas. Es importante usar insecticida microbiológico fresco y almacenado a temperatura menor de 12°C.
- La práctica de liberar *Trichogramma* y la aplicación del insecticida para

huevos y larvas respectivamente, ayudan a sanear el medio y por ello favorecen la resurgencia de muchos otros benéficos, depredadores y parasitoides pero muy especialmente se favorece la presencia y acción del principal agente de control biológico natural de larvas de *Scrobipalpula*, la avispa *Apanteles gelechiidivoris*, responsable de más del 70% de la mortalidad en larvas. (García; 1992, Amaya 1.986).

CULTIVO DE LA SOYA

El agrosistema de la soya se ha mantenido a través del tiempo en una situación más o menos estable, existiendo un relativo balance entre las plagas y los enemigos naturales de éstas, como consecuencia del reducido empleo de agrotóxicos. Para conservar e incrementar el equilibrio biológico de las plagas en este cultivo se han desarrollado estudios de investigación que brindan una alta protección al cultivo, una significativa reducción en los costos de producción y no interfieren el balance del medio.

Resultados de la investigación adelantada para el manejo de las plagas más importantes de la soya en el Valle del Cauca como son las especies defoliadoras *Anticarsia gemmatalis* (Hubner), *Omiodes indicata* (F.) y *Simiothisa abydata* (Guenée), muestran la reducción y aún más, la sustitución del control químico por la integración de medidas culturales, biológicas y microbiológicas, con especial énfasis en el uso del control biológico natural e inducido realizando liberaciones del parasitoide *Trichogramma pretiosum* Riley, avispa muy pequeña encargada de parasitar los huevos de plagas lepidópteras, lo cual impide el paso de la plaga al estado larval o dañino. El efecto de estas liberaciones de *Trichogramma* es múltiple pues el parasitoide ataca también otras plagas de la soya como *Heliothis* spp., *Trichoplusia ni* (Hubner), *Pseudoplusia includens* (Walker), *Estigmene acrea* (Drury) y posiblemente actúa sobre plagas potenciales como *Epinotia* sp. y *maruca testulalis* (Geyer), barrenadores de cogollo y la vaina.

Los masticadores del follaje más importantes en la soya están constituidos por las especies *Anticarsia gemmatalis*, *Omiodes indicata*, *Simiothisa abydata*, *Pseudoplusia includens*, *Trichoplusia ni* y *Estigmene acrea*. Los perforadores del follaje como *Diabrotica balteata*, *Cerotoma* spp., *Colaspis* spp. llamados también cucarroncillos del follaje, pueden presentarse en poblaciones de plantulas o causando roeduras a las vainas en formación, situaciones que justifican una medida de control.

Para el control de plagas masticadoras del follaje como *Anticarsia*, *Omiodes* y *Semiothisa* spp, que constituyen un complejo de importancia económica en el cultivo, se acudía al uso de insecticidas, oscilando entre una (1) y seis (6) aspersiones por cosecha. Esta situación provocó desequilibrios biológicos e incrementos poblacionales de plagas de importancia secundaria como *Omiodes* y *Semiothisa*.

Con el propósito de corregir la anterior situación, se realizaron estudios que

permitieron comprobar la efectividad de *Trichogramma* para el manejo de estas especies defoliadoras, encontrando además que el uso del *Trichogramma pretiosum* en soya como principal herramienta de control biológico tiene un efecto múltiple en el cultivo, pues además de los masticadores del follaje, actúa sobre otras plagas de las vainas.

El control biológico de las plagas lepidoptéras a base de *Trichogramma*, debe tener un carácter preventivo e inundativo. Para soya y muchos otros cultivos, la oportunidad en las liberaciones determina el éxito en el manejo biológico de las especies plagas. El concepto de esperar un nivel de daño económico causado por larvas para acudir después a su control químico ha sido revaluado en el sentido de evitar ese daño en las plantas, precediendo en época más oportuna a manejar biológicamente el estado de huevo de aquellas plagas susceptibles al parasitoide *Trichogramma*.

Para el caso de la soya, se recomienda iniciar liberaciones de *Trichogramma* cuando se encuentren los primeros adultos y/o huevos de *Anticarsia*, *Omiodes*, *Semiothisa*, *heliothis*, época que generalmente oscila entre los 30-35 días después de la germinación. La dosis a emplear por hectáreas varía de 40-60 pulgadas de *Trichogramma*, en cada fecha de liberación, las cuales deben continuarse a intervalos de 5, 6 ó 7 días, dependiendo de la severidad de la infestación. Se ha comprobado que 5 a 6 liberaciones son suficientes para frenar en su estado de huevo las plagas del follaje de la soya, obteniendo parasitismos que superan el 90%.

La sincronización de las liberaciones con la oviposición de la plaga es fundamental para alcanzar, una mejor acción del parasitoide.

Se recomienda la técnica de liberar el *Trichogramma* en su estado adulto, llevando las pulgadas con el parasitoide ya emergido al campo, en porrones de boca ancha. Se debe hacer una uniforme distribución del parasitoide en toda área sembrada. Es importante señalar que el pegador del follaje *Omiodes indicata* es altamente susceptible a *Trichogramma* y que su control químico es errático, dada la dificultad de matar las larvas por ingestión o por contacto, ya que ellas permanecen protegidas dentro de un "paquete" que las larvas construyen.

La colaboración del depredador de larva, *Polistes* spp., bajo el sistema de trasladar nidos a chozas ubicadas dentro de los lotes de soya, es otra medida de carácter biológico altamente efectiva que debe adoptarse desde la época de iniciación del cultivo. Además del parasitoide *Trichogramma* y el predador

Polistes, llegan a la soya variadas especies de insectos benéficos entre los cuales merecen destacarse *Toxophoroides apicalis* (Cresson) y *Calleida* sp. importante parasitoide y predador respectivamente de *Omiodes indicata*: *Microcharops bimaculata* y *Nomurea rileyi* (Farlow) parasitoide y patógeno de *Anticarsia gemmatilis*.

Como medidas complementarias, en situaciones que se justifiquen, puede usarse *Bacillus thuringiensis* (Dipel, Thuricide), en dosis de 800-1000 g/ha., cuando ocurra una población que amenace defoliación superior al 15% en época de floración y formación de vainas. Además de este control microbiológico, altamente compatible con todos los agentes de control biológico existente en el cultivo, se ha comprobado la efectividad de otro control microbiológico, *Baculovirus anticarsia*, el cual se constituye en una alternativa más para reducir las poblaciones larvales de *Anticarsia* y otras especies defoliadoras.

El *Heliothis virescens* (F.) ó perforador de vainas, recibía antes de una a dos aplicaciones de insecticidas buscando reducir su daño en esta leguminosa. Actualmente la plaga se maneja en su estado de huevo con *Trichogramma*. Las liberaciones dirigidas al grupo de plagas del foliaje realizan un efecto múltiple controlando muy bien a *Heliothis*. Sin embargo, se deben intensificar las liberaciones del parasitoide cuando las evaluaciones de campo muestren incrementos en la oviposición de este perforador.

Otros lepidópteros del cogollo y de las vainas de la soya son *Epinotia* sp., que se ha presentado en el Valle del Cauca ocasionalmente y *Maruca testulalis* que ataca la soya en los Llanos Orientales. Son plagas potenciales contra las cuales deben emplearse programas de manejo que necesariamente incluyan uniformidad en épocas de siembra, mínimo uso de insecticidas en la región para favorecer equilibrios biológicos dentro del agroecosistema.

El programa estructurado para el manejo de plagas en soya incluye además de agentes benéficos toda una serie de medidas culturales, legales y aún químicas pero altamente selectivas y en casos plenamente justificados, como sería ante poblaciones muy abundantes de crisomélidos. El manejo de plagas aquí descrito puede alcanzar un 69% de reducción en costos de producción. Cuando se acude a la integración de controles culturales, biológicos y químicos (Caso de crisomélidos), la reducción en costos es del 19%.

Para lograr el éxito en el manejo de las plagas de la soya es indispensable conocer la situación de campo realizando evaluaciones sistemáticas que informen de la llegada y avance del daño ocasionado por las plagas y

simultáneamente, evaluaciones sobre el trabajo que cumplen los agentes de control biológico.

CULTIVO DE LA YUCA

Las actividades de capacitación, extensión y divulgación de los resultados de investigación son complementarios en un proceso de desarrollo agrícola. La aplicación de recomendaciones para el manejo de plagas por parte del agricultor, es muy gradual, necesitándose de campanas permanentes para informar y enseñar las nuevas tecnologías. Las instrucciones y demostraciones de los cambios recomendados a nivel de finca puede ser una de las mayores y mejores estrategias de transferencia, una vez se tengan consolidados todos los pasos a seguir y se conforme el paquete tecnológico o programa de manejo de un problema entomológico.

En el caso específico de la yuca, el Centro Internacional de Agricultura Tropical, (CIAT), ha consolidado un programa de manejo de una de las plagas más importantes del cultivo en América, como es el gusano cachón *Erinnyis ello* (L.). Para su manejo se han integrado controles físicos, biológicos, microbiológicos y culturales. Las trampas de luz para detectar la aparición de la plaga el uso de *Bacillus thuringiensis* y *Baculovirus erinnyis* para bajar las poblaciones de larvas, el empleo de liberaciones de *Trichogramma* para el parasitismo de huevos y el máximo aprovechamiento del control biológico natural como parasitoides, depredadores y entomopatógenos, son partes de los recursos existentes para regular las poblaciones de *E. ello*.

A pesar de la tecnología generada, el agricultor desconoce estos mecanismos de lucha, siendo de vital importancia enseñárselos, verificando en su propia finca la bondad de las medidas realizando simultáneamente los ajustes necesarios o implementando otros mecanismos.

Las severas defoliaciones ocasionadas por las larvas del gusano cachón de la yuca en varias zonas productoras, ha justificado la búsqueda de más alternativas biológicas para frenar la plaga antes de que ocasionen daños económicos. Una de estas alternativas ha sido el uso de *Trichogramma*.

Trabajos realizados por el ICA, durante los años 1987, 1989 y 1990 en Palmira (Valle, Colombia, demuestran que es posible manejar exitosamente las poblaciones de *E. ello* mediante liberaciones de *Trichogramma* iniciando éstas a la aparición de los primeros adultos ó los primeros huevos del gusano cachón y continuándolas, cada 7 u 8 días, en dosis de 40 a 50 pulgadas/hectárea por cada fecha, de acuerdo al grado de oviposición que se encuentre la plaga y los niveles de parasitismo alcanzados.

Se han registrado parasitismos naturales en huevos de *E. ello* por *Trichogramma* y *Telenomus* hasta de un 34%, los cuales después de ordenar liberaciones con el parasitoide *Trichogramma* se han incrementado a niveles superiores al 90%.

EFFECTIVIDAD DE LAS LIBERACIONES DE *Trichogramma* EN EL CAMPO.

Arias, Belloti y otros en 1.977 hicieron estudios para evaluar la efectividad de las liberaciones de este parásito. En el primero, establecido durante el periodo de alta oviposición, se liberaron aproximadamente 28 pulgadas por hectárea: por el sistema de porrón. Como testigo se usó un campo cercano, en el cual no hubo liberación de parásitos. En este experimento el parasitismo natural de huevos, antes de la liberación fue de 52.6 y 48,3% en el campo testigo y en el tratado, respectivamente. Se tomaron muestras en 50 plantas por parcelas, cuatro días después de la liberación, el porcentaje de parasitismo en el campo tratado, aumentó en un 24,8% y en el campo no tratado aumentó en un 2,7% presentándose en consecuencia una diferencia de 22% de parasitismo con el lote donde se liberó el parásito.

En el segundo experimento se asperjó un campo de yuca con Dichloruos (un insecticida no residual), para tratar de reducir la cantidad de adultos del parásito, existentes en el campo antes de la liberación. El lote se dividió en parcelas para establecer el ensayo. La parcela testigo presentó inicialmente un 45% de parasitismo y la parcela donde se hizo la liberación 30,8%. El *Trichogramma* se liberó a razón de 28 pulgadas por hectárea, y se tomaron muestras de 150 plantas por parcela. Después de cuatro días la diferencia en el aumento del porcentaje de parasitismo entre la parcela tratada y el testigo fué de 23%, tasa similar a la registrada en el ensayo anterior.

Un día después, el parasitismo en el campo testigo aumentó hasta 74% y en el campo con liberación alcanzó hasta 93%, lo cual demuestra la efectividad de la liberación de *Trichogramma*. Durante periodos de alta oviposición de *Erinnyis ello* aumenta significativamente el parasitismo natural en los huevos de la plaga.

Durante dos explosiones continuas de gusano cachón (en un periodo de 30 días), con una liberación durante la primera explosión, el parasitismo empezó con 2,2% y a los cinco días llegó a 63,5% (46,7% de *Trichogramma*. y 16,7 de *Telenomus*, otro parásito de huevos). El parasitismo inicial durante el 2º ataque fué 35,1% y se aumentó al 90% en siete días. Hubo una considerable defoliación como resultado de la primera explosión, pero solo una cantidad mínima en la segunda.

Un gran porcentaje de huevos fueron parasitados por *Trichogramma* más que por *Telenomus*. Estos resultados indican que ataques repetidos pueden ser evitados por los enemigos naturales durante la iniciación del ataque.

Teniendo en cuenta que *Telenomus* sp, es un parásito importante de huevos de cachon, se han realizado algunos estudios con este insecto y se ha comparado su actividad parasística con la de *Trichogramma*.

En 400 huevos observados, el tiempo requerido para la emergencia de los adultos fue de 11 a 14 días y las observaciones preliminares indicaron que una hembra de *Telenomus* puede producir entre 100 y 150 individuos de su especie.

En 1979 se completaron algunos estudios comparativos y los resultados mostraron que un *Trichogramma* hembra puede producir un máximo de 133 adultos con un promedio de 42,3 y una hembra de *Telenomus* puede producir un máximo de 228 adultos con un promedio de 98,9. Un *Telenomus* parasitó un promedio de 32,5 huevos, mientras que una hembra de *Trichogramma* parasitó un promedio de 2,5 huevos.

Urias, (1986) encontró en sus experimentos que la capacidad innata de incremento de *Trichogramma exigüun* es mayor que la de *Telenomus* en diferentes temperaturas, lo que indica que ésta sería la razón por la cual en condiciones de campo la frecuencia de huevos parasitados por *Trichogramma* es normalmente más alta que la de *Telenomus*.

EFFECTO DE LA APLICACION DE PRODUCTOS QUIMICOS EN EL COMPORTAMIENTO DE *Trichogramma exigüun*

Urias, 1986 estudió el efecto de tres insecticidas químicos y uno biológico, sobre la actividad biológica de *Trichogramma exigüun*, especie comunmente encontrada en yuca; estos productos fueron: Dimilin, Dipterex, Paration etílico y *Bacillus thuringiens* usados en las dosis recomendadas.

Estos productos fueron aplicados en el laboratorio a huevos frescos sin parasitar y después de una hora se les ofrecieron a la avispidas. Otros huevos fueron parasitados previamente para después ser tratados con los productos. Las progenies obtenidas de estos tratamientos fueron colocadas a parasitar huevos frescos sin aplicación de insecticidas: observaciones en cada caso el número de hembras que parasitaron, el número de huevos parasitados que produjeron adultos (emergencia), número de hembras y machos producidos

por hembra y por huevo parasitado.

Los resultados mostraron que Dimilin y *Bacillus Thuringiensis* no afectaron el parasitismo de *Trichogramma exigüun*. En el tratamiento testigo (huevos sin insecticida) el 82% de las hembras parasitaron mientras que con Dimilin y *Bacillus thuringiensis* lo hicieron el 78% y 80% respectivamente, tampoco afectó el número de huevos parasitados por hembra (testigo 8,5, Dimilin 2,9 y *Bacillus thuringiensis* 3,4 huevos parasitados por hembra).

Dipterex PM 80 afectó parcialmente el parasitismo, no hubo diferencia respecto al testigo en cuanto al porcentaje de hembras que parasitaron (68%) pero si en cuanto al número de huevos que parasitaron (1,4 huevos en promedio). El producto más tóxico fué Paration etílico, ya que debido a sus efectos solo parasitaron el 14% de las hembras y el número de huevos parasitados por hembra fué solo de 1 en promedio (las hembras tuvieron muy corta longevidad).

El número de adultos producidos por hembra (progenie) Testigo 46,3, Dimilin 39,3, *Bacillus thuringiensis* 44,1 en promedio; presentándose diferencia estadística de éstos con Dipterex 19,8 y Paration estílico 2,7 adultos en promedio por huevo (testigo 18,5; Dimelin 14,7; *Bacillus thuringiensis* 17,1; Dipterex 15,7).

Dipterex y Paration afectaron la longevidad de las hembras durante las primeras 24 horas. Después de que se pusieron a parasitar, hubo 34% y 0% de sobrevivientes en ese tiempo (testigo 95%, Dimilin 88%, *Bacillus thuringiensis* 82%). La longevidad de las hembras influye sobre el número de huevos que parasitan. El resultado con *Bacillus thuringiensis* concuerda con los resultados obtenidos por Arias y Belloti 1976, ya que las aplicaciones de la bacteria sobre larvas de *Erinnyis ello*, no afectó el parasitismo de *Trichogramma* sp sobre esta plaga.

Cuando los huevos fueron previamente parasitados y luego tratados con insecticidas, de el tratamiento con Paration no se obtuvo un número suficiente de hembras, por lo que solo se evaluó el parasitismo con *Bacillus thuringiensis*, Dimilin y Dipterex. Solo parasitaron el 50% y 42% de las hembras provenientes de los tratamientos con Dipterex y Dimilin, respectivamente (Testigo 84% y *Bacillus thuringiensis* 72%).

El número de huevos parasitados por hembra solo fue diferente con Dipterex, ya que el número de huevos parasitados se redujo en un 50% con este producto. No hubo diferencias en el número de progenie por hembra ni en

el número de adultos por huevo.

Con *Dipterex* las hembras solo parasitaron 9,1% de los huevos (testigo 16,2% *Bacillus Thuringiensis* 17,8% Dimilin 9,5%) y el mayor número de avispas que no emergieron por huevo parasitado fué 2,5 con *Dipterex*).

GENERALIDADES SOBRE EL MANEJO Y METODOS DE LIBERACION DE *Trichogramma* EN YUCA.

En el uso de *Trichogramma* spp., para el control de *Erinnyis ello* es necesario tener en cuenta factores como:

a) la calidad del material usado, b) la época de liberación, c) la distribución de la avispas (o pulgadas) en el campo; para tener una mayor eficiencia en el parasitismo de este microhimenóptero.

En cuanto a la calidad del material usado, es importante que las pulgadas cumplan con algunos requisitos como tener mínimo el 85% de parasitismo en los huevos adheridos a ellas, que haya más hembras que machos es el ideal y que las pulgadas estén limpias de residuos de polillas y de larvas de *Sitotroga cerealella*.

Es importante que en la cartulina de las pulgadas esté impresa la fecha de parasitación y la fecha de emergencia de las avispas, para tener la seguridad de que no haya habido un almacenamiento prolongado.

Para la época de liberación es importante tener en cuenta el momento preciso de realizarla y ésto se logra llevando a cabo evaluaciones periódicas.

La liberación se debe hacer cuando los huevos están recién colocados y presentan una coloración verde oliva o amarilla. Es importante que no haya formado la cápsula cefálica de la larva de *Erinnyis ello* dentro del huevo.

La distribución en el campo es muy importante, en el sentido que las avispas no queden distribuidas en un solo sector de los lotes. Es muy importante para esta labor contar con personal adiestrado y responsable para no acusar al *Trichogramma* de ineficiente, cuando la fallas pueden ser humanas.

Son variados los métodos de liberación usados pero los más comunes son :

- a. El de las bolas de papel (una pulgada por bolsa),
- b. El método de los porrones plásticos; que actualmente es el más usado ya

que permite observar la emergencia de las avispas y se puede aprovechar hasta que todos los *Trichogrammas* hayan emergido.

