



UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO HENRÍQUEZ UREÑA
VICERRECTORÍA DE POSTGRADO
ESCUELA DE AGRONOMÍA

**ESTUDIO POBLACIONAL DE *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera:Plutellidae) y
Diadegma insulare Cresson (Hymenoptera: Ichneumonidae) BAJO LA
INFLUENCIA DE TRATAMIENTOS COMERCIALES Y SELECTIVOS EN EL
CULTIVO DE REPOLLO (*Brassica oleracea* L.).**

TESIS PRESENTADA POR:

LAURA DENIS LÓPEZ FÉLIZ

MANUEL DE JESÚS SOSA ABREU

**TESIS PARA OPTAR POR EL GRADO DE MAESTRÍA EN DIVERSIFICACIÓN
AGRÍCOLA OPCIÓN FRUTÍCOLA – HORTÍCOLA**

Santo Domingo, República Dominicana.

Agosto, 2016

**TESIS PARA OPTAR POR EL GRADO DE MAESTRÍA EN DIVERSIFICACIÓN
AGRÍCOLA OPCIÓN FRUTÍCOLA – HORTÍCOLA**

RESUMEN

La presente investigación fue realizada en la Estación Experimental de Constanza (E.E.C.) del Instituto Dominicano Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IDIAF) en la provincia La Vega, República Dominicana, considerándose esta localidad la mayor productora del rubro de repollo (*Brassica oleracea* L.). Constanza está ubicada en la Cordillera Central a unos 1,150 metros sobre el nivel del mar entre las coordenadas geográficas 18° 35' latitud Norte 70° 43' longitud Oeste. La temperatura promedio anual es de 18.4 °C y la precipitación promedio de 922 mm. Se determinó la fluctuación poblacional de la polilla del repollo *P. xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) y de su parasitoide *D. insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae) bajo la influencia de los tratamientos realizados. El experimento se estableció en diseño de bloques completos al azar (BCA) con seis tratamientos y cuatro repeticiones. Los tratamientos fueron 1) Testigo, 2) Clorfenapir, 3) Diafentiuon, 4) *Bacillus thuringiensis*, 5) *Beauveria bassiana*, 6) *Azadirachta indica*. Las evaluaciones se realizaron semanalmente tomándose 10 plantas al azar por repetición y tres hojas por planta en las cuales se cuantificaron los estados de la plaga. Las pupas recolectadas fueron llevadas al laboratorio para esperar la emergencia de adultos de la plaga o de parasitoides. El parasitismo de *Diadegma insulare* fue de 13 -50 % registrándose el mayor porcentaje para *Bacillus thuringiensis*. Para el primer ciclo de cultivo, el mayor ataque de la plaga ocurrió para julio en etapa de formación de cabeza del repollo, donde se registraron las mayores temperaturas. En el 2001 se consiguió el mayor peso del repollo para el tratamiento Clorfenapir con 3.58 libras y un diámetro de 38.23 cm. Además de *D. insulare* se encontraron otros parasitoides como *Oomyzus sokolowskii* (Hymenoptera: Eulophidae), *Conura* sp (Hymenoptera: Chalcididae) y otros dos aún no identificados. Como forma de regular las poblaciones de la polilla del repollo en el campo deben conservarse los enemigos naturales, constituyendo estos últimos un recurso importante en un programa de Manejo Integrado de Plagas.

Palabras claves: repollo, palomilla, parasitoides, control biológico, insecticidas sintéticos, microbiológicos, *Bacillus thuringiensis*, *Beauveria bassiana*, botánicos, *Azadirachta indica*.

AGRADECIMIENTOS

A mi **DIOS** todo poderoso a quien le doy la gloria por proveerme de la voluntad y sabiduría necesaria para concluir mis metas.

A la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña (UNPHU) por acogerme en sus aulas y darme la oportunidad de nuevos conocimientos.

A la Universidad Autónoma de Santo Domingo (UASD) por los conocimientos brindados y permitirme ser parte de tan importante academia.