Existen varios factores que hacen que el Control Biológico pueda funcionar extraordinariamente en el cultivo de la yuca (Belloti, Reyes y Arias 1.980). Entre estos hay que considerar :

1. El periodo vegetativo de la planta de yuca que es muy largo (8 a 14 meses y más) y el uso continuo de pesticidas es antieconómico.
2. La planta de yuca tiene una gran capacidad de recuperarse de los daños causados por las plagas una vez cesa la presión biótica y son muy pocos o (ninguno) los insecticidas que pueden destruir la plaga.
3. La planta puede perder follaje sin que por eso disminuya el rendimiento de la cosecha.

Hay muchas plagas que la atacan, que no tienen amplia distribución y su incidencia parece ser temporal.

REDUCCION ANUAL DE PRODUCCION POR MANEJO DE PLAGAS EN CULTIVO, COLOMBIA ICA. 1990.

CULTIVOS	Area estimada de producción/año (ha)	Valor de la reducción en costos/ha	Reducción nacional en costos
ALGODON	213.108	43.000	9.163.644.000
TOMATE	14.000	78.000	1.540.000.000
SOYA	140.000	11.000	1.092.000.000
YUCA	160.000	8.000	1.280.000.000
TOTAL			\$13.075.644.000
1 US = \$544			US \$ 240.361.103

PORCENTAJE DE REDUCCION EN COSTOS AL USAR CONTROL BIOLÓGICO EN COMPARACION CON EL COSTO DE CONTROL QUÍMICO DE PLAGAS EN EL VALLE DEL CAUCA. 1992

CULTIVOS	Control químico			Control integrado			Reducción	
	Nº	Apl.	\$/Ha	Nº	Apl.	\$/Ha.	C. Biológ.	Costos Total
ALGODONERO	7		130.000	4		74.000	12.800	86.800
TOMATE	18		180.000	5		50.000	32.000	82.000
SOYA	3		42.000	1		14.000	8.000	22.000
YUCA	2		24.000	0		0.000	8.000	8.000

Nota: Valor oficial del Dollar 1.992: 780 pesos colombianos.

CULTIVOS DE CAÑA DE AZUCAR, MAIZ, SORGO Y ARROZ.

Estos cultivos tienen como enemigo común el *Diatraea* spp. (Lepidóptera: Pyralidae), barrenador de los tallos.

Su hábito alimenticio, lo cual lo obliga a cumplir la mayor parte de su ciclo de vida dentro del tallo de las plantas hace muy difícil su control químico, es por ello que su manejo se dirige al control biológico.

Según Zenner (1965), las liberaciones de *Trichogramma* en los cañaverales de Colombia datan desde 1939, en el Ingenio Eerástegui (Dpto de Bolívar). El Ingenio Manuelita (Dpto. del Valle del Cauca) conjuntamente con Providencia, durante el período 1972-1988, liberaron más de 5 millones de pulgadas cuadradas de este parasitoide, mientras que en la zona sur-oriental del Valle, el Ingenio Cauca liberó más de 1 millón de pulgadas cuadradas entre 1982 y 1988 (Gaviria 1993)

El *Trichogramma* spp, es reconocido como el parasitoide más importante de las posturas de esta plaga. En nuestro país, Ruiz y García (1977) afirman que en el control biológico de *D. saccharalis*, el parasitoide *Trichogramma* es considerado una gran ayuda o complemento de las moscas de la familia *Tachinidae*, parásito de larvas en el cultivo de la caña de azúcar. Registran en el Valle del Cauca, parasitismos del 42%, como promedio, en la zona de Puerto Tejada.

Gaviria (1986) indica que en 1965, se registró un parasitismo natural, sobre posturas de *Diatraea* spp., en caña de azúcar por *T. (perkinsi) exigüum* en el Ingenio Rio Paila, el cual osciló entre el 25.10% y 52.25%.

No obstante que el parasitoide *Trichogramma* sp. no es considerado en nuestro país como el principal controlador biológico de *Diatraea* spp., en caña de azúcar, en varios de los Ingenios del Valle del Cauca, se utiliza como complemento importante de las moscas *Tachinidae*. Además en otros países como Cuba, Brasil, Mexico y Uruguay, entre otros, ha llegado a ser el principal controlador de esta plaga. En nuestro medio no se han realizado ensayos que permitan llegar a conclusiones definitivas sobre su papel como control biológico.

Gómez (1989), indica que en ensayos llevado a cabo en el Valle del Cauca, no encontró diferencia significativa entre el Testigo y lotes donde se realizaron tres liberaciones de *Trichogramma* sp. a razón de 30 pulg² /ha. a los 3, 6 y 9 meses de edad del cultivo. Sin embargo, considero que la cantidad de pulgadas utilizadas no fué la más adecuada, como tampoco la periodicidad de las liberaciones, teniendo en cuenta que este tipo de parasitoide no tiene la

capacidad de seguir reproduciéndose en el campo, como si lo puede hacer otro tipo de parasitoide como *Paratheresia* y *Metagonystilum* .

No obstante que la especie más abundante, en forma natural, observada en posturas de *Diatraea* spp. en caña de azúcar es *T. exiguum*; Amaya (1975), el *T. pretiosum*, también se encontró parasitando estas posturas, aunque en porcentajes más bajos. Sin embargo ante la dificultad de la cría masiva de *T. exiguum* en *Sitotroga cerealella* es aconsejable la búsqueda de un huésped más aceptable por el parasitoide o la utilización de *T. pretiosum* en condiciones y épocas apropiadas.

La utilización de otras especies como *T. atopovirillia*, *T. caiaposi* o *T. colombiensis*, son igualmente una alternativa interesante para el control de esta y otras plagas cuyas posturas son colocadas en masa.

En maíz, sorgo y arroz, los resultados son indiscutibles.

Amaya (1982), García (1986), Vélez (1976), Alvarez y Sánchez (1988) y otros autores han comprobado la eficacia de *Trichogramma pretiosum* en el control de las posturas de *Diatraea saccharalis* en estos cultivos. Cinco liberaciones de 40-50 pulg² /ha. c/u a intervalos de 8 días, a partir de los 35-40 días de germinado el cultivo, cuando generalmente se presentan las primas oviposturas de *Diatraea* sp. son suficientes para el manejo de esta plaga, casi imposible de controlar por medios diferentes.

OTROS CULTIVOS:

En frijol (*Phaseolus vulgaris*), el *Trichogramma*, constituye un medio de gran importancia en el control de *Heliothis* sp. que ataca las fructificaciones de este cultivo.

En Maracuyá (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa*) el control de *Agraulis* sp. llamado gusano cosechero, con liberaciones de *Trichogramma* es espectacular, obteniéndose hasta un control teórico del 100%.

Recientemente con la introducción al país de nuevas especies, tales como el *T. atopovirillia* y *T. pintoii*, el control biológico con este parasitoide se esta ampliando a otros cultivos como Melón (*Cucumis melo*) y Zapallo (*Cucurbita maxima*), para el control especialmente de *Diaphania* sp. (Lepidóptera: Pyralidae) plaga de importancia económica en estos cultivos y de difícil control químico.

En otros países del mundo el *Trichogramma* es utilizado en variados cultivos para diferentes plagas:

En la R.P. China, en los últimos 25 años, las liberaciones masivas de *T. dendrolini* han sido el eje principal del manejo integrado de plagas en más de 30 especies de insectos plagas de bosques de las familias; Pyralidae, Tortricidae, Noctuidae, Notodontidae, Hesperidae y Santurnidae. Varios millones de hectáreas han sido tratadas con esta especie. De tres a cuatro liberaciones son necesarias para cada generación de la plaga. Los cartones con *Trichogramma* son colocados en 120 puntos de liberación por ha. Los resultados obtenidos son muy satisfactorios, entre un 80 a un máximo de 96% de control.

La ganancia neta absoluta obtenida por ha. con la utilización de *T. dendrolini*, contra la primera generación del barrenador del maíz, a través de 10 años en 154.467 has. fué de 57 yuan (Aprox. 15 Dls/ Ha), con un parasitismo promedio de 63%.

En Tailandia, liberaciones de *T. chiloatraea* en caña de azúcar para el control del barrenador *Chilo infuscatellus*, a razón de 50.000 parásitos por liberación durante 8 semanas, ha logrado bajar de 14% de infectación por "corazón muerto" al 4%, mientras que en cultivos no tratados el porcentaje de plantas superó el 10%.

En Francia, Austria, Inglaterra, Alemania y demás países europeos donse se

siembra maíz, el *T. maidis* es utilizado masivamente y en forma generalizada para el control del barrenador europeo del maíz; *Ostrinia nubilalis*, (Lepidóptera: Pyralidae) con óptimos resultados. Tres liberaciones de 150.000 a 300.000 parásitos por ha. cada una, generalmente son suficientes para obtener parasitismo hasta del 93%.

En Filipinas, igualmente se libera este parasitoide en maíz, con parasitismo hasta del 90%. Además se sigue fomentando su utilización, especialmente con la especie *T. chilotraea* para el control de 11 especies de plagas en caña de azúcar, algodón, maíz y arroz.

En el Japón, el *T. chilonis* ha sido registrada en 58 especies de plagas y es utilizada especialmente para con el control del barrenador de la vaina de soya; *Leguminovora glycinivorella*, alcanzando parasitismo hasta del 100%.

Los Rusos, como ya hemos visto liberan en más de 17 millones de hectáreas anuales para el control de varias especies de Lepidópteros, con extraordinarios resultados.

En Georgia se registra la utilización de *T. pretiosum* y *T. perkinsi* para el control de plagas de granos almacenados, como *S. cerealella*, *Plodia interpunctella*, *Anagatha kueniella* y *C. cephalonica*, lepidópteros que comunmente se utilizan como huésped para la cría masiva de *Trichogramma*.

En América, la utilización de *Trichogramma*, se ha incrementado significativamente en los últimos años, siendo hoy día; México, Perú y Colombia los líderes en cuanto a resultados se refiere.

En México desde 1962 se utiliza este parasitoide en algodonero, maíz, caña de azúcar, soya, sorgo, pastos, nogal, manzano y hortalizas.

El gobierno tiene 26 centros regionales de estudio y reproducción de organismos benéficos y 6 por parte de la iniciativa privada. Anualmente se producen entre 30 y 36 millones de *Trichogramma*, para beneficiar 1.5 millones de hectáreas. El impacto del uso de *Trichogramma* se refleja en la disminución del número de aplicaciones de insecticidas, costos de producción y contaminación del entorno ecológico.

Argentina, desde 1984, se estudia sobre *Trichogramma*, reproduciéndolo y evaluando su efectividad, especialmente sobre la palomilla del manzano *Cydia pomonella* y en otros frutales y hortalizas.

Brasil, también desde 1984, desarrolla un proyecto sobre *Trichogramma* para el control de *Diatraea* sp. en caña de azúcar, contra *Alabama* sp. y *Heliothis* sp. en algodónero. Se tienen ya resultados muy satisfactorios de parasitismos hasta del 80-90%, con liberaciones de 50.000 a 100.000 parásitos por hectárea.

Ultimamente programas de liberaciones de *T. pretiosum* importado desde Colombia, en tomate, para el control de *Heliothis* sp y *Scrobipalpula* sp con resultados extraordinarios, han impulsado a los brasileros a una mayor utilización de este parasitoide y se han iniciado crías masivas por parte de la empresa privada con la asesoría y técnica colombianas.

Cuba, utiliza *Trichogramma* especialmente para el control de *Diatraea* sp en caña de azúcar. Cuenta con tres especies nativas; *T. fuentesi*, *T. sudhae* y *T. oatmani*, utilizadas además en el control de plagas en soya y pastos y tomate.

En el Perú es reconocido el papel de *trichogramma* dentro de los Programas de Manejo Integrado de plagas en algodónero, a partir de 1957 - 58, después del desastre en este cultivo a causa de las plagas, incontrolables por medios químicos.

Uruguay, utiliza el *Trichogramma pretiosum* para el control de *Diatraea* sp. en caña de azúcar con resultados muy satisfactorios, complemento con liberaciones de *Cothesia (Apanteles) flavipes*, como parásito de larvas, ya que las moscas Tachinidae no han dado los resultados esperados.

LIBERACIONES EN EL CAMPO

La liberación en el campo, está considerada como una de las fases definitivas en el éxito o fracaso del control que pueda ejercer el *Trichogramma* sobre una plaga determinada.

Para ello es necesario tener en cuenta varios aspectos, entre los cuales los más importantes son: el cuándo, cuánto y cómo liberar el parasitoide.

CUANDO LIBERAR? Técnicamente las liberaciones de *Trichogramma*, se deben realizar con la presencia de las posturas en el cultivo, de la plaga que se quiere controlar, aunque algunos técnicos consideran que esta debe hacerse con la aparición en el cultivo de las primeras adultos de la plaga. Esto es relativamente fácil en países con Estaciones, donde se conoce la época de aparición de la plaga, casi con exactitud meridiana. Sin embargo, en el trópico, en nuestro medio, esto solo podría llevarse a cabo, con una Inspección diaria del cultivo, lo cual es costoso y de muy difícil aceptación por parte de nuestros agricultores. Por lo tanto lo más aconsejable es liberar casi que en forma preventiva, teniendo en cuenta la época y la edad del cultivo, con relación a la aparición tradicional de las diferentes plagas en nuestra zona. Así por ejemplo; en algodónero es conocido que en el Valle del Cauca, la aparición de una plaga como *Alabama argillaceae*, generalmente ocurre alrededor de los 25 días de germinado el cultivo y es para esta fecha que se aconseja la iniciación de las liberaciones. En la zona norte de nuestro país, como en la mayoría de las zonas algodóneras de Venezuela, la aparición de *Alabama* ocurre generalmente en los primeros 10 días de germinado el cultivo, por lo tanto en estas zonas la iniciación de las liberaciones será mucho antes.

Las liberaciones deben realizarse en las primeras horas de la mañana y/o últimas de la tarde, procurando siempre evitar las liberaciones en las horas de mayor intensidad solar o en presencia de lluvia o vientos fuertes. Generalmente las mejores horas son, las 7:30 a.m. y 10:30 y por la tarde entre las 3:30 p.m. y 5:30 p.m.

CUANTO LIBERAR?. La cantidad de avispas, o de pulgadas cuadradas por hectárea, depende en gran parte de la intensidad de infestación de la plaga a controlar o sea el número de huevos de la plaga en el cultivo.

Si tenemos en cuenta que cada hembra de *Trichogramma* criada masivamente, en teoría podría ovipositar, cuatro, cinco, doce y hasta 20 huevos en el campo, en la misma proporción se calculará el número de avispas a liberar, conside-

rando que por cada pulgada cuadrada estamos llevando al cultivo 1.000 hembras. Sin embargo muchas de ellas mueren antes de conseguir su cometido. Por todo esto, el cálculo exacto del número de avispas a liberar en un momento dado es casi imposible en la práctica. No obstante experiencias obtenidas después de muchos ensayos, ofrecen una aproximación del número de parasitoides más aconsejables para cada plaga y cultivo.

En nuestro medio después de muchos años de experiencia se ha llegado a la conclusión que el mínimo de parasitoide por hectáreas es de 40.000 (40 pulg²) generalmente cuando se trata de oviposturas localizadas en el follaje de las plantas y un máximo de 150.000 (150 pulg²) en el caso de las plagas del tomate; *Sciobipalpula absoluta* y *Neulocinodes elengantalis*, cuyas posturas se hallan poco expuestas al parasitoide.

CON QUE FRECUENCIA LIBERAR? Una de las características biológicas más importantes de tener en cuenta, en la respuesta a esta pregunta, es la de que el *Trichogramma* spp. como parasitoide de huevos, requiere ser liberado en forma innundativa, es decir en cantidad muy grande y con una periodicidad muy corta, ya que estos parasitoides no tienen la capacidad de seguir reproduciéndose en el campo, más allá de una o dos generaciones, como sí lo pueden hacer otros parasitoides, especialmente de larvas, que tienen la capacidad de seguir reproduciéndose en el campo durante cuatro, cinco o más generaciones, como es el caso de *Metagonystylum* o *Paratheresia*, parasitoides de larva de *Diatraea* spp. Teniendo en cuenta que la duración del adulto de *Trichogramma* liberado es solamente de tres a cinco días, en condiciones climáticas favorables, lo más aconsejable sería realizar liberaciones cada cinco días y no cada ocho días como se vienen haciendo en nuestro medio, pero ello aumentaría los costos y en algunos cultivos llegaría a ser antieconómico. Para la solución de este problema los europeos realizan la llamada liberación escalonada, que consiste en colocar huevos con diferentes fechas de parasitación, en cada liberación, obteniéndose emergencia de adultos durante dos, tres y cuatro días, lo cual permite que la periodicidad de las liberaciones sea más amplia; 8-10 días, logrando la presencia continua de adultos de *Trichogramma* en el campo, entre liberación y liberación. Para algunas plagas como *Alabamma* sp, que pueden llegar al cultivo en migraciones masivas, este método es definitivo para un mejor manejo del insecto, ya que con solo dos o tres días de desprotección al cultivo, la plaga puede pasar del estado de huevo a larva, escapándose a la acción del *Trichogramma*, y obligando a la utilización de productos químicos que dificultan el manejo integrado de las plagas y elevan los costos de control. Sin embargo, en el caso extremo que tenga que utilizarse el recurso de un producto químico, las liberaciones deben y pueden reiniciarse 48 horas después de la aplicación de cualquier producto, preferentemente aumentado el número de parasitoides

por hectárea. Recordemos que en los casos más drásticos el *Trichogramma* spp. liberado 48 horas después de las aplicaciones logra sobrevivir más de 24 horas, tiempo suficiente para parasitar, como mínimo el 50% de los huevos que encuentre en el campo.

Observaciones realizadas por Amaya (1990), durante 20 años, indican que plagas como *Heliothis virescens* en algodónero, desarrollan su actividad de ovipostura con mayor intensidad alrededor de luna llena. El autor aprovechando los datos sobre porcentaje de huevos en terminales del algodónero, en las parcelas testigos de los diferentes experimentos de campo, realizados en el Centro Experimental "Nataima", durante los años de 1970 al 79 y posteriormente con la observación directa en lotes comerciales en el Norte y Centro de la zona algodónera del Valle del Cauca, durante los años 80-89, concluyó que generalmente el mayor porcentaje de posturas de *Heliothis virescens*, ocurren alrededor de la fase de luna llena y que siempre estuvo precedida por un incremento en la humedad relativa. En el mismo estudio, al comparar la captura de adultos de *Heliothis* sp. en trampas de luz negra y la oviposición en el campo, no se encontró relación directa, pero esta fué evidente cuando se utilizó trampas con feromonas. Esto certifica que la captura de *Heliothis* en trampas de luz negra, tiene más relación con el fototropismo positivo del insecto que con su mayor o menor población en el campo.

Con base a estos resultados es posible obtener un mayor porcentaje de parasitismo, realizando un mayor número de liberaciones durante la fase de luna llena, especialmente en el segundo y tercer mes de sembrado el algodónero, cuando las poblaciones de *Heliothis* pueden hacer mayor daño.

Estas observaciones coinciden con las de Hallman (1985).

COMO LIBERAR? Las liberaciones en el cultivo deben realizarse lo más uniformemente posible, teniendo en cuenta que el *Trichogramma* es un parasitoide de poca movilidad, de muy corto desplazamiento y que su actividad depende directamente de la densidad de la población del huésped. Recordemos también que la hembra de *Trichogramma* es provigénica, esto quiere decir que la hembra llega a su estado adulto con el número de huevos definitivos, que no es capaz de producir más durante su vida, ni tampoco de retenerlos por mucho tiempo, por lo tanto es necesario lograr el huésped lo más pronto posible, ya que de lo contrario los huevos son expulsados al exterior, sin cumplir ningún objetivo. Esta característica que para algunos casos es negativa, ha sido, sin embargo aprovechada para su cría en huevos artificiales.