A la Unión Europea por proporcionar el financiamiento de esta Maestría.

Al Doctor Colmar A. Serra mi asesor por estar siempre dispuesto cuando le necesité, por sus conocimientos, sus orientaciones y por su empeño en que se concluyera este trabajo.

A mi apreciado profesor Doctor José Pablo Morales Payan a quien le agradezco mis estudios de maestría en tan prestigiosa academia.

Al Ing. Persio Rodríguez por sus conocimientos y valiosa ayuda en el trabajo de campo de esta investigación.

AL Ministerio de Agricultura (MA) por otorgarme permiso para concluir estos estudios.

Al Doctor José Rafael Espaillat por su valiosa ayuda en ese momento como Director del Departamento de Agronomía y Coordinador de la Maestría en Diversificación Agrícola opción Frutícola-Hortícola

Al Instituto de Investigaciones Agropecuaria y Forestales (IDIAF) por permitirme realizar el trabajo de campo en la Estación Experimental de Constanza.

Laura Denis López

A mi Señor Jesús, por todas las enseñanzas íntegras aprendidas de Ti; gracias por guiarme por el sendero de la luz y verdad que he caminado.

Al programa Regional Caribeño a Nivel Universitario auspiciado por la Unión Europea bajo el convenio de Lomé IV y la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña, por haberme dado la oportunidad de realizar mis estudios de maestría.

Al Instituto de Investigaciones Agropecuaria y Forestales (IDIAF) por permitirme realizar el trabajo campo en Estación Experimental de Constanza, al Departamento de Investigación Agropecuaria del Ministerio de Agricultura.

A mi profesor, Doctor Colmar Serra, por el trato tan profesional y humilde que me dio como profesor de las diferentes cátedras que impartió en la maestría y como asesor de mi tesis. ¡Cuánto aprendí de usted mi profe! Dios le seguirá dotando de buenos y valiosos conocimientos.

A la Ingeniera Laura Denis López, por toda la colaboración y el apoyo recibido de ella durante todo el proceso recorrido para lograr la terminación de este trabajo científico.

A mis compañeros de maestría, por la gran experiencia vivida junto a todos ellos. ¡Cuánta experiencia adquirí de ustedes!

Manuel de Jesús Sosa Abreu

DEDICATORIA

A mi hijo Alan mi fuente de motivación, mi razón para seguir luchando, mi regalo más grande y maravilloso de DIOS.

A mis padres Armando López Cornielle (Fallecido) y Hilda M. Feliz por sus enseñanza, honestidad, sabiduría y amor a quienes le debo todo lo que soy.

A todos mis hermanos por apoyarme siempre en todas las actividades de mi vida y de manera especial Nancy y a Gory por sus consejos y apoyo incondicional.

A Caridad Nolasco por su invaluable apoyo y su valiosa ayuda.

A mi compañero Manuel Sosa Abreu por la motivación para seguir adelante.

A Leocadia Sánchez por estar siempre presente. Gracias por tu ayuda.

A mis compañeras y hermanas Maira, Rosina, Eva, Águeda, Rosa, Dominga.

A Ramón Guzmán (fallecido) gran compañero y hermano. Siempre te recordaré.

A los profesores Luis Garrido y Diego Torres por su apoyo.

A mis compañeros de estudio Caridad Nolasco, Manuel Sosa, Ramón Martínez, Manuel Trujillo, Bolívar Toribio, Luye, Genara Batista, Lisa, Yanette, Moquete, Ana Luisa, Lépidio Batista, por los agradables y difíciles momentos que pasamos juntos.

A mis profesores Colmar Serra, José Rafael Espaillat, Julio Borbón, Bielinski Santos, Andrea Brechelt, José Cuesta, Félix Navarro, Richard Ortiz, Pablo Morales, Regino Valera, Rafael Valera, Fernando Durán, Jorge Herrera

A la vice rectoría de Post- grado de la UNPHU por la ayuda prestada.