Tradicionalmente este parasitoide ha sido distribuido en el campo en *estaciones fijas*, es decir que se colocan un número determinado de huevos parasitados o pulgadas cuadradas en varios sitios del campo, a distancias convenientes uno de otros. Los chinos, por ejemplo, colocan puntos a 12 metros de distancia y en nuestro medio se hace a 20-30 m. en cuadro. Este método permite una mejor distribución del parasitoide y la liberación escalonada, ya que en cada punto se pueden colocar 2, 3, o 4 pulg² con diferentes fechas de parasitación, para que la emergencia del *Trichogramma* ocurra igualmente a diferentes fechas, logrando un mejor cubrimiento, en el tiempo, del cultivo. Sin embargo cuenta con el inconveniente, que puede ser afectado por las lluvias o el ataque de predadores tales como hormigas o Coccinellidae, tal como ocurre en nuestro medio cuando se utilizan las bolsitas de papel con una o dos pulg² en su interior, las cuales se cuelgan en la planta, con la ayuda de un alfiler o en el pecíolo de una hoja.

Sin embargo, este inconveniente puede obviarse utilizando recipientes especiales que impidan la acción de las lluvias y predadores, tales como recipientes plásticos, pedazos de guadua y el uso de sustancias grasosas que impidan el acceso de otros insectos al sitio ocupado por el *Trichogramma*. Este método es aconsejable para cultivos de áreas pequeñas, hasta de 50 has.

Para cultivos de áreas mayores, es preferible el sistema de porrón o tarro plástico de boca ancha. (Fig. 23). Este sistema permite la liberación de los adultos de *Trichogramma*, sin los inconvenientes del sistema anterior, pero requiere de operarios conscientes y responsables, que garanticen una distribución uniforme en el cultivo.

Para la aplicación de este sistema se procede de la siguiente manera:

- 1.- Disponga de porrones o tarros plásticos preferiblemente de 1 galón de capacidad y boca ancha. En ellos se depositan hasta 200 Pulg² de *Trichogramma*.
- 2.- Tape el porrón con tela tupida y ajústela con una banda de caucho o ajuste la tapa, si ella viene diseñada para tal fin.
- 3.- Espere la emergencia de los adultos, al día siguiente de observar las primeras avispietas se hará el primer recorrido al lote.
- 4.- Ubíquese en el cultivo a 15 pasos y elija una calle (a 15 pasos del borde del lote).
- 5.- Recorra toda la calle, y al terminarla avance 30 pasos y entre por una nueva calle, repitiendo el recorrido hasta terminar. (fig. 24).
- 6.- Cuando el total de *Trichogramma* haya salido, coloque la tapa y lleve los porrones a un lugar fresco de la casa o bodega de la finca.

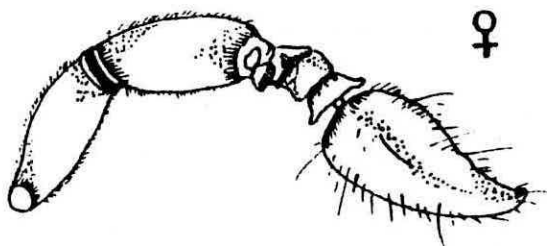
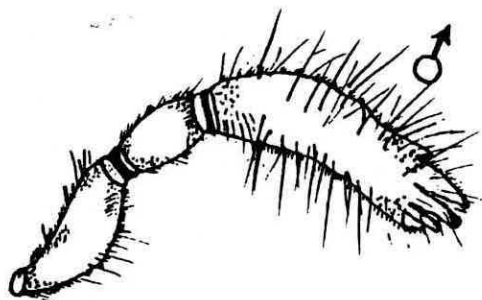
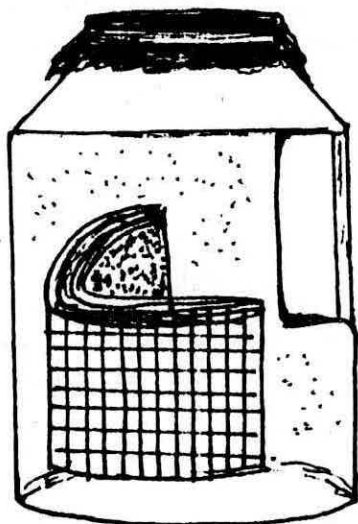


FIGURA 23. Porrón de liberación de adultos de *Trichogramma*.

Gráfico de las características físicas diferenciales de las antenas de los adultos macho y hembra de *Trichogramma* spp.

- 6.- Cuando el total de *Trichogramma* haya salido, coloque la tapa y lleve los porrones a un lugar fresco de la casa o bodega de la finca.
- 7.- Repita el recorrido al día siguiente, cuando habrá emergido el resto de *Trichogramma*.

La liberación de los adultos de *Trichogramma* durante el recorrido puede hacerse según una de las tres modalidades que se describen a continuación:

- a) Destapando el porrón cada 30 pasos dentro de la calle, a la altura de la planta por espacio de 10 segundos, luego el porrón se tapa suavemente, se camina 30 pasos y se repite la operación (Fig. 25A).
- b) Caminando con el porrón abierto durante 30 pasos y el porrón tapado los siguientes 30 pasos y así sucesivamente (fig. 25 B)
- c) Caminando con el porrón siempre abierto, dentro de las calles. (Fig. 25 C).

En cualquiera de los tres casos las avispas deben dejarse escapar a la altura de las plantas. Se calcula que con este sistema las cinco hectáreas que se liberan con las 200 pulg², puede ser cubierta por un operario durante 1 1/2 hora. Al terminar el último recorrido los cartones deben sacarse y dejarlos sobre las plantas, todavía queda en los cartones un 5-10% de las avispas que emergerán durante las horas siguientes.

El éxito de la liberación realizada depende ahora del encuentro rápido del adulto con el huésped, la cantidad de este en el cultivo y las condiciones climáticas posteriores. El *Trichogramma* por la necesidad de ovipositar rápidamente busca afanosamente el huésped, lo parasita y sigue su búsqueda. Cuando la densidad de la población del huésped, es alta su eficiencia es mayor, ya que no necesita desplazarse mucho, si el huésped es escaso perderá mucho tiempo en encontrarlo dado que su búsqueda es prácticamente al azar y solo lo detecta cuando está muy cerca de él. En las primeras 48 horas de vida el *Trichogramma* coloca el 80-85% de sus huevos, logrando, por lo tanto, parasitar el huésped presente desde los dos días anteriores hasta los colocados dos y tres días después de ser liberado.

COMO EVALUAR? La evaluación del control ejercido por *Trichogramma* se hace con base a la población del huésped y el porcentaje de huevos parasitados, complementado con la observación del avance o no del daño en el cultivo. generalmente 3 o 4 días después de las operaciones, se recolecta en el cultivo huevos de la plaga a controlar (50, 100 o más), procurando separarlos del cultivo con un pedacito del órgano de la planta donde se encuentra, y se colocan en panales de vidrio, diseñadas para tal fin (Fig. 26).

La recolección de los huevos debe realizarse en forma indiscriminada; blancos, cremosos, oscuros, negros, etc. Al cabo de una semana contaremos los adultos de *Trichogramma*, y larvas de la plaga, emergidos y mediante una simple regla de tres, obtendremos el porciento de huevos parasitados.

Paralelamente se estará haciendo una evaluación de la presencia de la plaga en el cultivo.

Estos dos parámetros nos dirán que camino seguir en el manejo de la plaga.

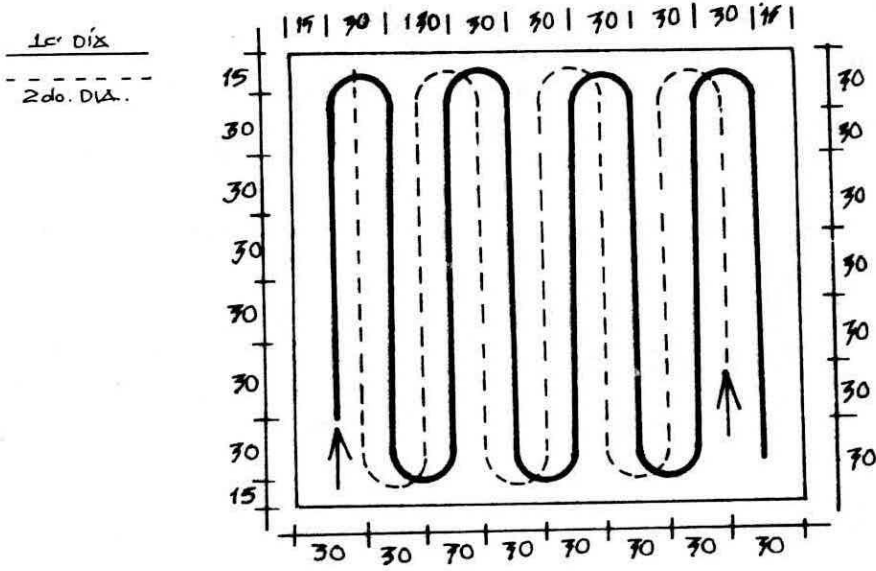


Fig. 24 Diagrama del Recorrido en un Lote.

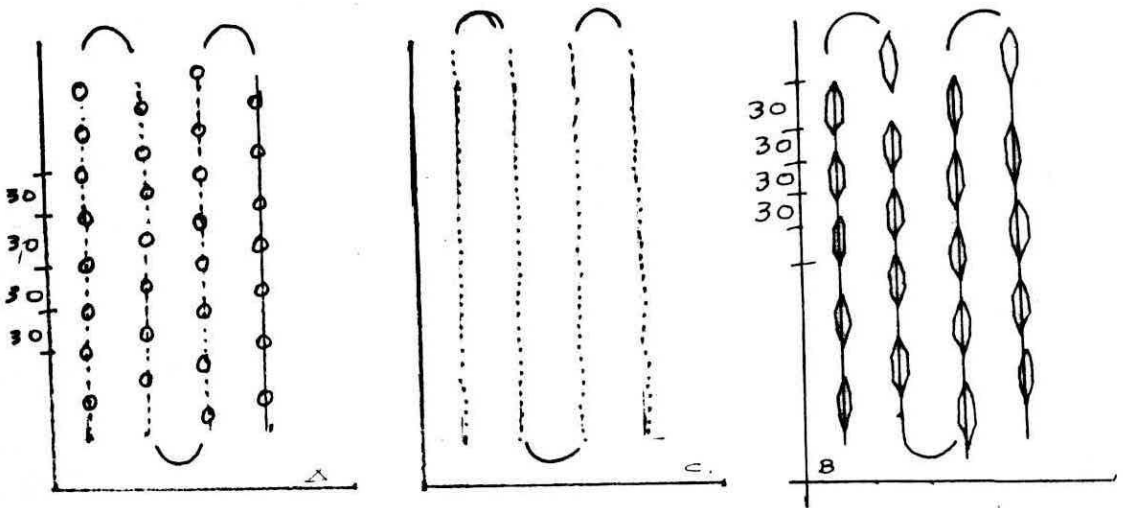


Fig. 25. Sistemas de Liberación de los Adultos de Trichogramma

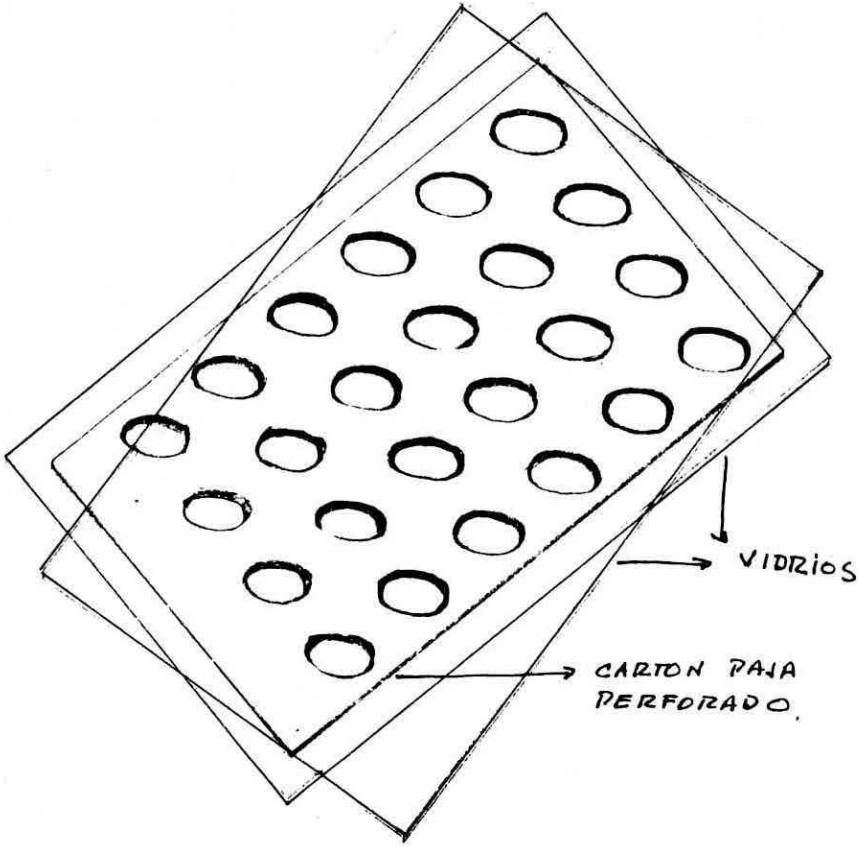


Figura N° 26. "Panal para determinar porcentaje de huevos parasitados por *Trichogramma* en campo.

**PRINCIPALES PLAGAS MANEJADAS CON LIBERACIONES
DE TRICHOGRAMMA EN COLOMBIA**

INSECTOS PLAGAS		CULTIVOS	Inicio de Liberaciones	Dosis N° Mínimo de	
Nombre Científico	Nombre Común			p ² /ha	Liberaciones
<i>Heliothis virescens</i> <i>Alabama argillaceae</i> <i>Trichoplusia ni</i> <i>Pseudoplusia includens</i> <i>Secadores pyralis</i>	gusano bellotero comedor de hoja falsos medidores rosado colombiano	ALGODONERO	10 - 25 días de germinado	40 - 50	10
<i>Diatraea</i> spp.	Barrenador del TALLO	CAÑA DE AZUCAR MAIZ, SORGO Y ARROZ	30 - 40 días	50	4
<i>Pleuroprucha asthenaria</i> <i>Celama</i> sp <i>Pococera</i> sp.	Panojeros	SORGO	40 - 45 días de germinado	50	4

INSECTOS PLAGAS

Nombre Científico	Nombre Común	CULTIVOS	Inicio de Liberaciones	Dosis p ² /ha	Nº Mínimo de Liberaciones
<i>Anticarsia gemmatalis</i> <i>Omiodes indicata</i> <i>Simiothia</i> sp. <i>Heliothis</i> sp.	Comedor de hojas Enrollador de la Hoja gusano de las vainas	SOYA FRIJOL	30 - 40 días de germinado	50	5
<i>Erynnis</i> ello (L.)	cachón de la yuca	YUCA	Presencia de adultos	50	6
<i>Scrobipalpu</i> <i>La absoluta</i> <i>Heliothis</i> sp. <i>Neulocinodes elegantalis</i>	Cogollero del tomate Rosado del tomate	TOMATE	8 - 10 días después del transplante	100- 150	10
<i>Agraulis</i> sp.	cosechero	MARACUYA	Presencia de adultos	50	4

CONTROL DE CALIDAD DEL *TRICHOGRAMMA* SPP. CRIADO MASIVAMENTE

Con base a los estudios realizados por Amaya, (1975); el Instituto Colombiano Agropecuario, en el año de 1976, dictó la Resolución 1170, por medio de la cual se reglamentó la producción y venta del parasitoide *Trichogramma*.

Esta Resolución fué actualizada, 6 años después, siendo reemplazada por la 1258 del 5 de agosto de 1982 y ésta a su vez fué modificada por la Resolución N° 20 del 5 de Enero de 1990, la cual adiciona algunos nuevos conceptos especialmente sobre individuos atípicos.

Con base a esta Resolución el I.C.A. ejerce un control de calidad sobre los laboratorios de cría masiva de este parasitoide en todo el territorio colombiano, realizando visitas periódicas a las instalaciones, como también a los campos donde se utiliza el insumo biológico.

En la visita a los laboratorios, el funcionario oficial debe tomar tres muestras del material parasitado por lote: una de las muestras queda en el laboratorio visitado, otra en las oficinas de la Regional del I.C.A. y la tercera es remitida al Centro Experimental más cercano para realizar el análisis respectivo.

En cada ocasión se llena un formulario, donde se deja constancia sobre algunos datos de interés para ambas partes.

Copia de la Resolución 20 de 1990 y estos formularios se anexan al final del presente trabajo.

NUMERO PROMEDIO TEORICO Y REAL DE HUEVOS DE *SITOTROGA* POR PULGADA CUADRADA.

- a. Con base a las dimensiones del huevo de *Sitotroga* 0.66 mm largo y 0.27 mm de ancho, se determinó que colocando estos en forma adecuada en una pulgada cuadrada ($25,4 \text{ mm}^2$) teóricamente cabrían 3.666 huevos.
- b. El estudio realizado por más de 20 laboratorios de *Trichogramma* en el país, dió como resultado un promedio de 3.158 huevos que se creía anteriormente de 5.000

PARASITISMO Y EMERGENCIA

El porcentaje de parasitismo varía entre el 76 y el 88% con un promedio

aproximado de 86% para los laboratorios del país.

El porcentaje de emergencia en condiciones de laboratorio y sin pasar por almacenamiento en frío, varía entre 72 y 86% con un promedio aproximado de 83%.

RELACION DE SEXOS

La relación de machos y hembras del *Trichogramma* spp. en condiciones normales deben ser de 1:1, es decir, mitad machos - mitad hembras. Se pueden calcular tomando muestras de 100 adultos de *Trichogramma* spp. muertos por pulgada cuadrada y separado los machos (antenas con pelos largos en el flagelo). Las cartulinas con los huevos parasitados deben de tener un promedio mínimo de 3000 cada una, de las cuales el 85% de ellos deben estar parasitados. El productor en las cartulinas debe anotar la fecha de parasitación, fecha aproximada de eclosión y la fecha hasta la cual está apta para la venta.

FACTORES QUE INFLUYEN EN LA CALIDAD

- a. Almacenamiento: Después de 20 días de almacenamiento a temperaturas entre 8 y 10°C, el material se altera y no se recomienda de utilizarlo.
- b. Transporte: Las temperaturas altas durante el transporte, los empaques inadecuados y un manipuleo incorrecto influyen en su calidad.
- c. Luz: La acción directa de los rayos solares, afecta la emergencia del parásitoide.

COMO DETERMINAR LA CALIDAD

El porcentaje de emergencia se puede calcular tomando 1/16 de la pulgada cuadrada la cual se coloca en un vial o frasco pequeño.

Después de 48 horas de iniciarse la emergencia se pueden contar los adultos emergidos. La cifra resultante no debe ser inferior a 125 lo cual corresponde a 2000 avisipas por pulgada cuadrada.

Si esta cifra es menor, el porcentaje de parasitismo o el porcentaje de emergencia está fallando. (Amaya, 1986)

Millán (1993), afirma que los principales parámetros de control de calidad que deben cumplir los productores y distribuidores de avisipas del género *Trichogramma* son:

- Hojas de cartulina con las divisiones exactas de las pulgadas cuadradas.
- La pulgada cuadrada debe tener un mínimo de 2.400 huevos del hospedero parasitados y una emergencia de *Trichogramma* spp superior al 80%.
- La relación de sexos en los adultos de *Trichogramma* debe ser como mínimo 1:1 (una hembra o más por cada macho).
- El porcentaje de individuos atípicos de los adultos de *Trichogramma* spp emergidos en una pulgada cuadrada de huevos del hospedero debe ser menor al 2%.
- El material inicial de las especies de *Trichogramma* spp deberá renovarse por lo menos cada seis meses recolectando material del parásito en el campo.

Con base en estos parámetros se suministra un informe en el cual se consigna si el material cumple o no con las exigencias de calidad de la resolución 20. En caso que el material analizado resulte de mala calidad se interroga al Asesor Técnico del laboratorio productor sobre las posibles causas de esta mala calidad y se aplican los correctivos necesarios.

El control de calidad no se realiza solamente en el producto final, ya que hay una serie de factores en los procesos de producción, distribución y manejo a nivel de campo que afectan considerablemente su calidad. En el presente documento se enumeran algunos factores que inciden negativamente dentro de estos procesos en la calidad de *Trichogramma* spp, ya sea en forma directa o indirecta.

PRODUCCION

Los factores que influyen directamente en la disminución de la producción de huevos de *Sitotroga cerealella*, inciden indirectamente en la disponibilidad de material de *Trichogramma* spp, y por ende en el buen desarrollo y calidad de los programas de manejo integrado de plagas, en los cuales tiene gran influencia este parásito.

La producción comercial de *Trichogramma* spp comprende dos fases generales: primera, la obtención de huevos de *Sitotroga cerealella*, segunda, la parasitación de esos huevos por *Trichogramma* spp.

Primera fase. La escogencia del trigo, sustento de las polillas de *Sitotroga cerealella*, por su dureza y condiciones fitosanitarias tiene incidencia en la producción de huevos de la polilla en cuanto a cantidad y tamaño de los adultos, presencia de plagas en los gabinetes sobre todo especies de *Pteromalidae* y ácaros principalmente el pediculoides (*Pyemotes* sp), lo que incide en la manera de la producción final de pulgadas.

La desinfección adecuada de gabinetes y bandejas evita el ataque de plagas como *Tribolium* sp, *Sitophilus orizae*, *Rhizopertha dominica*, *Xylocoris* sp.

En los gabinetes la recolección de los huevos de *Sitotroga cerealella* se hace en pequeños recipientes plásticos colocados en la parte inferior de éstos. Los cambios para recoger los huevos frescos se deben hacer todos los días. Si esta práctica se demora 3 o más días, los huevos se tornan rojizos y comienza el proceso de formación de la larva de *Sitotroga*. Estos huevos no son parasitados por *Trichogramma* spp, reduciéndose la calidad de las pulgadas que se elaboren con ellos.

La adecuada limpieza de los huevos de *Sitotroga* antes que sean pegados a los cartones para su posterior parasitación, incide directamente en la calidad, ya que las impurezas como patas, alas, excrementos, merman espacio para los huevos disminuyendo el número de ellos por pulgada cuadrada.

Segunda fase. Los huevos de *Sitotroga cerealella* se deben colocar en cartones exactamente marcados en pulgadas cuadradas; si esta medida no es correcta, se le está vendiendo y liberando menos cantidad que la recomendada.

El engomado de los cartones incide en la calidad de las pulgadas elaboradas. Si se coloca poca goma los huevos se desprenden fácilmente del cartón, y se coloca mucha, los huevos se embeben en la goma y no son parasitados, por esta razón hay que calibrar cuidadosamente esta práctica con el fin de evitar fallas que incidan en la calidad.

La relación de parasitación más utilizada es 1:4 o sea, una cartón madre por cuatro con huevos de *Sitotroga cerealella* a parasitar; al aumentar esta relación hay que tener muy en cuenta la calidad de los adultos que van a parasitar, no sea que se haga muy amplia disminuyendo la calidad de la parasitación.

El *Trichogramma* spp reacciona positivamente a la luz, por lo tanto el sitio de almacenamiento de los porrones con parásitos, debe poseer una buena distribución de luz para lograr una parasitación uniforme.

La sala de parasitación debe acondicionarse a temperaturas no mayores de 30°C y humedad relativa no inferior a 70%.

Estas condiciones se deben tener en cuenta para lograr una buena parasitación una buena calidad del material. Es necesario que los productores renueven su material inicial por lo menos cada seis meses, con el fin de mantener poblaciones con alta actividad, capacidad de búsqueda y buena fecundidad.

El almacenamiento del material es uno de los puntos que más preocupa y que necesita ser más investigado para ajustar conceptos existentes, autores como Rodríguez, *et al.* (1981), Amaya (1975) y otros conceptúan que los huevos parasitados de *Sitotroga cerealella* pueden refrigerarse a una temperatura de 7 a 10°C hasta por 20-23 días. Almacenamiento por más tiempo, deteriora la calidad del parasitoide.

La resolución 20 recomienda 25 días contados a partir de la fecha de parasitación como tiempo máximo de almacenamiento del material que va a ser liberado en el campo. En épocas de baja demanda del producto, el tiempo de almacenamiento puede sobrepasar el tiempo recomendado, deteriorando la calidad del material en cuanto a emergencia, vigor de los adultos y aumentando el número de machos. Es necesario exigir a los productores que todos los materiales tengan claramente su fecha de parasitación y de vencimiento.

DISTRIBUCION

El material producido por los laboratorios es transportado a diferentes sitios para su utilización, en algunos casos requiere de varios días para llegar a su destino final, como es el caso de la Costa Atlántica.

Las altas temperaturas durante el transporte, los empaques inadecuados y un manipuleo incorrecto deterioran ostensiblemente la calidad del material. La acción directa de los rayos solares afecta la emergencia del parásito, factores importantes de tener en cuenta al distribuirse un material.

El *Trichogramma* spp utilizado en zonas con mayor altitud y menor temperatura al sitio de producción, es afectado en su tiempo de emergencia, relación de sexos y en su capacidad parasítica (Amaya, 1986); concepto indispensable en la planificación de liberación; cuando se pasa a mayor temperatura y menor altitud el efecto negativo es mucho menor.

El material producido cuando vaya a ser transportado a los sitios donde se

va a liberar debe empacarse preferiblemente en neveras de icopor con bloques de hielo, las pulgadas deben protegerse con plásticos que no tengan huecos ni estén porosos, con el fin de evitar que el agua que se produce cuando se descongele el hielo no deteriore el material.

La caja de envío debe llevar un rótulo explicando las fechas de parasitación, cantidad de pulgadas cuadradas, fecha posible de emergencia del parásito, fecha límite de venta y otras recomendaciones sobre el manejo.

Es indispensable que los expendedores de *Trichogramma* spp conozcan como es el manipuleo y su manejo a nivel de campo con el fin de poder mantener la calidad del material, asesorar bien al agricultor y así presentarle un buen servicio.

El buen manejo a nivel de campo del *Trichogramma* spp es indispensable para que la calidad obtenida por los productores y mantenida en la distribución se vea reflejada en el campo. El éxito del control biológico depende de la frecuencia y continuidad de las liberaciones así como de la oportunidad de la liberación.

Para las liberaciones en campo existen varios métodos o sistemas, pero el más adecuado es el de la liberación de adultos ya emergidos.

Antes de iniciar las liberaciones es necesario realizar un reconocimiento de campo con el fin de determinar el estado y situación de la plaga, para así lograr colocar el parásito en las mejores condiciones de trabajo y obtener excelente parasitación.

Los adultos de *Trichogramma* spp., son muy susceptibles a la casi totalidad de los insecticidas, a las lluvias, vientos fuertes y a las condiciones adversas de temperatura y humedad, factores indispensables de tener en cuenta al iniciar una liberación. Debe buscarse al liberar el parásito, condiciones que favorezcan su establecimiento en el campo. Las liberaciones deben hacerse preferiblemente en horas de la mañana, sin vientos, sin proximidades de lluvias.

En caso que por razones necesarias se tenga que aplicar un insecticida, el cultivo luego de la aplicación queda desprotegido sin fauna benéfica o inducida, por tal motivo, hay que tratar de renovar rápidamente el equilibrio biológico mediante liberaciones, ojalá reforzándolas aumentando la cantidad normalmente liberada.

El control de calidad de *Trichogramma* spp. se basa principalmente en la supervisión de una serie de eventos biológicos que se inician con la producción del parásito, siguiendo con la distribución y finalmente con el manejo a nivel de campo.

Es necesario que pensemos en la necesidad de que estos tres procesos estén correlacionados y bien realizados con el fin de obtener una buena calidad que garantice el éxito, la permanencia y la continuidad de los controles biológicos en el manejo de plagas de los diferentes cultivos.

En México, Vejar y Alpizar (1980); anotan que los factores que deben tenerse en cuenta para determinar la calidad del *Trichogramma* son:

- a) El porcentaje de parasitismo sobre el huevo del huésped.
- b) El índice de recuperación, expresado en porcentaje (emergencia de adultos).
- c) Adultos defectuosos (alas reducidas o sin ellas).
- d) Transcurso de la emergencia de adultos, en días (inicio, masiva y final).
- e) Longevidad en días.
- f) Relación de sexos.
- g) Número de huevos que una hembra es capaz de parasitar durante su período de fertilidad (dado en porcentaje).

Además, aconsejan la parasitación en cartoncillos negros o verdes por considerar que estos presentan una mayor atracción sobre *Trichogramma*, obteniéndose porcentajes de parasitismos más elevados y uniformes.

Con relación a la cartulina utilizada para pegar los huevos de *Sitotroga*, Amaya (1977 b) realizó un ensayo en el cual se utilizaron cartulinas de los siguientes colores: blanca, roja oscura, azul clara, negra, rosada, verde clara y amarilla clara, que son las más fáciles de conseguir en el comercio.

Las cartulinas fueron divididas en pulgadas cuadradas y se adhirieron a ellas huevos de *S. cerealella*, los cuales se expusieron a la parasitación de *T. pretiosum*, durante cuatro días, en un recipiente de vidrio, utilizado como cámara de parasitación.

En cada cámara de parasitación se introdujeron 10 pulgadas de cada una de las cartulinas y se replicó cuatro veces.

La proporción utilizada fué de 1:3. Al cuarto día se separaron cada una de las cartulinas en recipientes más pequeños y allí permanecieron seis días más hasta la emergencia total de los adultos de *Trichogramma*.

Con la ayuda de un microestereoscopio se realizó el contaje, tomando cinco sitios de cada pulgada cuadrada (50 sitios por tratamiento).

En cada sitio se contaron 100 huevos, separando los parasitados, los no parasitados y los parasitados eclosionados.

Para mayor seguridad, cada huevo contado se destruyó, con el fin de evitar contabilizarlo en más de una ocasión.

El proceso de parasitación se llevó a cabo en condiciones de laboratorio a una temperatura de 28°C, 72% de H. R. y ausencia de luz, en las cámaras de parasitación.

Tal como se muestra en la Tabla siguiente, el porcentaje de parasitación de huevos de *S. cerealella*, puestos en las diferentes cartulinas varía entre el 96,2 en la cartulina de color amarillo claro y el 61,5 en las cartulinas de color rosado.

Entre las cartulinas blancas; con 92,0% de huevos parasitados y la negra con 91,2% no existe diferencia significativa, no obstante, se observó que en la cartulina negra, en todos los casos, el número de huevos por pulgada cuadrada fué siempre mayor que en las otras cartulinas.

Se determinó que este mayor número de huevos en la cartulina negra era debido a su constitución porosa, la cual le dá un mayor poder de retención de huevos; 3.228 sobre otras cartulinas las cuales no poseen esta cualidad y solo se alcanzó un número de 2.723 como máximo.

Preferencia del *Trichogramma (semifumatum) pretiosum* (Riley) por los huevos puestos en cartulina de diferentes colores.

Tratamiento Nº	Colores	Huevos puestos por pulg ²	Huevos puestos parasitados	% de parasi- tación
1	Blanco	2.648	2.436	92.0
2	Rojo Oscuro	2.723	2.454	92.0
3	Azul Claro	2.655	1.760	66.3
4	Negro	3.228	2.943	91.2
5	Rosado	2.370	1.458	61.5
6	Verde Claro	2.720	1.858	68.3
7	Amarillo Claro	2.634	2.537	96.2

- Promedio de cuatro replicaciones.

Con base a los resultados anteriores, se optó por la cartulina negra, la cual presenta una mayor retención de huevos con un porcentaje de parasitismo aceptable

PAISES EN LOS CUALES EL *TRICHOGRAMMA* ES UTILIZADO EN MAYOR OMENOR ESCALA
 COMO AGENTE DE CONTROL BIOLÓGICO

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
Alemania R. F.	<i>T. cacoeciae</i> <i>T. confusum</i> <i>T. evanescens</i> <i>T. pretiosum</i> <i>T. maidis</i>	Forestales Frutales Maíz Hortalizas Vid	<i>A. pernyi</i> <i>Ostrinia</i> sp <i>Mamestra</i> sp Tortricidae	<i>S. cerealella</i>
Africa del Sur	<i>T. australicum</i> <i>T. pretiosum</i> <i>T. eldanae</i>	Caña de Azúcar Algodón Frutales	<i>Heliothis</i> spp. <i>Argyroploca</i> sp. <i>Diatraea</i> sp <i>L. pomonella</i> <i>C. lencotreta</i>	<i>S. cerealella</i> <i>E. kuehniella</i>
Austria	<i>T. maidis</i>	Maíz	<i>Ostrinia</i>	
Bolivia	<i>T. pretiosum</i>	Caña deAzúcar	<i>Diatraea</i>	<i>S. cerealella</i>

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
Brasil	<i>T. pretiosum</i>	Algodón	<i>Heliothis</i>	
		Yuca	<i>Erynnis</i>	
	<i>T. acacioi</i>	Soya	<i>Anticarsia</i>	<i>S. cerealella</i>
		Maíz	<i>Diatraea</i>	
	<i>T. manicobai</i>	Yuca	<i>Erynnis</i>	
<i>T. spp</i>	Tomate	<i>Scrobipalpula</i>		
Bulgaria	<i>T. maidis</i>	Maíz	<i>Ostrinia</i>	
	<i>T. evanescens</i>	Remolacha Azucarera	<i>Mamestra</i>	
	<i>T. cacoeciae</i>	Manzano	<i>Cydia</i>	
	<i>T. dendrolini</i>	Forestales	Tortricidae	
Canadá	<i>T. minutum</i>	Forestales	<i>Ch. fumiferana</i>	<i>S. cerealella</i>
Cuba	<i>T. fuentesi</i>	Caña de Azúcar	<i>Diatraea</i>	<i>C. cephalonica</i>
	<i>T. sudhae</i>	Yuca	<i>Erynnis</i>	
	<i>T. oatmani</i>	Pastos		
Colombia	<i>T. pretiosum</i>	Algodón	<i>Heliothis spp</i>	<i>S. cerealella</i>
		Sorgo, soya	<i>Alabama, Diatraea</i>	
		Frijol, yuca	<i>Erynnis</i>	
		Tomate	<i>Scrobipalpula</i>	
			<i>Anticarsia, Omiodes</i>	

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
Checo-eslovaquia	<i>T. evanescens</i> <i>T. embryophagum</i>	Hortalizas	<i>Pieris rapae</i> <i>Mamestra</i> sp. <i>Z. diniana</i>	<i>S. cerealella</i>
China R. P.	<i>T. japonicum</i> <i>T. dendrolini</i> <i>T. confusum</i> <i>T. ostriniae</i>	Arroz Maíz Caña de Azúcar Pinos	<i>Ostrinia</i> spp. <i>Heliothis</i> sp. <i>Chilo</i> spp. <i>Cnaphalocrocis</i>	<i>Antheraea pernyi</i> <i>Coreyra cephalonica</i> <i>Philosamia cynthia</i> "Huevos" y dieta artificial
	<i>T. pretiosum</i> <i>T. cacoeciae</i>	Algodón Cítricos	<i>Barathra</i> sp. <i>Leguminivora</i> sp. <i>Dendrolimus</i> sp.	
Ecuador	<i>T. pretiosum</i>	Algodón	<i>Heliothis</i> <i>Alabama</i>	<i>S. cerealella</i>
Egipto	<i>T. evanescens</i>	Caña de Azúcar	<i>Chilo</i> sp.	<i>Ephestia kurhniella</i>

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
España	<i>T. cordubensis</i> <i>T. pintoi</i>	Algodón	<i>Heliothis</i> sp.	<i>E. kuehniella</i>
Estados Unidos de Norte América	<i>T. evanescens</i> <i>T. pretiosum</i> <i>T. exiguum</i> <i>T. minutum</i> <i>T. nubilalis</i> <i>T. maltbyi</i> <i>T. retorridum</i> y otras	Algodón Maíz Soya Tomate Sorgo	<i>Heliothis</i> spp. <i>Ostrinia</i> sp.	<i>E. khuehniella</i> <i>S. cerealella</i> <i>C. cuatella</i>
Filipinas	<i>T. japonicum</i> <i>T. chilonis</i> <i>T. dendrolini</i> <i>T. nana</i> <i>T. evanescens</i>	Arroz Caña de Azúcar Maíz Algodón	<i>Chilo</i> sp. <i>Helicoverpa</i> <i>Ostrinia</i> <i>Leucinodes</i> <i>Heliothis</i>	
Francia	<i>T. maidis</i> <i>T. nubilalis</i> <i>T. embryophagum</i> y otras 26 spp.	Maíz Hortalizas	<i>Pieris rapae</i> <i>Ostrinia nubilalis</i> <i>Mamestra brassicae</i>	<i>E. kuehniella</i>

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
Gran Bretaña	<i>T. evanescens</i>	Maíz	<i>O. nubilalis</i>	<i>Mamestra</i> sp.
Grecia	<i>T. pallida</i> <i>T. euproctidie</i> <i>T. pretiosum</i>	Olivo	<i>P. oleae</i>	<i>E. kuehniella</i>
Honduras	<i>T. minutum</i> <i>T. pretiosum</i> <i>T. platneri</i>	Banano	<i>Ceramidia</i> <i>Antichloris</i>	
India	<i>T. chilonis</i> <i>T. exigumm</i>	Caña de Azúcar	<i>Chilo</i> spp.	<i>Corcyra cephalonica</i>
Irán	<i>Trichogramma</i> spp	Caña de Azúcar Maíz Arroz	<i>Sesamia</i> <i>Ostrinia</i> <i>Chilo</i>	
Italia	<i>T. maidis</i>	Maíz	<i>O. nubilalis</i>	<i>E. kuehniella</i>
México	<i>Trichogramma</i> spp.	Algodón Maíz	<i>Anticarsia</i>	<i>S. cerealella</i>

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
		Sorgo Soya Fríjol Nogal Pastos Hortalizas	<i>Cydia</i> Otros lepidópteros	
Perú	<i>T. exiguum</i> <i>T. semifumatum</i> <i>T. pretiosum</i> <i>T. perkinsi</i>	Algodón Caña de Azúcar Maíz	<i>Heliothis</i> spp <i>D. saccharalis</i> <i>Alabama</i> sp. <i>A. sphaleropa</i>	<i>S. cerealella</i>
Portugal	<i>T. evanescens</i> <i>T. nagarkatti</i>	Tomate Repollo Maíz	<i>H. armígera</i> <i>U. brassicae</i> <i>Sesamia</i> sp.	<i>E. kuehniella</i>
Rumania	<i>T. dendrolini</i> <i>T. maidis</i>	Remolacha de azúcar	<i>M. brassicae</i>	<i>E. kuehniella</i>
Rusia	<i>T. avanescens</i> <i>T. euproetidis</i>	Remolacha Algodón	<i>O. citrinia</i> <i>Heliothis</i> sp.	<i>S. cerealella</i>

PAIS	ESPECIES	CULTIVOS	PLAGAS	HUESPED DE CRIA
		Maíz Frijol	<i>I. dorsana</i>	
Taiwan	<i>T. ostriniae</i>	Maíz	<i>Ostrinia</i>	
Tunez	<i>T. oleae</i>	Olivo	<i>Praysoleae</i>	
Uruguay	<i>T. galloi</i>	Caña de Azúcar	<i>Diatraea</i>	<i>Sitotroga cerealella</i>
Venezuela	<i>T. pretiosum</i> <i>T. caiposi</i> <i>T. pintoii</i>	Algodón Maíz Sorgo Tomate Melón	<i>Heliothis</i> <i>Alabama</i> <i>Spodóptera</i> <i>Diatrea</i> <i>Scrobipalpula</i> <i>Diaphania</i>	<i>S. cerealella</i>

PRODUCCION Y USO DE TRICHOGRAMMA EN LA COMUNIDAD DE ESTADOS INDEPENDIENTE (ANTIGUA UNION SOVIETICA).