A todo el que de una u otra forma colaboró con este trabajo gracias.

Laura Denis López

Al Dios Todopoderoso: Por darme la vida y abrirme todos los caminos que me condujeran a finalizar este trabajo.

A mi familia: mi esposa Nelly Elizabeth Ciriaco y a mis hijos Martin Js. Sosa Ciriaco, German de Js. Sosa Ciriaco y Marisely Sosa Ciriaco, por haberme dado todo su respaldo y motivación para la obtención de este nuevo peldaño.

A mis padres: German Sosa (fallecido) y Rafaela Abreu, por el ejemplo de trabajo, responsabilidad y humildad que me diera como legado.

A mis hermanos: porque todos hemos caminado por el mismo sendero de luz y verdad, sin doblegar el legado de nuestros padres.

Manuel de Js. Sosa Abreu

GLOSARIO

Agente de control: Enemigo natural, antagonista o competidor u otro organismo, utilizado para el control de plagas.

Amplio espectro: Compuestos químicos que actúan sobre varias familias y órdenes de organismos que por su modo de acción no distinguen entre plagas y benéficos.

Antagonista: Organismo (normalmente patógeno) que no causa ningún daño significativo al hospedante, sino que con su colonización protege a éste de daños posteriores considerables ocasionados por una plaga [NIMF n.º 3 1996, revisado en 2005].

***Azadirachta indica*:** conocido en Latinoamérica como nim, margosa o lila india, es un árbol perteneciente a la familia Meliaceae, originario de la India y de Birmania, que sólo vive en regiones tropicales y subtropicales.

***Beauveria bassiana*:** Es un hongo que se utiliza para el control de plagas de insectos, se considera un hongo entomopatógeno. El hongo en contacto con el insecto entra en competencia con la microflora cuticular, produciendo un tubo germinativo que atraviesa el tegumento del insecto y se ramifica dentro de su cuerpo, secretando Toxinas que provocan la muerte del mismo.

***Bacillus thuringiensis*:** es una bacteria Gram positiva que habita en el suelo, y que se utiliza comúnmente como una alternativa biológica al plaguicida.

Clorfenapir: es técnicamente un pro-insecticida, que una vez absorbido por el insecto se convierte en elemento químico biológicamente activo, que altera el metabolismo energético de sus células causando parálisis progresiva hasta llegar a la muerte del individuo.

Contaminación: Presencia de plagas u otros artículos reglamentados en un producto básico, lugar de almacenamiento, medio de transporte o contenedor, sin que constituya una infestación. (CEMF, 1997, revisado CEMF, 1999).

Control biológico: Estrategia de control contra las plagas en que se utilizan enemigos naturales, antagonistas, competidores u otros agentes de control. (NIMF n.º 3, 1996; revisado NIMF n.º 3 2005). Es la regulación de un organismo como consecuencia de la actividad de otro, lográndose con ello un equilibrio poblacional. Esta actividad en el ámbito de la agricultura, significa la regulación de la población de un organismo que está afectando al cultivo y

generando pérdidas económicas (plaga), mediante la acción de otro que naturalmente ha sido diseñado para ejercer dicha función.

Depredador: Enemigo natural que captura otros organismos animales y se alimenta de ellos, matando algunos durante su vida, son organismos que consumen varias presas durante toda su vida, buscan activamente su alimento y generalmente son de mayor tamaño que su presa.

***Diadegma spp.*:** Endoparasitoides de *P. xylostella* y otras especies lepidópteras en coles y otras plantas hospederas.

Diafentiuron: Nuevo grupo químico que actúa sobre áfidos, moscas blancas, ácaros y algunos lepidópteros acción translaminar. Inhibidores de la biosíntesis de quitina. Inhibe la formación normal del exoesqueleto de los insectos.