Las exigencias de las autoridades de la CEI, relacionadas con la protección del medio ambiente, han estimulado, en los años recientes una investigación más intensiva de los medios biológicos para la protección de las plantas cultivadas y la expansión de su uso en el campo. En 1989, alcanzaron un cubrimiento de 27 millones de hectáreas, incluyendo el uso de insectos entomófagos en 19 millones de hectáreas.

Entre los medios de control biológico, el parasitoide de huevos, *Trichogramma* es el más ampliamente utilizado con 17 millones de hectáreas.

En la CEI, se han descrito a la fecha 29 especies de *Trichogramma*. Estas especies incluyendo el *T. evanescens*, *T. maidis*, *T. pintoii*, *T. embryophagum*, *T. cacoeciae*, son utilizadas en varias regiones del país.

El *Trichogramma* es utilizado para la protección de cultivos contra varias especies de Lepidópteros que atacan el repollo; *Mamestra brassicae*, el algodonero; *Heliothis armigera* y otras especies noctuidae en vegetales, gramíneas, leguminosas, remolacha y otros cultivos. Es también utilizado en pastos perennes, en el maíz contra el barrenador del tallo *Ostrinia nubilalis*, contra el insecto de los prados; *Lexostege stricticalis* e insectos de la vid, *Laspeyresia nigricana*.

Igualmente se han obtenido resultados satisfactorios contra *Carpocapsa pomonella* y un enrollador de las hojas, de la familia Tortricidae, en huertos y viñedos.

Estas medidas de protección, basadas en las liberaciones de *Trichogramma*, incluye también una aplicación limitada de plaguicidas, un incremento de los organismos benéficos naturales, como también preparaciones de insecticidas microbiales.

El *Trichogramma*, recientemente está siendo utilizado en las regiones meridionales de la Federación Rusa y en las Repúblicas del Asia Central, Transcaucaso.

En la CEI, los *Trichogrammas* son criados masivamente en laboratorios y biofactorías con equipos mecanizados. El Instituto de Investigación de Medios Biológicos para la protección de las plantas, está desarrollando nuevas tecnologías para la producción y el uso de *Trichogramma* en el campo. Este Instituto lleva a cabo una supervisión científica sobre todas las clases de

métodos biológicos utilizados en el país.

Los *trichogrammas* han sido producidos masivamente, en los últimos 10 años en huevos de *sitotroga cerealella*. La mecanización y el uso de equipos especializados han permitido la producción comercial de este parasitoide.

En la actualidad más de 800 unidades mecanizadas están funcionando en el país, produciendo el 60% de todo el material para liberaciones. Una unidad es capaz de producir de 4 a 5 millones de individuos, los cuales aseguran el tratamiento de 35.000 a 45.000 hectáreas por estación.

ALMACENAMIENTO DEL TRICHOGRAMMA PRODUCIDO

El material producido en los laboratorios biológicos puede ser almacenado por un período corto o largo, en instalaciones con HR, T y aireación regulados. Estos equipos permiten el almacenamiento de los Trichogrammas hasta por un año.

Para incrementar la viabilidad del *Trichogramma* criado en laboratorio sobre *S. cerealella*, se recomienda colectar en campo huevos del huésped natural, donde el Trichogramma es criado al menos durante dos generaciones y después no más de siete generaciones en *Sitotroga*, antes de ser liberados en el campo.

METODOS PARA LA LIBERACION EN EL CAMPO

En las regiones con condiciones meteorológicas favorables, se realizan de 3 a 4 liberaciones de Trichogramma por generación de la plaga con intervalos de 7 a 10 días.

La cantidad de las liberaciones están determinadas por la densidad de las posturas de la mariposa hembra. Los Trichogrammas son liberados en 20 a 40 puntos por ha.

En remolacha y repollo, se recomiendan liberar de 60.000 a 300.000 hembras por hectárea para el control de los Noctuidos.

En el maíz contra *Ostrinia nubilalis*, de 200.000 a 300.000 hembras, dependiendo del número de posturas de la plaga.

En algodónero, liberaciones repetidas de 3 a 4 en cantidades que van de 240.000 a 400.000 hembras por ha.

Se recomienda finalmente liberar *Trichogramma* en lugares donde hay probablemente huéspedes del parasitoide (reservorios) a lo largo de los caminos, rompevientos, canales etc.

En la CEI, a partir de 1990 se intenta expandir en 2 - 2.5 veces más el uso de *Trichogramma* con la creación de nuevos métodos de liberación mecanizada, con la ayuda de rociadores de tractor que aseguran el tratamiento hasta de 150 Has. por día.

El equipo está desarrollado para una liberación completa de *Trichogramma* en mezcla con aserrín y dispositivos montados en la rueda de conducción del tractor. También se está trabajando con liberaciones aérea para lograr el tratamiento hasta de 250 has. por hora, utilizando huevos de *Sitotroga* parasitados encapsulados.

PRODUCCION Y USO DE TRICHOGRAMMA EN LA R. P. CHINA

No obstante que en algunas regiones se utiliza *Coreyra cephalonica*, como huésped, en la mayoría de los criaderos predomina el gusano de seda del roble. *Antheraea pernyi*.

Lu Qi (1986), en la Provincia Heilungjiang, indica que las principales plagas en esa zona son: el perforador asiático del maíz; *Ostrinia furnacalis* y el perforador de la vaina de la soya; *Leguminivora geycinivorella*.

Cuenta que desde 1974 se viene utilizando *trichogramma* para el control de estas plagas, y que desde 1977, la producción se ha industrializado para poder abastecer la demanda del parasitoide. El total del área tratada es de aproximadamente 2 millones de mu (un mu es equivalente a 1/15 hectáreas).

Después de muchos años de investigación llegaron a perfeccionar el método que ellos denominan la técnica de: cuarto amplio, adultos, huevos sueltos y no refrigeración, con lo cual obtiene una alta calidad, y una eficiente producción masiva.

Características de la producción: En la planta se planifica el momento adecuado de producción con la aparición de la plaga en los diferentes cultivos, con el fin de no refrigerar el parasitoide.

Se utilizan cuartos amplios para realizar los tres procesos básicos: inoculación, oviposición y desarrollo. En el cuarto de inoculación el insecto tiene facilidad para volar y el de oviposición un sitio oscuro y tranquilo para la postura. El de desarrollo se le proporcionan cambios naturales en la temperatura para incrementar la vitalidad del *Trichogramma*.

El uso de la técnica del "huevo suelto", hace que la reproducción sea rápida y práctica.

La práctica de inoculación con *Trichogramma* adultos permite descartar individuos débiles y se logra una mayor uniformidad al momento de la oviposición y la eclosión.

Con esta técnica están produciendo en la Planta entre 150 y 200 millones de *Trichogramma* diario.

Cuarto de inoculación: El cuarto de inoculación debe tener un área de 10-15 m². Una pantalla de vidrio de 2-4 m² que se coloca al lado de una fuente de

luz. Al lado opuesto (lado oscuro), se instala una repisa movable con el "semillero" de *Trichogramma*. El cuarto debe tener controladores automáticos para regular la ventilación y la humedad. Sobre la repisa se coloca una bandeja de 60 x 60 x 2 cm. para el "semillero". de *Trichogramma*.

Las bandejas de inoculación; las que tienen los huevos huéspedes, se ponen a disposición para que el *Trichogramma* los parasite. Este cuarto debe mantenerse a una temperatura de 23-25°C, buena ventilación y una humedad relativa entre 80-90%.

Cuando ocurre la emergencia del *Trichogramma* del "semillero", los adultos vuelen hacia la pantalla de vidrio. Regularmente se debe aplicar miel de abejas diluída al 10% a la pantalla de vidrio para alimentar el *Trichogramma*.

Cada vez que la pantalla acumula cierta cantidad de adultos, estos se recogen con una brocha grande de plumas de gallina y se van colocando sobre papel blanco para esparcirlos sobre la badeja de inoculación que contiene los huevos huéspedes del gusano de seda. Inmediatamente después las bandejas se llevan al cuarto de oviposición.

Cuarto de oviposición: Debe tener un área de 10-15 m², a oscuras con un buen sistema de ventilación y una temperatura entre 21-23°C y una humedad relativa entre 80 y 90%. Generalmente se requieren 24 horas para completar la oviposición; los huevos parasitados se llevan a otras bandejas para trasladarlos al cuarto de desarrollo.

Cuarto de desarrollo: El cuarto de desarrollo es mucho más amplio; 40-60 m² a una temperatura ambiente y un sistema de ventilación adecuado.

Las bandejas para el desarrollo de 100 x 60 x 5 cm., se deben estar volteando regularmente para asegurar una temperatura uniforme.

Tarjeta para liberación escalonada: Los huevos parasitados a diferentes edades de inoculación, generalmente de 3, 4, 5, 6, 7, 8 y 9 días se pegan con una solución de goma arábica en tarjetas de papel e inmediatamente se trasladan al campo para la liberación de los parasitoides.

Mecanización de la producción: Para tal fin se desarrolló un equipo para recuperar las polillas y una para separar y lavar los huevos.

En una mesa se instalan los motores de las dos máquinas, que tienen una válvula electromagnética que regula un canal con agua, una compuerta de

seguridad y un interruptor de corriente. La mesa de operación funciona como un panel de control de todo el proceso.

La máquina de recuperación de polillas, posee una cama ovalada para los capullos, un recolector de polillas y un canal con agua para la entrega de polillas. En el borde superior de la cama hay un riel, equipado con un motor, este motor acciona las brochas que recolectan las polillas. Cuando está en funcionamiento el motor mueve las brochas a lo largo del borde de la cama de capullos, colectando las polillas del gusano de seda que hayan caminado hacia el borde, echándolas al canal receptor que está ubicado en la parte inferior de la cama. Las polillas flotan en el canal y son trasladadas hacia la máquina separadora de huevos y lavado. la cantidad de polillas que entran a la máquina se puede regular con la válvula de la compuerta del canal de agua.

Cada ronda de la máquina de recuperación demora 1 minuto y medio. La eficiencia es 100 veces mayor que la recuperación manual. Al estar en operación el agua sirve como medio de fricción para separar los huevos de las polillas que fluyen hacia la entrada del canal de lavado. Debido a su mayor gravedad específica, los huevos caen al fondo del canal y los cuerpos de las polillas flotan en la superficie del agua.

Los cuerpos de las polillas pueden ser utilizados como alimento para gallinas.

La máquina puede separar los huevos de las polillas a razón de 500 por minuto.

Evaluación de las liberaciones: Para el control del perforador del maíz, las liberaciones de *Trichogramma* se inician durante el pico máximo de oviposición de la plaga. Se necesitan de 2 a 3 liberaciones con intervalos de 7-8 días, en cantidades de 20.000 *Trichogrammas* por mu y por cosecha. En cada mu se instalan 5 sitios de liberación distanciados 11.5 m uno de otro.

El porcentaje de parasitismo ha oscilado desde 1974, entre 71.2 y 92.4%. Esta tasa de parasitismo es de 45.7 - 66.9% mayor que en los campos donde no se libera el parasitoide.

Igualmente la población del perforador en campos donde se libera es de 74.1 - 81.5% menor que en los campos donde no se libera. Se calcula que se ha logrado salvar de la destrucción por el perforador, 46.925.00 jin (un jin es equivalente 1/2 kgr) de maíz. Esto representa un aumento en las ganancias de 7.038.500 yuan. Además, esta práctica ha evitado el uso de 5.130 toneladas de agroquímicos. El costo del control con *Trichogramma* es sólo una quinta parte del control químico.

Además ha evitado la contaminación química de más de 2 millones de mu.

INVESTIGACION Y UTILIZACION DE HUEVOS ARTIFICIALES PARA LA PROPAGACION DEL PARASITOIDE *TRICHOGRAMMA*

Según, Kaijia et al (1986); desde la introducción de la hemolinfa de insecto en la dieta artificial de *Trichogramma* en 1975 (Hoffman), se han obtenido grandes logros en la alimentación artificial de *Trichogramma*. Por ejemplo, se han criado *in vitro* con éxito más de siete especies con una dieta compuesta de hemolinfa de insecto o de tejidos relacionados. *Trichogramma dendrolimi* ha sido criado exitosamente en huevos hospedantes artificiales hechos de hemolinfa y otros tejidos, por más de 20 generaciones (1-19). Además del desarrollo de la dieta artificial, también se están desarrollando rápidamente técnicas artificiales de la alimentación y de fabricación de los huevos hospedantes artificiales.

PROCEDIMIENTOS PARA LA PREPARACION DE LA DIETA ARTIFICIAL

Desde 1979, nuestro laboratorio ha desarrollado varias formulaciones para la dieta artificial para *Trichogramma*. La mejor es la siguiente:

- Tejido completo de la pupa del gusano de seda del roble	30%
- Yema de huevo de gallina	14%
- Solución de leche descremada al 10%	26%
- Agua destilada	30%

La dieta artificial arriba mencionada es mucho mejor que otras dietas evaluadas anteriormente porque el tejido completo de la pupa sustituyó la hemolinfa. Sin embargo, los procedimientos para la preparación de la dieta artificial han sido mejorados.

Durante la preparación es necesario homogenizar los tejidos de la pupa después de haber removido el pupario y el meconio de las pupas. El huevo natural del insecto es un sistema vivo. Cualquier experimento que intente reemplazar el huevo del insecto con una dieta artificial debe evitar que la dieta artificial sea contaminada por microbios. En nuestra experiencia, la adición a la dieta de 500 μ /ml-dieta de penicila y 50 μ g/ml-dieta de canamicina mantiene bajo el nivel de contaminación.

FABRICACION DE LA TARJETA ARTIFICIAL PARA LOS HUEVOS

A medida que los *Trichogramma* depositan sus huevos en y se alimentan del plasma de los huevos de la plaga, se les va suministrando la dieta artificial de manera aséptica en una envoltura similar a un huevo, la cual se hace con dos

membranas polímeras opuestas, unidas en conjugación (apareadas). A una se le denomina la lámina inferior y a la otra la cubierta. Todas las envolturas se hacen la una al lado de la otra sobre una lámina inferior, de tal manera que se parezcan a una tarjeta con huevos.

La tarjeta se diseñó con una dimensión de aproximadamente 110 x 80 mm y 165 depresiones (de 2 mm de diámetro), en las cuales se depositó la dieta. La lámina inferior tienen 50 pilares de (1,5 mm de diámetro), con los cuales se sostiene la cubierta.

Actualmente la producción masiva de tarjetas de huevos artificiales se hace en una línea de producción sencilla en un cuarto especial. Para la fabricación de las tarjetas de huevos artificiales se siguieron los siguientes pasos: (1) Utilizando dos cuchillas bien afiladas, se cortó la membrana polímera cilíndrica apareada para obtener la lámina inferior y la superior; (2) Entonces se condujo la lámina inferior al aparato anterior y se hicieron depresiones en este último, utilizando calor y presión; (3) Se adicionaron 58 μ l de dieta artificial, mediante un "dispensador" especial; (4) Se puso la lámina de la cubierta superior y se ajustó perfectamente a la lámina inferior mediante un marco eléctrico de sellado. De esta manera se fabricó una tarjeta de huevos artificiales al vacío. Es importante resaltar que todo el procedimiento se debe realizar bajo condiciones de asepsia. La productividad de nuestra línea de producción experimental es de aproximadamente 600-1000 tarjetas/hora. Tres trabajadores podrían fácilmente atender la línea de producción.

INDUCCION DE LA OVIPOSICION Y CRIA DE LAS TARJETAS DE HUEVOS ARTIFICIALES YA PARASITADOS

Aunque el *Trichogramma* siempre inspecciona al hospedante, aunque sean huevos artificiales, la aceptación de estos no es tan buena como la que se da con huevos naturales usados como hospedantes.

La envoltura de los huevos artificiales no tiene los estimulantes olfatorios de los huevos naturales. Para aumentar la tasa de parasitismo de los huevos artificiales, se puede impregnar "cáscara" de los huevos antes de exponerlos a los parasitoides adultos con un cebo para oviposición, como por ejemplo carbohidrato de sodio o hemolinfa de la pupa al 50%.

Las tarjetas de huevos artificiales que habían sido tratadas con el cebo para oviposición fueron expuestas a los parasitoides adultos. Este procedimiento se llevó a cabo por tandas ubicadas en repisas de oviposición iluminadas en un ambiente con 26-27°C y una humedad relativa del 80%. Cuando las tarjetas de los huevos artificiales habían sido parasitadas, estas se introduje-

ron inmediatamente. Al mismo tiempo que se realizaba esta operación, se adicionó un número definido de pupas parasitoides que emergerían en unas pocas horas. En nuestro laboratorio, la oviposición ha subido a una tasa de 300-400 tarjetas por hora. La tasa de parasitismo de los huevos fue mayor al 70%.

Las tarjetas de huevos artificiales que habían sido tratadas con el cebo para oviposición ya parasitadas se retiraron a un cuarto de cría a una temperatura de 26-27°C y una humedad relativa del 80% para que continuara el desarrollo. Al encontrar prepupas en los huevos, se colocaron las tarjetas en almacenamiento frío (preferiblemente 4°C) o programadas en frío a diferentes temperaturas para una liberación masiva adecuada.

DESARROLLO DE LA TECNICA DE LIBERACION MASIVA

En nuestros experimentos preliminares, los parasitoides eran liberados durante su estadio adulto. Las liberaciones se hicieron llevando las tarjetas de huevos artificiales a los lotes experimentales; para portarlas, las tarjetas fueron colocadas en tubos de bambú o envueltas en bolsas de hojas. Sin embargo, los parasitoides adultos que habían emergido eran atacados frecuentemente por predadores o eran lavados por la lluvia.

Recientemente se diseñó y utilizó para la liberación masiva un aparato mejorado. Es un recipiente plástico antipredadores. En el centro de su cubierta hay un hueco de 5 cm de diámetro, cubierto con una gasa de terileno (malla número 20); encima tiene un techo de plástico para prevenir que entre la lluvia. Esta caja de liberación se hizo con láminas plásticas removibles que se pueden armar fácilmente al instalarlas y desarmar rápidamente para transportarlas o almacenarlas. En los experimentos preliminares, para una liberación se colgaron 10-20 tubos de bambú por hectárea.

Se ha considerado a fondo la factibilidad técnica del control biológico de plagas que atacan los cultivos de pino maderero y de caña de azúcar, mediante la liberación en aumento gradual de parasitoides criados con huevos hospedantes artificiales. El siguiente ejemplo presenta resultados que muestran el éxito obtenido con la aplicación de *Trichogramma* criado con huevos artificiales. Todos los resultados se obtuvieron comparando entre las avispas criadas con huevos artificiales y aquellas criadas con huevos naturales. Los resultados de ambos tratamientos se comparan con la región que sirvió de testigo (no liberación). En todo caso, los resultados de ambos tratamientos fueron mucho mejores que cuando no se hizo la liberación.

Entre 1981 y 1984 se liberaron *T. dendrolini*, unos criados con huevos artificiales y otros con huevos naturales, a una tasa entre 150, 000 - 450, 000/ha, para controlar el gusano del pino en una plantación de pino maderero. Los resultados indican que la habilidad de los *Trichogramma* criados con huevos artificiales es comparable con, y en algunos casos superior, a la habilidad de aquellos criados con huevos naturales.