Ecosistema: Complejo dinámico de comunidades de plantas, animales y microorganismos y su ambiente abiótico, que interactúa como unidad funcional (NIMF n.º 3 1996; revisado CIMF 2005). El ecosistema es una unidad integrada por un lado, por los organismos vivos y el medio en que éstos se desarrollan, y por otro, por las interacciones de los organismos entre sí y con el medio, en un tiempo y lugar determinado.

Ectoparasitoide: Un parasitoide que se desarrolla en el exterior del cuerpo de su hospedero.

Endoparasitoide: Un parasitoide que se desarrolla en el interior de su hospedero.

Enemigo natural: Organismo que vive a expensas de otro en su área de origen y que puede contribuir a limitar la población de ese organismo. Incluye parasitoides, parásitos, depredadores, organismos fitófagos y patógenos (NIMF n.º 3 1996; revisado NIMF n.º 3 2005).

Entomopatógeno: microorganismo (hongo, bacteria, virus, etc.) que afecta a determinados artrópodos (insectos, ácaros, etc.) causando enfermedades a menudo mortales.

Establecimiento de un agente de control biológico: Perpetuación, para el futuro previsible, de un agente de control biológico.

Evaluación del riesgo de plagas: Evaluación de la probabilidad de introducción y dispersión de una plaga y de las posibles (para plagas cuarentenarias) consecuencias económicas relacionadas (FAO 1995; revisado NIMF N° 3, 2005)

Gradación: se refiere a la proliferación temporal de una especie

Insecticidas: Compuestos químicos que actúan sobre insectos matándolos o controlando las poblaciones y daños

Manejo Integrado de Plagas (MIP): estrategia que utiliza diferentes técnicas de control (biológicas, culturales, físicas y químicas), complementarias entre sí y que tiene como prioridad evitar o reducir el daño que ocasiona una o más plagas sobre un determinado cultivo

Organismo benéfico: Cualquier organismo favorable en forma directa o indirecta para las plantas o productos vegetales, incluidos los agentes de control biológico (NIMF n.º 3 2005).

Parasitoide: Insecto que es parasítico solamente durante sus etapas inmaduras, matando al hospedante en el proceso de su desarrollo y que vive libremente en su etapa adulta. Es un insecto cuyas larvas se alimentan y desarrollan en el interior (endoparásitos) o en la superficie (ectoparásitos) del cuerpo de otro artrópodo. Cada larva de parasitoide se desarrolla generalmente en un solo individuo o huésped al que termina matando.

Parásito: organismo que se alimenta de las sustancias que elabora un ser vivo de distinta especie, viviendo en su interior o sobre su superficie, con lo que suele causarle algún daño o enfermedad, pero sin generalmente matarlo.

Patógeno: Microorganismo (hongo, bacteria, virus, etc.) causante de enfermedades.

Plaga: Cualquier especie, raza o biotipo vegetal o animal o agente patógeno dañino para las plantas o productos vegetales.

***Plutella xylostella*:** La palomilla dorso de diamante, conocida también como polilla de la col o polilla del repollo, es una especie de insecto lepidóptero de la familia Plutellidae con una distribución continua y global.

Resurgencia de plagas: Es cuando son eliminados los enemigos naturales por el uso indiscriminado de productos químicos provocando la aparición de nuevas plagas secundarias.(Serra, 2006)

Selectivo: método de control con acción específica sobre un grupo reducido de organismos meta.

Taxonomía: identificación y nomenclatura de las especies y los grupos supraespecíficos (género, tribu, subfamilia, familia).