RESULTADOS OBTENIDOS CON LIBERACIONES DE *T. DENDROLINI* EN UN BOSQUE DE PINO

Fecha	Trat.	Ha.	Avispas/ha.	Muestra total de huevos	Número total de H. Paras.	% Parasit.
July	AT	0.33	300.000	3647	3160	83.36± 7.78
1981	OT	0.33	300.000	5781	2659	42.24± 10.78
	CK	0.26	0	2740	0	0
	AT	2.00	110.000	6482	2994	49.30±18.60
Sep	OT	2.00	110.000	6451	2155	32.81±13.42
1981	CK	0.20	0	4668	77	1.30±1.30
	AT	2.00	144.000	6735	2787	41.38
May.	OT	2.00	144.000	6485	2207	34.03
1982	CK	1.00	0	6047	7	0.12
	AT	26.67	450.000	1200	614	51.17±8.06
June,						
1984	OT	6.67	450.000	400	228	48.57±14.15
	CK	3.30	0	200	1	0.50±0.98

AT: Huevos Artificiales

OT: Huevos Naturales

CK: Testigo

**ACTA DE VISITA DE INSPECCION A LABORATORIOS
PRODUCTORES DE *TRICHOGRAMMA spp.***

Nombre o Razón Social del Establecimiento: _____

Dirección: _____

Teléfono: _____

Propietario, gerente o Administrador: _____

Nombre del Asesor Técnico: _____ Reg: ICA N°: _____

Personal Auxiliar: _____

Especies a comercializar: _____

Descripción de las instalaciones: _____

 Capacidad (N° de gabinetes): _____

 Sala (s) de cría de la especie huésped: _____

 Sala de oviposición y tamizado e instalaciones de extracción de aire: _____

 Sala de parasitación: _____

 Equipos de almacenamiento y refrigeración de los materiales: _____

 Materiales y equipos de Control Interno de Calidad: _____

 Instalaciones Sanitarias: _____

Descripción de los lugares de almacenamiento de las materias primas: _____

Nombre (s) y zonas de cubrimiento de los expendedores autorizados con carné: _____

Observaciones: _____

Fecha: _____

Firma del Gerente, Propietario o
Administrador

Firma del Funcionario ICA
que practicó la visita

RESOLUCION No. 20 DE 1.990

Por la cual se reglamenta la producción y venta del parásito *Trichogramma* spp. destinado al Control biológico de algunas especies de insectos plagas prevalentes en determinados cultivos del país, y se deroga la Resolución No. 1258 de 1.982.

EL GERENTE GENERAL DEL INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO - ICA

En uso de sus facultades legales y en especial de las que le confieren los Decretos Nos. 843 de 1.969, 3136 de 1.984 y 501 de 1.989 y la Resolución No. 275 de 1.984, emanada del Ministerio de Agricultura, y

CONSIDERANDO

Que toda persona natural o jurídica que se dedique a la producción, distribución y venta de organismos o microorganismos que actúen como agentes de control biológico de plagas, deben observar y cumplir todas las normas contenidas en la legislación vigente.

Que el parásito denominado *Trichogramma* spp. es un insumo biológico de amplia aceptación y uso en programas de Control y Manejo Integrado de Plagas en diferentes cultivos del país.

Que la efectividad del parásito *Trichogramma* spp. en el Control Biológico de Plagas dependen en alto grado del material producido, de un adecuado transporte y manejo en el campo.

Que como organismo viviente, el parásito *Trichogramma* spp. requiere de constante supervisión y control de calidad en procesos de producción (cría masiva), distribución y liberación para asegurar a los usuarios su potencial biológico y su efectividad parasítica.

Que es necesario establecer normas en las cuales se debe sujetar toda persona natural o jurídica que se dedique a la producción, distribución y venta de los insumos destinados al control biológico de los insectos plagas de los cultivos.

RESUELVE:

CAPITULO I. DEFINICIONES:

ARTICULO PRIMERO. Para efectos de la presente Resolución, se establecen las siguientes definiciones:

- a. *Cepa*: Especie debidamente identificada del género *Trichogramma* recogida en el campo, que se utiliza para iniciar los procesos de cría masiva.
- b. *Insumo Agrobiológico*: Todo organismo vivo producido masivamente para ser utilizado en Programas de Control y Manejo Integrado de Plagas.
- c. *Material Comercial*: Producto resultante de la cría masiva de especie de *Trichogramma*.
- d. *Parásito*: Especímenes del género *Trichogramma*.
- e. *Hospedante u Hospedero*: Insectos utilizados en la cría masiva del parásito.
- f. *Productor*: Toda persona natural o jurídica que se dedique a la cría masiva de *Trichogramma* con destino a la producción y venta.
- g. *Expendedor*: Toda persona natural o jurídica que, debidamente autorizada por el productor y el ICA, se dedique a la venta del material comercial de que trata el Literal c. de este artículo.
- h. *Adultos atípicos de Trichogramma*: Son aquellos que presentan características fenotípicas distintas a las normales.
- i. *Lote*: Grupo de huevos del hospedero u hospedante parasitados en un día por el parásito.
- j. *Fecha de parasitación*: Fecha en la cual las hembras del parásito depositan sus huevos en aquellas del hospedero iniciándose así la parasitación del lote.
- k. *Fecha de vencimiento*: Hasta veinticinco (25) días después de la fecha de parasitación, bajo condiciones de adecuado almacenamiento: Temperaturas de 10 °C y Humedad Relativa del 90%.

CAPITULO II

REGISTRO DE PRODUCTORES

ARTICULO SEGUNDO. Los productores del material comercial a que se refiere la presente Resolución deben registrarse en el Instituto Colombiano Agropecuario ICA.

ARTICULO TERCERO. Para obtener el registro como productor, el interesado deberá presentar una solicitud ante el ICA, con la siguiente información y documentos:

- a. nombre y dirección del peticionario.
- b. Información sobre instalaciones, equipos, personal técnico y descripción de la metodología empleada en el proceso de cría masiva y control de calidad.
- c. ubicación exacta del laboratorio de Cría Masiva.
- d. Certificado de la Cámara de Comercio sobre constitución y representación legal, si se trata de persona jurídica o Matrícula Mercantil, si de persona natural, expedido con fecha no mayor de 90 días al momento de presentar la solicitud ante el ICA.
- e. Existencia en el Laboratorio de los elementos mínimos para el Control Interno de Calidad bajo la responsabilidad de un profesional competente en la materia.
- f. Certificado de las autoridades de Salud en el que conste que los lugares de cría masiva y almacenamiento cumplen con los requisitos exigidos por el Ministro de Salud, o en su defecto licencia Sanitaria vigente.
- g. Concepto Técnico del profesional del ICA que desempeña funciones de Supervisión de Insumos Agrícolas, sobre el cumplimiento de los requisitos de producción y almacenamiento del parásito.
- h. Recibo de pago expedido por la Tesorería del ICA, de acuerdo con la tarifa establecida.
- i. Lugar y fecha de presentación de la solicitud ante el ICA.

REQUISITOS DE PRODUCCION

ARTICULO CUARTO. Para efectos de la producción (cría masiva) del parásito, se deberán cumplir los siguientes requisitos:

a. Contar con la dirección técnica permanente ejercida por un profesional de las Ciencias Biológicas inscrito en la Dirección de Insumos Agrícolas del ICA. Para la inscripción, se deberá diligenciar oficios de solicitud con los datos personales y la experiencia en cría de *Trichogramma*, anexando fotocopia autenticada ante Notaría de la Tarjeta Profesional, dos (2) fotografías tamaño carné, y copia del recibo de pago expedido por la Tesorería del ICA. de acuerdo a la tarifa establecida; dicha inscripción quedará sin validez por retiro del Asesor de la Empresa para la cual se inscribió.

b. Contar con la instalaciones, equipos necesarios y sistemas que se requieren para los procesos de cría masiva y almacenamiento de las cepas y materia primas.

Estas deben incluir:

- Gabinetes.
- Sala de Cría.
- Sala de oviposición y tamizado.
- Instalaciones para extracción del aire.
- Sala de parasitación.
- Equipos de almacenamiento y refrigeración de los materiales.
- Bodegas de almacenamiento.
- Disponer de los elementos mínimos para el control interno de la calidad.
- Vigorizar y renovar como mínimo cada seis (6) meses la cepas de que trata la presente Resolución.

EXPEDICION DEL REGISTRO COMO PRODUCTOR

ARTICULO QUINTO. Cumplidos los requisitos enumerados, el ICA. expe

dirá el registro como productor, mediante Resolución motivada, el cual tendrá una vigencia indefinida, pero podrá ser cancelado en cualquier momento cuando se incumpla algunos de los requisitos de la presente Resolución y demás resoluciones vigentes, o se varíe algunos de los requisitos inicialmente aprobados en el registro de productor sin la autorización previa de la División de Insumos Agrícolas del ICA.

PARAGRAFO 1° Si transcurrido tres (3) meses calendario, a partir de la fecha de notificación del envío de la comunicación de la providencia que ordene el cumplimiento de algún requisito, el interesado no lo hubiere cumplido, se considerará abandonada la solicitud, procediendo a archivarla e informar el hecho al interesado.

PARAGRAFO 2°. En los casos en que se cancele registro de productor, si el interesado desea volver a solicitar el registro como tal, debe hacerlo en los términos establecidos en el Capítulo II de la presente Resolución.

OBLIGACIONES DE LOS PRODUCTORES

ARTICULO SEXTO. Además del cumplimiento de los requisitos establecidos anteriormente, los productores están obligados a:

- a. Mantener la calidad garantizada del material comercial, y llevar registros de control de calidad en los procesos de producción, los cuales deberán ser presentados a los funcionarios de Supervisión de Insumos Agrícolas cuando los soliciten.
- b. Diligenciar dentro el término fijado, los formularios que para fines estadísticos le suministre el ICA.
- c. Permitir a los funcionarios del ICA que desempeñen funciones de insumos agrícolas, las visitas técnicas y la toma de las muestras necesarias para verificar la cantidad de sus productos.
- d. Informar oportunamente al ICA cualquier cambio de dirección u otra novedad que modifique la información suministrada inicialmente para el registro.
- e. Realizar los análisis correspondientes al Control Interno de Calidad, de conformidad con lo dispuesto en la presente Resolución.
- f. Comunicar al ICA semestralmente cuando lo solicite, la relación actuali-

zada de expendedores de sus productos y de los volúmenes de producción.

CAPITULO III

INSCRIPCION DE EXPENDEDORES

ARTICULO SEPTIMO. Para inscribirse como expendedor de especies del género *Trchogramma*, el interesado deberá presentar solicitud ante el ICA. con la siguiente información y documentos:

- a. Nombre y dirección del peticionario.
- b. Descripción de las instalaciones y facilidades de almacenamiento bajo refrigeración, para los materiales de que trata la presente Resolución.
- c. Constancia escrita o carné expedido por el (o los) productor (es), que lo autoriza como expendedor.
- d. Licencia Sanitaria vigente, expedida por las autoridades locales de Salud.
- e. Certificado de la Cámara de Comercio sobre existencia y representación legal si se trata de personas jurídicas o matrícula mercantil, si de persona natural, expedido con fecha no mayor de 90 días, al momento de presentación dela solicitud ante el ICA.
- f. Certificado de aprobación del expendedor de un curso teórico - práctico sobre conocimientos generales y manejo del parásito *Trichogramma spp.*, otorgado por el ICA. u otras entidades competentes.
- g. Informe del funcionario de Insumos Agrícolas del ICA sobre las instalaciones del expendio o almacén.
- h. Recibo de pago expedido por la Tesorería del ICA. de acuerdo con la tarifa establecida.
- i. Lugar y fecha de presentación de la solicitud ante el ICA.

ARTICULO OCTAVO. Cumplidos los requisitos antes enumerados, el ICA expedirá una certificación que lo acredite como expendedor, lo cual tendrá una vigencia de dos (2) años, renovable por periodos iguales, previo al cumplimiento de los requisitos establecidos

anteriormente.

PARAGRAFO. Si transcurrido tres (3) meses, contados a partir de la fecha de notificación de la providencia que ordena el cumplimiento de algún requisito, el interesado no lo hubiere cumplido se considerará abandonada la solicitud, procediendo a informar del hecho al interesado.

OBLIGACIONES DE LOS EXPENDEDORES

ARTICULO NOVENO. Los expendedores de especies del género *Trichogramma* están obligados a:

- a. Diligenciar oportunamente los formularios que para fines estadísticos le suministre el ICA.
- b. Enviar, a solicitud del ICA, la relación actualizada de los proveedores del producto y de las cantidades (pulgadas cuadradas) distribuidas.
- c. Vender únicamente *Trichogramma* spp. (algunas de las especies registradas en Colombia son *T. pretiosum*, *T. exiguum*, *T. benneti*, *T. perkinsi*) con Licencia de Venta vigente en el ICA.
- d. Expende el parásito *Trichogramma* en su presentación original señalada en el Registro.
- e. Evitar el almacenamiento y la venta del parásito *Trichogramma* en presentación desprovista de rotulado, con enmiendas no autorizadas por el ICA, o con rotulados ilegibles o deteriorados.
- f. Almacenar el parásito *Trichogramma* bajo condiciones adecuadas de refrigeración.
- g. No expendere el parásito *Trichogramma* luego de 25 días de la fecha de parasitación.
- h. Permitir a los funcionarios del ICA, las diligencias de inspección y toma de muestras para la comprobación de la calidad garantizada del producto.
- i. Disponer de una nevera y demás implementos para la conservación, distribución y liberación en campo del producto.

CAPITULO IV

LICENCIA DE VENTA DE LOS PRODUCTOS

ARTICULO DECIMO. Para efectos de la comercialización en Colombia, los materiales de que trata esta Resolución deben tener Licencia de Venta vigente expedida por el ICA. Para obtener la Licencia de Venta, el Representante Legal o la persona en quien se haya hecho esta delegación, presentará solicitud ante la División de Insumos Agrícolas del ICA , con la siguiente información y documentos:

- a. Nombre y dirección del solicitante.
- b. Nombre científico de la especie objeto de comercialización.
- c. Nombre Comercial del producto ("*Trichogramma* spp. ") y nombre de la empresa productora.
- d. Proyecto en etiqueta en original y dos copias con la siguiente nota: " El productor garantiza que las características biológicas de la especie indicada corresponde a las anotadas en esta etiqueta, pero no asume responsabilidad sobre el manejo posterior a la entrega del producto, por estar fuera de su control " .
- e. Proyecto de plegable explicativo con las condiciones de manejo del producto.
- f. Visto bueno del Director Técnico o del Jefe de Control Interno de Calidad.
- g. Recibo de pago por la tarifa establecida por ICA.
- h. Lugar y fecha de presentación de la solicitud ante el ICA.

PARAGRAFO PRIMERO. Copia del proyecto de rotulado y del plegable explicativo será devuelto al interesado, una vez estudiados y aprobados en el ICA. para su impresión definitiva.

PARAGRAFO SEGUNDO. El solicitante debe enviar a la División de Insumos Agrícolas del ICA, setenta (70) ejemplares impresos del rotulado y del plegable explicativo, dentro de los noventa (90) días siguientes a su aprobación.

EXPEDICION DE LA LICENCIA DE VENTA

ARTICULO DECIMO PRIMERO. Una vez revisada la solicitud de que trata el Artículo Décimo de la presenta Resolución; si esta cumple los requisitos exigidos, el ICA. expedirá la Licencia de Venta firmada por Jefe de la Sección de Supervisión y Registro, el Director de la División de Insumos Agrícolas y el Subgerente de Protección a la Producción Agropecuaria. Igualmente se registrará en el libro respectivo y tendrá una vigencia de cinco (5) años contados a partir de la fecha de su expedición, renovable por periodos iguales.

Las modificaciones a la Licencia de Venta serán firmadas por el Jefe de la Sección de Supervisión y Registro y el Director de la División de Insumos Agrícolas.

PARAGRAFO. Si transcurridos tres (3) meses, contados a partir de la fecha de notificación de la providencia que ordena el cumplimiento de algún requisito el interesado no lo hubiere cumplido, se considera abandonada la solicitud procediendose a comunicar el hecho al interesado.

ARTICULO DECIMO SEGUNDO. El registro amparará un solo nombre comercial y tendrá carácter de Licencia de Venta en el territorio nacional.

ARTICULO DECIMO TERCERO. Para renovación de la Licencia de Venta el interesado deberá presentar la solicitud correspondiente ante la División de Insumos Agrícolas del ICA, dentro del último semestre de la vigencia, incluyendo la información y documentos establecidos en el Artículo Decimo de la presente Resolución.

PARAGRAFO. En los casos en que se requiera, se practicarán visitas de inspecciones a los laboratorios de producción y a las fincas de liberación del producto.

OBLIGACIONES DE LOS TITULARES DE LAS LICENCIAS DE VENTA DEL PRODUCTO

ARTICULO DECIMO CUARTO. Los titulares de la Licencia de Venta de especies de *Trichogramma*, tendrán las siguientes obligaciones:

a. Mantener las características del producto dentro de los límites estableci-

dos por el ICA.

- b. No modificar el rotulado o el plegable. Si por alguna razón fuera necesario corregir o adicionar el texto registrado, el interesado deberá solicitar oportunamente la autorización respectiva a la División de Insumos Agrícolas del ICA.
- c. La propaganda hablada o escrita de estos productos debe ajustarse a las especificaciones aprobadas en la Licencia de Ventas. Queda prohibida la utilización del nombre del ICA para fines de promoción comercial.
- d. Permitir a los funcionarios con actividades de Supervisión de Insumos Agrícolas del ICA, la toma de muestras necesarias para la comprobación de la calidad garantizada del producto.
- e. Enviar dentro del plazo fijado la información que para fines estadísticos le solicite la División de Insumos Agrícolas del ICA.

CAPITULO V

NORMAS GENERALES

ARTICULO DECIMO QUINTO. El ICA establecerá las definiciones, métodos de análisis y desviaciones permitidas en el contenido garantizado.

En desarrollo de lo dispuesto en este Artículo, establécense las siguientes obligaciones para los productores y distribuidores de especímenes del género *Trichogramma*, en la calidad de material comercial:

- a. La presentación comercial será en cuadrículas de cartulina, que podrán ser comercializadas individualmente o en hojas perforadas con un mínimo de variable de cuadrículas, pero con líneas claramente demarcadas en el respaldo de la cartulina que indiquen las divisiones en pulgadas cuadradas.
- b. Cada pulgada cuadrada debe contener un mínimo 2.400 huevos del hospedero parasitados, y una emergencia de *Trichogramma* superior al 80%.
- c. La relación de sexos en los adultos de *Trichogramma* debe ser como mínimo de una hembra o más por cada macho (1: 1).

- d. El porcentaje de individuos atípicos de los adultos de *Trichogramma* emergidos en una pulgada cuadrada de hospedero debe ser menor al 2%.
- e. Las cepas de las especies de *Trichogramma* deberán ser vigorizadas por lo menos cada seis (6) meses, recolectando material del parásito en el campo, cada cepa renovada debe incluir el huésped del cual proviene.
- f. Cada rótulo o etiqueta (hoja o grupo de cuadrículas divididas en pulgadas cuadradas), con huevos parasitados del huésped, deberá incluir los siguientes datos:
- Nombre del productor.
 - Nombre de la especie del parásito y nombre comercial del producto.
 - Número de la Licencia de Venta ICA.
 - Número del Lote de Producción.
 - Fecha de parasitación.
 - Fecha de vencimiento.
- g. El laboratorio de Producción, bajo la asesoría y dirección técnica permanente de un profesional de las Ciencias Biológicas, deberán incluir las siguientes instalaciones mínimas:
1. Una o varias salas de cría para la especie que sirve como huésped.
 2. Sala de oviposición y tamizado con instalaciones de extracción de aire.
 3. Sala de parasitación.
 4. Equipo para almacenamiento de los materiales bajo refrigeración.
 5. Materiales y equipos para control interno de calidad.
 6. Instalaciones sanitarias.
 7. Depósito para almacenamiento adecuado de materia primas y facilidades de desinfección, en caso necesario.

CAPITULO VI

CONTROL OFICIAL

ARTICULO DECIMO SEXTO. El control oficial de la calidad de los materiales de que trata esta Resolución, será efectuado por los profesionales del ICA que tengan funciones de insumos agrícolas, de acuerdo con las normas y procedimientos que el ICA determine.

ARTICULO DECIMO SEPTIMO. De todas las diligencias relacionadas con el Control Oficial serán levantadas Actas, las cuales deberán ser firmadas por las partes interesadas y de las cuales será enviada copia a los titulares del registro. El ICA podrá ordenar de oficio o a petición de terceros la revisión de cualquier registro, autorización o Licencia de Venta.