CONTENIDO

Resumen	i
Agradecimientos	ii
Dedicatorias	iv
Glosario	vi
INDICE GENERAL	ix
Tablas	xi
Figuras	xii
Anexos	xiii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Objetivos	3
1.1.1 Objetivo General	3
1.1.2 Objetivos Específicos	4
1.2 Planteamiento del Problema	4
1.3 Justificación	5
II. REVISION DE LITERATURA	8
2.1 Generalidades del Repollo	8
2.1.1 Clasificación Taxonómica	8
2.2 Generalidades de <i>Plutella xylostella</i>	9
2.2.1 Clasificación Taxonómica	9
2.2.2 Descripción del insecto	10
2.2.3..Medidas de control	13
2.2.3.1 Control Legal	13
2.2.3.2 Control cultural	14
2.2.3.3 Control Químico	14
2.2.3.4 Control Biológico	15
2.2.3.4.1 De Conservación	16
2.2.3.4.2 Aumentativo	17
	ix

2.2.3.4.3 Clásico o por Introducción	17
2.2.3.5 Agentes de control biológico	18
2.2.3.5.1 Patógenos	18
2.2.3.5.2 Predadores	19
2.2.3.5.3 Parasitoides	19
2.2.3.5.4 Aplicaciones aún menos frecuentes	20
2.3 Generalidades de <i>Diadegma insulare</i>	22
2.3.1 Clasificación taxonómica	23
2.3.2 Ciclo biológico	21
III. MATERIALES Y METODOS	25
3.1 Ubicación del Estudio	25
3.2 Metodología	26
3.3 Diseño experimental	28
3.4 Procesamiento de datos y Estadísticas	29
IV. RESULTADOS Y DISCUSION	30
4.1 Resultados del ensayo E.E.C.-1, Constanza, 2000	30
4.2 Resultados del ensayo E.E.C.-2, Constanza, 2001	39
4.3 Discusión	49
V. CONCLUSIONES	51
VI. RECOMENDACIONES	54
VII. REFERENCIAS	55
VIII. ANEXOS	64

Índice de Tablas

Páginas

1. Tratamientos en estudio	28
2. Parasitoides encontrados en la Estación Experimental Constanza	46

Índice de Figuras	Páginas
1. Repollo atacado por <i>P. xylostella</i> en Constanza, 2000	10
2. Ciclo biológico de <i>P. xylostella</i>	10
3. Larva de <i>P. xylostella</i> en repollo, Constanza 2000	11
4. Pupa de <i>P. xylostella</i> en repollo, Constanza 2000	12
5. Adulto de <i>P. xylostella</i> en Constanza, 2001	13
6. Ciclo biológico de <i>Diadegma insulare</i>	22
7. <i>D. insulare</i> , parasitoide adulto	23
8. Inicio del ensayo en Constanza, 2000	25
9. Plantas atacadas por <i>P. xylostella</i> en el tratamiento 4 (<i>B. thuringiensis</i>)	27
10 Parcela del tratamiento 2 (Clorfenapir)	27
11 Huevos de <i>P. xylostella</i> evaluados en 10 plantas de repollo, 2000.	30
12 Larvas de <i>P. xylostella</i> evaluadas en 10 plantas de repollo, 2000.	31
13 Pupas de <i>P. xylostella</i> evaluadas en 10 plantas de repollo, 2000.	32
14 Polillas <i>P. xylostella</i> emergidas en el laboratorio, UNPHU, 2000.	33
15 Parasitoides <i>D. insulare</i> emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2000.	34
16 Otros parasitoides emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2000.	35
17 Captura <i>D. insulare</i> en trampas amarillas, 2000.	36
18 Tamaños en diámetros de repollos cosechados, 2000.	37
19 Peso de repollos cosechados, 2000.	38
20 Temperatura y Pluviometría, Constanza, 6/6-25/7/2000.	38
21 Huevos de <i>P. xylostella</i> evaluados en 10 plantas de repollo, 2001.	39
22 Larvas de <i>P. xylostella</i> evaluadas en 10 plantas de repollo, 2001.	40
23 Pupas de <i>P. xylostella</i> evaluadas en 10 plantas de repollo, 2001.	41
24 Polillas <i>P. xylostella</i> emergidas en el laboratorio, UNPHU 2001.	42
25 Parasitoides <i>D. insulare</i> emergidos en el laboratorio, UNPHU 2001.	43
26 Otros parasitoides emergidos en el laboratorio, UNPHU 2001.	44
27 Captura <i>D. insulare</i> trampas amarillas, 2001.	45
28 Otros parasitoides en trampas, 2001.	46
29 Tamaños en diámetros de repollos cosechados, 2001.	47
30 Pesos de repollos cosechados, 2001.	48
31 Temperatura y pluviometría, Constanza 19/7-7/9/2001	49

Índice de Anexos	Páginas
1. Formulario de Evaluación de Campo.	64
2. Vista de parcelas tratadas con los diferentes tratamientos del ensayo	65
3. Datos promedios de conteo semanales de a) huevos, b) larvas y c) pupas. E.E.C., Constanza , La Vega, 2000	66
4. <i>D. insulare</i> obtenidos en laboratorio, 2000	68
5. Otros parasitoides obtenidos en laboratorio, 2000	68
6. <i>P. xylostella</i> obtenidas en laboratorio, 2000	69
7. Datos promedios de conteo semanales de a) huevos, b) larvas y c) pupas. E.E.C., Constanza , La Vega, 2001	70
8. <i>D. insulare</i> obtenidos en laboratorio, 2001	73
9. Otros parasitoides obtenidos en laboratorio, 2001	74
10. <i>P. xylostella</i> obtenidas en laboratorio, 2001	75
11. Diámetro de repollo, 2000	76
12. Peso de repollo, 2000	76
13. Captura de <i>D. insulare</i> en trampas, 2000	76
14. Diámetro de repollo, 2001	77
15. Peso de repollo, 2001	77
16. Captura de <i>D. insulare</i> en trampas, 2001	77
17. Captura de otros parasitoides, 2001	78

I. INTRODUCCIÓN

El repollo constituye una de las hortalizas de mayor importancia en la región del Caribe, América Central, Asia y otras regiones del mundo. En la República Dominicana el repollo (*Brassica oleracea* var. *capitata*) es una de las hortalizas más antigua de ser cultivadas con mayor importancia económica y consumo, ocupando el primer lugar dentro de los vegetales de hojas. Las áreas sembradas están limitadas a las zonas montañosas por las condiciones climatológicas que presentan Constanza, Jarabacoa, Villa Trina, San José de Ocoa y Polo, siendo la zona de Constanza la mayor productora de este rubro.

Existe una serie de factores negativos que atentan contra la calidad de las cosechas de col y otras crucíferas a nivel mundial, los cuales están mayormente enmarcados en el ámbito de la protección de plantas. Por este concepto son afectadas la mayoría de las extensiones de repollo (Del Busto *et. al.*, 2009).

Plutella xylostella L. es la plaga más importante de las crucíferas. Reduce severamente el rendimiento, la calidad de la cosecha y tiene la característica de desarrollar fácilmente poblaciones resistentes a insecticidas sintéticos y biológicos que se usan para su combate (Cortez y Macías, 2007).

Por otro lado, se tiene que tener presente, que la tendencia humana, en términos económicos, es obtener cada vez más los máximos beneficios posibles a corto plazo sin importarles en su mayoría, la sostenibilidad ecológica de los sistemas. Por consiguiente los productores se inclinan a las prácticas de control de plagas que más beneficios les generen en el corto plazo, sin darle importancia generalmente a los efectos negativos que se pueden causar al ambiente y la salud humana (Garay, 2001).

La familia Brassicaceae (= Cruciferae) cuenta con 350 géneros y más de 3500 especies de plantas, tanto cultivadas como silvestres. “Algunos miembros de esta amplia familia, como *Brassica oleracea* (berzas, repollos, coles), *B. rapa* (nabos, nabizas, grelos, colza), y *B. napus* (rutabaga, nabicol) son empleados en muchos países para cultivos hortícolas y forrajeros y por eso revisten gran importancia económica (Ordás y Cartea 2008)” (Santolamazza y Velasco, 2010).