ARTICULO DECIMO OCTAVO. Las diligencias de inspección y tomas de muestras serán efectuadas por el personal técnico autorizado del ICA, mediante visitas a los Laboratorios de producción, depósitos, almacenes de distribución y lugares de liberación.

CAUSALES DE SANCION

ARTICULO DECIMO NOVENO. Serán causales de sanción:

- a. Las contravenciones a lo estipulado en la presente Resolución.
- b. La distribución y venta de material comercial producido por firmas no autorizadas por el ICA y sin Licencia de Venta vigente.
- c. La distribución y venta del material comercial que no cumpla con las características y garantías consignadas en el respectivo registro, y comprobado mediante análisis de control de calidad.
- d. La distribución y venta de especies de género *Trichogramma* procedentes de cepas con más de seis (6) meses en proceso de producción.
- e. La distribución y ventas de materiales con fechas límites de venta vencida.
- f. La distribución y venta de materiales sin condicione adecuadas de almacenamiento.

- g. Otras alteraciones que afecten la calidad del material comercial, de conformidad con lo señalado en el Artículo Décimo Sexto de la presente Resolución.

SANCIONES

ARTICULO VIGESIMO. La violación a cualquiera de las normas establecidas en la presente Resolución será sancionada mediante Resolución motivada que expedirá el ICA, de conformidad con los Decretos Nos. 843 de 1.969 y 1596 de 1.972, y la Resoluciones Nos. 133 de 1.971 y 520 de 1.978, del Ministerio de Agricultura.

Según la gravedad del hecho, las sanciones serán las siguientes:

- a. Multas sucesivas hasta por CINCO MIL PESOS (\$ 5.000) sin perjuicio de ser convertidas en arresto en la proporción legal.
- b. Suspensión de operaciones hasta por seis (6) meses de las empresas que produzcan o vendan los productos de que trata la presente Resolución.
- c. Suspensión de la Licencia de Venta del producto, hasta por seis (6) meses.
- d. Cancelación de la Licencia de Venta del producto.
- e. Según el caso cancelación del Registro del Productor.
- f. Suspensión de la certificación de la inscripción de los almacenes de distribución hasta por seis (6) meses.
- g. Cancelación de la certificación de inscripción de los almacenes de distribución.

PARAGRAFO PRIMERO. En todos los casos de violación, comprobada a las normas establecidas, y sin perjuicio de la sanción a que haya lugar, se procederá al sellado y posterior decomiso de los productos, sin derecho a indemnización, el cual será practicado por el personal técnico autorizado por el ICA. Al efecto se procederá en primer término al sellado de los lotes de los productos objeto de la sanción, diligenciado las Actas respectivas y remitiendo el informe a al Gerencia Regional de lugar en donde se cometió la infracción, para que mediante Resolución motivada se ordene el decomiso de los productos.

Para el cumplimiento de la diligencia de decomiso, el personal técnico del

ICA, levantará un Acta en presencia del propietario, administrador o representante legal del establecimiento, en la cual se hará constar el motivo de la sanción y la relación de los productos decomisados.

RECURSOS

ARTICULO VIGESIMO PRIMERO. Contra la sanciones a que se refiere el Artículo Vigésimo de la presente Resolución, proceden los recursos previstos en el Decreto No. 01 de enero 2 de 1.984.

CAPITULO VII

DIVULGACION

ARTICULO VIGESIMO SEGUNDO. La División de Insumos Agrícolas del ICA publicará periódicamente información relacionada con resultados de análisis, producción, comercialización y aplicación de insectos benéficos en los diferentes cultivos y zonas del país.

ARTICULO VIGESIMO TERCERO. En la presente Resolución rige a partir de la fecha de su publicación en el Diario Oficial y deroga la Resolución No. 1258 de 1.982 y demás disposiciones que le seàn contrarias.

PUBLIQUESE Y CUMPLASE

Dada en Bogotá D.E., a los cinco (5) días de enero de 1.990.

GABRIEL MONTATES LLAMAS
GERENTE GENERAL

MOISES FRANCISCO BROCHERO
SECRETARIO GENERAL

mbdeb.

BIBLIOGRAFIA

- ALCARAZ, V.H. 1978. Control Integrado. Seminario sobre manejo de plaguicidas y protección del ambiente. Bogotá. Febrero 13-17 pp. 45-54.
- ALDEN, CH. and J. E. WEBB, Jr. 1937. Control of injurious insects by a beneficial parasite. State Capitol, Atlanta, Georgia. Dept. of Entomol. Bull. 79:24.
- ALLEN, J y D. GONZALEZ. 1974. Spatral Attack Batterns of *Trichogramma pretosium* Araund Release Sites Compared with a Random Diffusion Model. Environ. Entomol. 3 (4): 647-52 (Res. en Abs. Ent. 6 (1)/75:1522).
- ALVAREZ, R. J. 1966. Parasitismo de *Trichogramma* spp., sobre posturas de Lepidóptero en cultivos comerciales del algodónero. Agr. Trop. Col. 22 (10): 510-511.
- ALVAREZ, A. 1977. Informe sobre la Mesa Redonda "Análisis crítico de *Trichogramma* sp". Memorias IV Congreso SOCOLEN. Bogotá.
- AMAYA, N. M. 1975. Estudios básicos, tendientes a mejorar el uso de *Trichogramma* spp., (Himenóptera: Trichogrammatidae) en el control integrado de plagas en Colombia. Tesis M.Sc. Ent. Bogotá. Universidad Nacional de Colombia. 83 p.
- AMAYA, N.M. 1977. Influencia de las fases lunares y algunos factores climáticos en la fluctuación de las poblaciones de *Heliothis* spp. en la zona del Espinal. Resúmenes. IV Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá. Folio 22-24 p. 27.
- AMAYA, N. M. 1977. Efectos de la conservación en frío sobre el desarrollo de *Trichogramma semifumatum* Perkins. El algodónero (Bogotá), 2 (5): 3-5.
- AMAYA, N. M. 1977b. Preferencia del *Trichogramma (semifumatum) pretiosum* por huevos de *Sitotroga cerealella* (Olivier) puestos en cartulinas de diferentes colores. Espinal. CNIA. Nataima (Mimeografiado).
- AMAYA, N. M. 1978. Alternativas ecológicas para una agricultura encadenada. U. del Tolima. Ibagué. S.O.S. ecológico; 2 (19), 2 p.

- AMAYA, N. M. 1981. Recomendaciones sobre el uso y manejo del *Trichogramma* spp. El Algodonero. Bogotá (1-51): 20-21.
- AMAYA, N. M. 1981. Una iniciativa digna de imitar. El algodónero. Bogotá (162): 16-17.
- AMAYA, N. M. 1982. Investigación, utilización y resultados obtenidos en diferentes cultivos con el uso de *Trichogramma* spp. en Colombia. En: Les Trichogrammes. Ed. Inra. Publ. No. 9 Paris. pp. 195 - 199. (Resumen en: Rev. Appl. Entomol. Ser. A 71: 555, 193).
- AMAYA, N. M. 1982 Efecto de algunos insecticidas sobre la acción parasítica del *Trichogramma pretiosum* (riley) (Hymenóptera: Ed. INRA. Publ. No 9. Paris pp 195 - 199. (Resumen en: Rev. Appl. Entomol. Ser. A 71: 555, 1983).
- AMAYA, N. M. 1982. Control Integrado de plagas del algodónero en las zonas de Zarzal y Roldanillo. El algodónero. Bogotá. (162): 17-19.
- AMAYA, N. M. 1986. Nuevas Técnicas en la cría masiva de *Trichogramma* spp. en Colombia. Resúmenes XIII Congreso Socolen. Cali. p. 22
- AMAYA, N. M. 1986. El *Trichogramma*; una valiosa ayuda en el control integrado de plagas del algodónero. Rev. El algodónero. Bogotá. No. 189 Sep-Oct. pp. 25-27.
- AMAYA, N. M. 1986. Factores de calidad de *Trichogramma* spp. criado masivamente. En: producción y manejo de *Trichogramma*. Palmira. ICA. pp. 14-18.
- AMAYA, N. M. 1988. Biological Control of *Scrobipalpula absoluta* (Meyrick) by *Trichogramma* sp. in the tomato. En: *Trichogramma* and other egg parasites. 2nd. International Symposium Guangzhou. China Ed. INRA. Publ. N° 43. Paris pp. 453. 457.
- AMAYA, N. M. 1990. Timing og *Trichogramma* spp. realeses to control *Heliothis virescens* on cotton according to moon phases and pest populations. III Simposium. *Trichogramma* and other egg parasitoids. Resúmenes. San Antonio. Texas. p.10.
- ARIAS, B. y A. BELLOTI. 1989. Control Biológico de *Erinnyis ello* (L.) en yuca. Importancia de *Trichogramma* spp. como parte de su control. En

Producción y manejo de *Trichogramma*. ICA. Reg. 5 (Seminario) Palmira. pp. 21-30.

AWADALLAH, K. T. M. Y. AHMED AND M. S. ABDALLA. 1986. Efecto of previously irradiated *Coreyra cephalonica* eggs on the biology of *Trichogramma evanescens*. *Trichogramma News*. Germany F. R. Bol. 3 p. 9.

BABAYAN, G. A. 1973. Biología del *Trichogramma fasciatum* (Perkins), (Hymenoptera): Trichogrammatidae), parásito de los huevos de *Diatraea saccharalis*. La Habana, Instituto de investigaciones de la Caña de Azúcar de la Academia de Ciencias de Cuba, 10 p.

BARBER, G. W. 1937. Variation in populations and in size adults of *Trichogramma minutum*. Riley emerging from eggs of *Heliothis obsoleta*. *Entomol. Soc. Amer.*, 30: 263-268.

BASSO, C., and C. MOREY. 1990. Biological control of the sugarcane borer *Diatraea saccharalis* with *Trichogramma* spp. in Uruguay. En: *Trichogramma and other egg parasitoids 3rd International Symposium*. San Antonio. Texas. pp. 165 - 169

BENAVIDES, C. H. 1976. Nuevo método de cría de *Sitotroga cerealella* Oliver. Evaluación en la producción de *Trichogramma semifumatum*. . (mimeografiado).

BERMUDEZ, J. R. 1970. Avispas de Laboratorio Refuerzan fauna natural. El emisor agropecuario (Bogotá) 6 (61): 4-12.

BETANCOURTH, H. y C. CUELLAR. 1980. Estudio de la efectividad biológica de las generaciones posteriores del *Trichogramma* y efectos de la altitud sobre calidad. Tesis de Grado. Manizales. Universidad de Caldas.

BINC, C. 1986. Preliminary study on nutritional requirements and egg-laying stimulus for the adults of *Trichogramma ostrinia*. *Trichogramma News* N° 3 Darmstadt. F. R. G. p-8.

BROWER, J. H. 1986. Use of *Trichogramma* as a biological control method for stored-product Lepidoptera. *Trichogramma News*. N° 3. Darmstadt. F. R.G. p-22.

- BRUN, P.; WASHINGTON, G. y L. ARAGAO. 1984. Tres especies novas de Trichogrammatidae parasitoides de Lepidópteros desfolhadores de mandioca e do eucalipto. Pesq. Agrop. bras. 19 (7): 805-810.
- CABRERA MENDOZA, B. H. y A. ALVAREZ. 1980. Dinámica de las poblaciones de posturas del complejo *Heliothis* spp. *Alabama argillacea* (Hübner) (Lepidóptera: Noctuidae) en el algodónero, con respecto a factores climáticos y al parasitismo por *Trichogramma* spp. en las zonas de Buga, Valle del Cauca. 90 p.
- CALVERT, D. J. 1978. Control Biológico como un componente del manejo integrado de plagas. Seminario sobre manejo de plaguicidas y protección del ambiente. Bogotá, Febrero 13-17. pp. 225-234.
- CALVIN, D. and J. LOSEY. 1990. Preferences of *Trichogramma pretiosum* for three age classes of southwestern corn borer eggs. En: *Trichogramma and other egg parasitoids*. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas pp. 59-62.
- CASSAVA ENTOMOLOGY. 1978. Informe anual. CIAT. Palmira Valle. 33 p.
- COBO, A. 1984. Efecto de Permetrin sobre huevos de *Heliothis* sp. y *Alabama argillacea* parasitados por *Trichogramma* sp. Tesis Ing. Agr. Palmira. U. Nacional.
- CRUZ, J., G. OSPINA e I. JIMENEZ. 1979. Estudio sobre *Pyemotes (Pediculoide) ventricosus* Newport. Acaro limitante de la producción del complejo *Sitotroga cerealella* Oliver - *Trichogramma* spp. en la zona de Palmira. Tesis Ings. Agrs. Palmira. Colombia Universidad Nacional 125 p.
- CHACON, C. P. 1967. Continuación de las observaciones sobre las posibilidades de control biológico de *Heliothis* spp. con parásito del Género *Trichogramma* en la Comarca Lagunera. Fitófilo, 55:29-37.
- CHRAMBACH, A. y D. RODBARD. 1971. Polyacrylamide Gel Electrophoresis. Revista Science (Washington), 171 (3982): 440-451.
- DAI, K.; L. ZHANG, M. ZHIJIAN, Z. LIANSHENG, Z. QIXIU, C. ALHUA, X. KEJING, L. QUN AND G. YIGUANG. 1986. Research and utilization of artificial host egg for propagation of parasitoid *Trichogramma*. En: *Trichogramma and other egg parasites*. Ed. INRA. Paris pp. 311-317.

- DAVIS, B.J. 1964. Disc electrophoresis - 11. Method on application to human serum proteins. Annual New York Academy Sciences (New York), pp 404 - 436.
- De BACH, P. 1978. Control Biológico de las plagas de insectos y Malas Hierbas. 6 ed. México, Continental. 949 p.
- DE LA TORRE, S. L. y M. DIAZ. 1976. Estudio del superparasitismo en el *Trichogramma fasciatum* (Perkins), con huevos de *Corcyra cephalonica* (Station). Rev. Ciencias. Sanidad Vegetal. Universidad de la Habana. Cuba. 11p.
- DE LA TORRES, S.L. 1980. Revisión de los *Trichogramma* de Cuba, con la descripción de tres nuevas especies y una variedad. Rev. Ciencias. Sanidad vegetal. Universidad de la Habana. pp 1-40
- DOTH, R y G. VIGGIANI. 1968. The Classification of the Trichogrammatidae (Himenoptera: Chalcidoidea). California Academy Of Sciences (California), 35 (20): 477-586.
- DUNKER, A. K. y R. RUECKERT. 1969. Observations on Molecular Weight. Determinations on Polyacrylamide Gel. The Journal of Biological Chemistry (Baltimore), 244 (18): 5074 - 5080.
- FERNANDEZ, F. y J. GONZALEZ 1981. Acción tóxica invitro de cinco insecticidas en poblaciones de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera- Trichogrammatidae). Tesis Ing. Agr. Universidad Nacional de Colombia. Palmira. 86 p.
- FINNEY, G.L. 1931. The temperature relationship of the *Trichogramma minutum*.. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 65-66.
- FUCHENG, W. and S. Zhang. 1990. *Trichogramma pintoii*: deutero tojy, la boratory multiplication and field releases. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3er. International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 155-157.
- GAONA RAMIREZ, J.S. y H. ACEVEDO. 1979. Dinámica de las poblaciones de posturas del complejo *Heliothis* spp. y Argillaceae (Hübner) en el algodónero con respecto a factores climáticos y al parasitismo por *Tri-*

chogramma spp en el Valle del Cauca. Tesis Ings. Agros. U. Nal. Palmira. 92 p.

- GARCIA, F. 1986. Uso de *Trichogramma* spp. en programas de investigación. En: Producción y manejo de *Trichogramma*. ICA. Reg. 5 (Seminario). Palmira. pp 1-7.
- GARCIA, F.; O. AGUDELO y R. VARELA. 1989. Control Biológico de plagas en soya: Valle del Cauca. Rev. Asoc. Ing. Agr. del Valle (ASIAVA). N° 31 pp. 20-21.
- GARCIA, F. 1992. Estado actual y perspectivas del control biológico en algunos cultivos del Valle del Cauca. Colombia. 2° Simposio Nacional sobre control biológico en Colombia. Memorias. Medellín. pp. 39-55.
- GARCIA, F. 1993. Nuevas especies de *Trichogramma* en el control biológico de plagas en cultivos. En: Resúmenes XX Congreso Socolen. Cali. p. 5.
- GEMADIEV, V.G. 1987. Métodos de cría de *Trichogramma* sp. en Rusia. The IPM Practitioner. Berkley. 9 (8) : 7 p.
- GEORGHIOU, G.P. y N. PASTEUR. 1978. Electrophoresic Esterase Patterns in Insecticide - Resistent an Susceptible Mosquitoes. Journal of Economic Entomology. (Collegelark. U.S.) 71 (2): 155-387.
- GILRUIZ, O. A. y O. MENESES. 1979. Determinación del porcentaje de parasitismo natural por *Trichogramma* sp. sobre posturas de *Heliothis zea* (Boddie) en el cultivo del maíz (*Zea mays*) en la zona del Guanabanal. Tesis. Ings. Agrs. U. Nal. Palmira.
- GRENIER. S., and L. WENHUI. 1990. Mold control and safe levels of antifungals in artificial media for egg parasitoids. (Hymenoptera). En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 141-144
- GUAN-LIANG, C.; WEN - QUING., y SO., L. 1986. Studies on the sterase isozyme of six species of *Trichogrammatids*. Resúmenes II Simposio Internacional de *Trichogramma* y otros parásitos de huevos. Guanmzhou. China.
- GUZMAN V. RAFAEL 1979. Control biológico de Insectos Plagas de las plantas cultivadas, Trabajo de promoción, Facultad de Agronomía. Ibagué.

Universidad del Tolima, 400 p.

- GUZMAN, V.R. 1983. Toxicidad por contacto sobre formas inmaduras de *Trichogramma semifumatum* Perkins - Resumen X Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá.
- HASSAN, S. 1974. A method to study the Effect of Pesticides on Egg parasites of the genus *Trichogramma* (Hym. Trichogrammatidae): Results of experiments with a series of fungicides. Z. Angew. Entomol. 76 (2): 120-134. (Res. en Abs. Ent. 6 (3)/75: 24859)
- HASSAN, S.A. 1993. Mass - Producción and utilization of *Trichogramma*: Selection of effective species for use in Biological control. En: Memorias XX congreso SOCOLEN. Cali. Colombia. pp. 44- 54.
- KEELER, M.A.; W. LEWIS. 1986. Flight behavior of *Trichogramma exiguum* in wind tunnel. *Trichogramma news*. Darmstadt FRG. N° 3. p. 22.
- HIROSE, H. and H. KATSUMI. 1976. Effect of host agregation on parasitism by *Trichogramma papilionis Nagarkatti* (Himenóptera: Papilionidae) Appl. Entomol. Zool. 11 (2): 116-125.
- HIROSE, V., M. YAMANAKA AND K. HISHATA. 1982. Competition and coexistense among *Trichogramma* in natural systems. 2nd International Symposium. Guangzhour. China. Les Colloques de l' Inra N° 43. Paris 207 p.
- HUETTEL, M.D., C. CALKINS y J. HILL. 1976. Allozyme Markers in the Study of Sperm Procidence in the Plum Curculio. *Conotrachelus nenuphar*. Annales of the Entomological Society of América (New York), 69 (3): 465-468.
- HOFMMAN, J. 1975. In vitro rearing of the Endoparasitie wasp, *Trichogramma pretiosum*. Ann. Entomol. Soc. Ame. 68(2): 335-36 (Res. en Abs. Ent. 6 (8)/75:13.493).
- HUNG, A.C.F. 1982. Petal-like structure in *Trichogramma*. In. Les Trichogrammes. Ier. Simposium International. INRA. Paris pp. 10-11
- JARAMILLOCANAL, F. 1981. Fluctuaciones de las poblaciones de posturas del complejo *Heliothis* sp. *Alamaba argillaceae* Hübner. (Lep: Noctuidae) en el algodónero (*Gosypium hirsutum*) con respecto a factores climá

ticos y al parasitismo por *Trichogramma* spp. en la zona del Cerrito Valle. Tesis. Ing. Agr. U. Nal. Palmira 192 p.

- JIMENEZ, V. 1986. Proceso de cría de *Sitotroga cerealella* (Olivier). En: Producción y manejo de *Trichogramma*. ICA. Palmira.
- KAWAGUCHI, Y. y H. DOIRA. 1973. Gene-Controlled Incorporation of Haemolymph Protein Into the Ovarios of *Bombyx mori*. *Journal of Insect Physiology* (New York), 19 (3): 2083-2096.
- KAZMERD. and R.F. LUCK. 1990. Female body size, fitness and biological control quality: field experiments with *Trichogramma pretiosum*. En: *Trichogramma and other egg parasitoid*. 3erd. International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 37-40.
- KNIPLING, E.F. y J. MCGUIRE. 1968. Population Models To Appraise the limitations and Potentialities of *Trichogramma* in Managing Host Insect Populations. Department of Agricultura. Technical Bulletin (Washington), (1387): 1-44.
- LAEMMLI, U. K. 1970. Cleavage of Structural Proteins during the assembly of the Head of Bacteriophage T4. *Nature* (London), 227 (12): 680-685.
- LAING, J. 1937. Host-finding by insect parasites. I. Observations on finding of hosts by *Alysia manducator*, *Mormoniella vitripnosis* and *Trichogramma evanescens*. *J. Am. Ecol.* 6:298-317.
- LEWIS, W.G.; A.N. Sparks and L.M. REDLINGER. 1971. Moth odor; a method of host-finding by *Trichogramma evanescens*. *Econ. Entomol.*
- LINGREN, P.D. 1969. Approaches to the management of *Heliothis* spp. In: Proceedings of the Tall Timbers conference on ecological animal control by habitat management, 1^a Tallahassee. pp. 207.
- LINGREN, P.D. 1973. Introducción al manejo de *Heliothis* spp. en algodón con *Trichogramma minutum*. *El Algodonero*. Bol. Bogotá. 60.
- LIZARRAGA, W. 1978. Efecto de la humedad en el envase sobre la emergencia del parásito *Trichogramma* spp. en el campo en condiciones de sol y sombra. Resúmenes VI Reunión de control biológico. Culiacán. México. Abril 26-28 p. 47.

- LIZARRAGA, W. 1980. Experiencias con el predador llamado comunmente "Orius", en la cría de *Sitotroga cerealella* Oliver. En: Resúmenes de la VIII REunión Nal. de Control Biológico. Manzanillo. México p.9
- LOAYZA G. y R. ACOSTA. 1980. Adaptación y efectividad de varios Trichogrammatidae para el control del complejo Heliothis. Tesis Ing. Agr. U. del Tolima. Ibagué. 69 p.
- LOBATON, V. y J. ACOSTA. 1977. Informe del plan de control integrado de plagas del algodón adelantando en la temporada de 76-77 en el Departamento de Córdoba. Montería, ICA. 15 p. (Mimeografiado).
- LOWRY, O.H. 1951. Portein Measurement with the Folin Phenol Reagent. Department of Pharmacology, Washington University. School of Medicine. St. Louis, U.S. 11 p.
- LUND, H. O. 1934. Some temperature and humidity relations of the races of *T. minutum* Riley (Hymenoptera: Chalcididae). Ann. Entomol. Soc. Am. 27:324-40
- MADRIGAL A. A. DEL GADO y L. WIESNER. 1984. *Trichogramma beckeri* Nagartti: Un nuevo parásito del medidor gigante del ciprés, *Oxydia trychiata* (Guenée). En: Revista Colombiana de Entomología. Bogotá. Vol. 10. Nos. 1-2 (Junio) p. 40-44.
- MAGARKATTI, S. 1974. A New species of *Trichogramma*. Parasitic on *Papilio* spp in japan. orient. Insects 8 (3): 291 - 93.
- MANJUNATH, T.M. 1972. Biological Studies on *Trichogrammatoidea armigera* (Nagaraja) a new dimorphic egg parasite of *Heliothis armigera* Hübner in India. Entomophaga. 17 (2): 131 - 147.
- MARIN, A. V. y V. PALACIOS. 1981. Producción económica de huevos de *Sitotroga cerealella* O. para la cría de *Trichogramma* spp. utilizando trigo, cebada y sorgo, solos y en mezclas. Tesis Ing. Agr. U. Nal. Palmira.
- MARIN, V. O. 1975. Experiencia sobre control integrado en la zona Norte del Valle del Cauca. 1974 - 1975. Zarzal, Federación Nacional de Algodoneros. 20 p. (mimeografiado).
- MARIN, V. O. 1977. Cría y manejo de *Trichogramma* y de otros insectos benéficos. Espinal (mimeografiado).

- MARTINEZ, V.B. y E. ALCALDE. 1976. Evaluación del porcentaje de parasitismo por *Trichogramma* spp. sobre los huevos de *Heliothis* spp. en frijol (*Phaseolus vulgaris*) en cuatro zonas del Departamento del Valle. 46 p.
- McDONALD, I.C. 1978. Polymorphism and Inheritance Patterns of Tetrazolium Oxidase and Octanol Dehydrogenase in the House Fly. The Journal of Heredity (Washington) 66:218-220.
- McDONALD, I.C. 1978. House Fly Genetics: Inheritance Patterns of Phosphoglucomutase, Hexokinase, and Glutamate - Oxaloacetate Transaminase Isozymes. Annales of the Entomological Society of America (New York), 71 (1): 99-102.
- MEJIA, A.J. 1977. Fluctuación de las poblaciones de *Trichogramma* sp. como parásito del complejo *Heliothis* spp. en socas de algodónero. Tesis Ing Agr. Montería, Universidad de Córdoba, 43 p. (Mimeografiada).
- MENDEZ, F. y G. CALDERON. 1974. Incidencia de dietas diferentes para *Sitotroga cerealella* Oliver en la cría masiva de *Trichogramma* spp. Tesis de grado. Ing. Agr. Ibagué. Universidad del Tolima.
- METCALFE, J. R. and J. BRENIERE. 1969. Egg parasites (*Trichogramma* spp). for control of sugar cane moth borers In Williams, J. R. et al., eds Pest of sugar caen. Amsterdam, Elsevier. pp 81-115
- MICHALSKI, J. y S. SENICZAK. 1974. *Trichogramma sumblidis* (Chalcidoidea: Trichogrammatidae) as a Brasite of the Bark Beetle Eggs (col. Scolytidae) Entomophaga 19: (3):237-242. (res en Abs. Ent. 6 (5)/75 540 47).
- MILLAN, J.R. 1993. Control de calidad de *Trichogramma* spp. En: Control biológico en Colombia. Palmira. Valle del Cauca. pp. 213-17.
- MUÑOZ V., H. 1973. Posibilidades del parásito *Trichogramma* spp. en el control de plagas "Monografía presentada en el curso de Control integrado de plagas". Universidad Nacional de Colombia. ICA. Bogotá..
- NAGARKATTI, S. 1969. Three New Species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) From India. Entomophaga. (Bangalore, India), 14 (4): 393-400.

NAGARGATTI, S. and H. NAGARAJA. 1971. Redescriptions of some known species of *Trichogramma* (Hym., Trichogrammatidae), Showing the importance of the male genitalia as a diagnostic character. Bull. Entomol. Res. 61 (1): 13-31

NAGARKATTI, S. 1977. Biosystematics of *Trichogramma* and *Trichogramma-oides* Species. Annual Reviews of Entomology (Bangalore, India). 22 (16): 157-176.

NIKONOV, P., G. LEBEDEV and I. STARTCHEVKY. 1990. *Trichogramma* production in the USSR. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 150-152.

NOLDUS, L.D. y J.C. VAN LENTEREN. 1986. The role of volatile Kairomones in the foraging behavior of *Trichogramma* parasites. *Trichogramma* News. N° 3 Darmstadt FRG. p. 17

OATMAN, E.R. 1970. Reproductive differentiation of *Trichogramma pretiosum*, *T. semifumatum*, *T. minutum* and *T. evanescens*, with Notes on the Geographical Distribution of *T. pretiosum* in the Southwestern United States and México. (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Annals of the Entomological Society of America. (New York), 63 (3): 633-635.

OATMAN, E.R. J.D. PINTO and G.R. PLATNER. 1982. *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) of Hawaii. Pacif insects. Vol. 24 N° 1 pp 1-24.

OBREGON, A.L. 1979. Pruebas de adaptación de *Trichogramma australicum* Girault, (Hym. Trichogrammatidae). Introducido de Trinidad para el control de *Heliopsis* spp. y *Alabama argillacea* Hübner, en Colombia. Tesis Biología. Universidad Pontificia Javeriana. Bogotá.

PAK, G.A. 1988. Selection of *Trichogramma* for inundative biological control. Koppert B. V. Biologische Gewasbes cherming. N. L. 224 p.

PAK, G. H. BERKHOUT, and J. KLAPWIJK. Do *Trichogramma* look for hosts. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 77-90.

PARDO, G.F. 1993. Control del barrenador *Diatraea Saccharalis* (Lepidoptera: Pyralidae) con *Trichogramma* sp. en el cultivo de arroz. En: Resúmenes XX Congreso SOCOLEN. Cali. p. 7

- PARKER, R. 1971. A comparison of Haemolymph Proteins in two Species of Lepitnotarsa Beetles, Journal Insect Physiology (New York) 17: 16-89-1698.
- PARKER, F y R. E. PINNEL. 1974 Effectiveness of *Tricho-gramma* spp. in Parasitizing Eggs of *Pierisrapae* and *Trichoplusia* ni in the Laboratory. Environ. Entomol. 3 (6): 935-38 (Res. en Abs. Ent. 6 (4)/75: 35965
- PAVLIK, J. 1990. The oviposition activity of *Trichogramma* spp. The effect of temperature. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas pp. 85-87.
- PINEDA, O., C. CABAL, F. GARCIA y V. ANGARITA. 1993. Evaluación del parasitismo de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) por *Trichogramma atopovirillia* Oatman y Platner. En: Resúmenes XX Congreso SOCOLEN. Cali. p. 83
- PINTO, J.D., G.R. PLATNER and E.R. OATMAN. 1978. Clarification of the identity of several common species of North American *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Annals Entomol Soc. Amer. 71 (2): 169-180.
- POEHLING, H. M. 1978. Distribution of Specif Proteins in the Salivary Gland Lobes of Culicidae and Their Relation to Age and Bood Sucking. Journal Insect Physiology (New York), 25:3-8
- POTES MORA H., y D. MARTINEZ. 1984. Evaluación del parasitismo natural de *Scrobipalpula absoluta*. Meyrick en el Departamento del Valle. Tesis Ings. Agr. U. Nal. Palmira.
- PULIDO, F., JAIME y A. GUTIERREZ. Algunos aspectos relacionados con la calidad de *Trichogramma* spp. producido masivamente en el Valle. Resúmenes IV Congr. SOCOLEN. Cali.
- RAJENDRAM, G. F. 1978. Some Factores Affecting Oviposition of *Trichogramma californicum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in artificial Media. The Canadian Entomologist (Carling), 110: 345:352.
- RAMOS. J. P. 1991. Conservación en frio de huevos de *Sitotroga cerealella* (Olivier) en refrigeración y empaçados al vacío a diferentes presiones. Tesis Ing. Agr. U. Nal. de Palmira. Palmira.

- REYES, J.A. 1970. Control Biológico de insectos mediante parásitos y predadores. Universidad Nacional. Facultad de Agronomía. Palmira. 13 pp (mimeografiado).
- REYES J.A. 1974. Efectos del Fundal 800 P S sobre algunos benéficos presentes en el cultivo del algodónero del Valle del Cauca. Palmira 2 p. (mimeografiado).
- REYES, J.A. 1975. Anotaciones alaratorias sobre *Trichogramma* spp. Facultad de Agronomía. Palmira. 4 pp.
- REYES, J.A. L. RUIZ y J. GARCIA. 1977. Niveles de parasitismo en posturas de *Diatraea saccharalis* por *Trichogramma* sp. en caña de azúcar. Tesis Ing. Agr. Universidad Nacional Palmira.
- REYES, J y A. BELLOTTI. 1986. Consideraciones básicas para la utilización de *Trichogramma* spp., en yuca. En: Producción y manejo de *Trichogramma* ICA.. Palmira 41 p.
- RICHMOND, R. C. 1972. Enzime variability in the *Drosophila willistoni*. Group III. Amounts of variability in the superspecies, *D. paulistorum* genetics. (Austin Texas) 70: 87-112
- RIDGWAY, R. L. 1972. Use of parasites, predators, and microbial agents in management of insect pest of crops. In Impelmenting practical pest management strategies; proceedings National Ext. Insect pest management work shop. Lafayette, Purdue University. pp. 51-62.
- RIPA, R. 1971. Biología de tres colepteros que atacan granos almacenados (Tenebrionidad, Cucujidae, Bostrichidae). Rev. Ped. Entomol. (14): 2:290-293.
- RISCO, S. H. 1962. El control biológico. Entomophaga. 5 (1): 78-84.
- RODRIGUEZ, C.F., J. CHAVEZ y F. MOCK KOW. 1981. Calidad del parasitoide *Trichogramma* spp., producido en nueve laboratorios del Valle. Tesis Ings. Agrs. U. Nal. Palmira 91 p.
- RUIZ. L.D. y J. GARCIA. 1977. Niveles de parasitismo en posturas de *Diatraea saccharalis* por *Trichogramma* sp. en caña de azúcar. Tesis Ing. Agr.. Palmira., Universidad Nacional. 81 p.

- SALAS, J., A. PARRA y C. ALVAREZ. 1982. Evaluación del parásito de huevos *Trichogramma* sp. como controlador biológico de los minadores de la hoja y el perforador del fruto en tomate. En: Resúmenes VII Congreso Venezolano de Entomología. Matucin . Venezuela pp. 31-32.
- SALDARRIAGA, A y A. BUSTILLO. 1974. Del *Trichogramma* se sabe que... y otras observaciones sobre su parasitismo en huevos de *Oxydia* sp. cerca *trychiata* (Guenés) (Lepidoptera: Geometridae). Revista colombiana de Entomología. (Bogotá), 1(2):39-51.
- SALT, G. 1937. The sense used by *Trichogramma* to distinguish between parasitised hosts. Proc. Roy. Entomol. Soc. Ser. B 122 (826): 57-75.
- SCHREAD, J. C. 1932. Behaviour of *Trichogramma* in field liberations. J. Econ. Entomol., 25: 370-374.
- SHAPIRO, A.L., E. VIÑUELA y J. MAIZEL. 1967. Molecular Weight. Estimation of Polypeptide Chains By Electrophoresis in SDS-Polyacrylamide Gels. Biochemical and Biophysical Research Communications (Washington) 28(5): 815-820.
- SIMON F., J.E. 1966. Metodología del Control de las plagas. Entomophaga 9 (1): 94-97.
- SMITH, I. 1968. Chromatographic and Electrophoretic Techniques. Zone Electrophoresis. 2 ed. New York. Wiley Interscience, 52 p.
- STOUTHAMER, R. 1990. Effectiveness of several antibiotics in reverting the telyloky to arrhenotoki in *Trichogramma* spp. En: *Trichogramma* a and other egg parasitoids. 3rd International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 119-122.
- TABARES, J. and J. VOEGELE. 1990. Interpecific competition between three species of the genus *Trichogramma*. En: *Trichogramma* and other egg parasitoids. 3rd. International Symposium. San Antonio. Texas. pp. 45-48.
- TANABE, Y., T. YOSHINORI, S. NAKANO. 1970. Variations of Esterase Izozymes in Seven Species of Bees and Wasps. Jap. J. genet. (Tokio), 45: 425-428.
- TASCON, O.E. 1973. Niveles de parasitismo en posturas de *Diatraea sacha-*

ralis Fabr. por *Trichogramma* spp. en el cultivo de caña de azúcar en el Ingenio Riopaila. Tesis. Universidad Nacional de Colombia. Palmira. 63 pp.

VALENCIA A. D. y B. PINZON. 1982. Efecto de monocrotofos. Decametrina y carbaryl sobre el parasitismo por *Trichogramma* spp. en huevos de *Anticarsia gemmatalis* Hübner. Tesis. Ings. Agrs. U. Nal. Palmira.

VALERO, A. 1975. Selectividad del Fundal a la fauna benéfica en el algodonero. Shering Información Técnica. N° 1 Cali. 15 p.

VALHOR R., L. D. y J.E. GARCIA BECERRA. 1976. Niveles de parasitismo en posuras de *Diatraea saccharalis* Fabr. por *Trichogramma* spp., en el cultivo de la caña de azúcar y su relación con algunos factores climáticos. Tesis. Ing. Agr. U. Nal. Palmira. 80 p.

VARGAS, M.L. y M. AMAYA. 1980. Estudio sobre la cría masiva de *Sitotroga cerealella* (Olivier) y la conservación en frío de sus huevos. Tesis de grado. Universidad del Tolima. FAC. de Agronomía. Ibagué. 35 p.

VAUGHANA, M. 1970. Revisión monográfica sobre *Trichogramma* Universidad Nacional de Nicaragua. (Managua) 11 p.

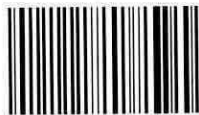
VELASQUEZ, M. 1993. Estudio de algunas especies de *Trichogramma* (Hymenóptera: Trichogrammatidae), incluyendo nuevas especies para Venezuela y Colombia. Tesis. M. SC. Universidad Central de Venezuela. Maracay. 188 p.

VELEZ, L.A. 1976. Determinación del porcentaje de parasitismo natural por *Trichogramma* spp. en posturas de *Diatraea* spp. en pastos Johnson (*Sorghum halepense*). L. y otro posible hésped de esa planta en la zona de Palmira. 57 p.

VELLOJIN. H. T. 1978. Eficiencia del parásito *Trichogramma* sp. en *Heliothis* spp. en socas de algodonnero en Córdoba. Tesis Ing. Agr. U. de Córdoba. Montería. 22 p. (mimenografiado).

VERGARA, V. G. 1975. Estudio de la acarofauna asociada a la cría masiva de *Sitotroga cerealella*, en condiciones de laboratorio. Tesis Ing. Agr. U. Nal. Palmira.

Biblioteca Agropecuaria
de Colombia - BAC



010100032903

ingresó a la Asociación de Algodoneros del Valle del Cauca (ASALGODON), como primer Director del Departamento Técnico, cargo que desempeñó hasta 1986.

A partir de 1987, se independizó y fundó la microempresa CEPRO-BIOL, Centro de Productos Biológicos, en la cual trabaja actualmente en la producción, venta y distribución del parasitoide *Trichogramma*.

Además, presta Asesoría particular en pruebas de eficiencia de productos biológicos. Es profesor catedrático del Instituto Técnico Agrícola de Buga y durante el último año se ha vinculado como Asesor Técnico en la producción y manejo de *Trichogramma* en el Estado Guárico de la hermana República de Venezuela.

Durante sus 25 años como profesional, su principal inquietud ha sido el control biológico de plagas agrícolas. Ha dictado más de 300 conferencias sobre el tema, dentro y fuera de su país, ha escrito alrededor de 25 artículos sobre aspectos entomológicos y ha dirigido más de una docena de Trabajos de Tesis en el área de Entomología. Ha representado a Colombia en varios eventos internacionales en México, Argentina, Perú, Venezuela e Israel. El doctor Amaya es uno de los cinco participantes permanentes a los Simposios Internacionales sobre *Trichogramma* y otros parásitos de huevos, realizados en Francia (1982) R.P. China (1986) y Estados Unidos (1990).

Socio fundador activo de la Sociedad Colombiana de Entomología, SOCOLEN, miembro del Grupo Ecológico de la Universidad del Tolima y Socio activo de la Asociación de Ingenieros Agrónomos del Valle del Cauca, ASIAVA, Capítulo Buga.