Para el 2015 se sembraron 787 Ha (12,517 tareas) (Ministerio de Agricultura, 2015) para consumo interno y exportación, de los cuales se exportaron 2,633.90 toneladas métricas con un valor de US\$1, 097,780 en FOB (DGA y CEI-RD, 2015).

Dentro del complejo de plagas que atacan las crucíferas se destacan especies como *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) y *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae), *Spodoptera* spp. y *Trichoplusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). (Barrios, 2004). No obstante, la principal plaga de cultivos de crucíferas en el mundo es la polilla dorso de diamante. Sus poblaciones pueden causar pérdidas de hasta el 90% en la producción (Elizondo, 2014). Las pérdidas causadas varían con las características ambientales de la localidad, el período de crecimiento del cultivo, la extensión de las plantaciones y la frecuencia de aplicación de insecticidas.

La facilidad que proporciona el uso de productos químicos de síntesis para controlar plagas y enfermedades ha derivado en la consolidación de métodos de cultivo basados en el uso generalizado de estos insumos. Junto con esta práctica han aparecido una serie de problemas que amenazan tanto la sostenibilidad y la calidad de las cosechas como la salud de las personas y de los sistemas naturales (Meehan *et. al.*, 2011).

Cuando existen varios enemigos naturales de PDD, su impacto en el control biológico de la plaga es reducido debido al efecto negativo de las medidas de control aplicadas por los productores, ya que estas medidas están basadas en el uso de insecticidas de amplio espectro a dosis muy elevadas y a intervalos muy cortos.

Debido a estos problemas en el área del Caribe específicamente, la búsqueda de alternativas contra la PDD ha conducido al empleo del control biológico por medio de entomófagos, incluyéndose el uso de varias especies de parasitoides (en algunos casos a través de especies nativas o ecotipos y en otros por medio de la introducción de especies exóticas). Esto gracias a la colaboración de organizaciones que han facilitado su introducción y el desarrollo de técnicas para el manejo de estos entomófagos. Esta tecnología se perfila con grandes perspectivas en numerosos países asiáticos y su inclusión en los paquetes tecnológicos de manejo integrado de esta plaga juega hoy día un papel importante en casi todas las naciones que cultivan repollo (Del- Busto *et. al.*, 2009).

Las especies del género *Diadegma* son capaces de parasitar las larvas de la PDD, siendo el principal parasitoide en varios países del mundo (Xu *et al.*, 2000). En algunos casos, el parasitismo en campo supera el 90%. Sin embargo, en muchos otros casos el éxito del control biológico ha sido reducido por no tener en cuenta los requerimientos alimenticios del parasitoide. Entender la importancia relativa de las flores como fuente de alimento para *D. insulare* es muy importante para aumentar su eficiencia como controlador biológico de *P. xylostella*. (Carrillo *et. al.*, 2006).

1.1 Objetivos

Para la presente investigación se plantearon los siguientes objetivos:

1.1.1 Objetivo General

Estudiar la fluctuación poblacional de la polilla *Plutella xylostella* y su parasitoide *Diadegma insulare* en el cultivo de repollo en la zona de Constanza, República Dominicana.

1.1.2 Objetivos Específicos

1. Determinar la fluctuación poblacional de *P. xylostella* y *D. insulare* bajo la influencia de la aplicación de tratamientos de insecticidas sintéticos, microbiológicos y uno botánico.
2. Determinar la capacidad de sobrevivencia del parasitoide con relación a los tratamientos.
3. Demostrar la importancia de los productos sintéticos sobre la distribución, sobrevivencia y ocurrencia natural de *D. insulare*.

1.2 Planteamiento del Problema

El repollo (*B. oleraceae* var. *capitata*) es una de las hortalizas más antiguas de ser cultivada. Durante los últimos años la producción de repollo se ha visto disminuida por problemas de la PDD, *P. xylostella*. Esta es una plaga cosmopolita y causa daños económicos en los cultivos de repollo, brócoli, rábano, coliflor y mostaza (Andrews y Quezada, 1989). Su control se ha limitado al uso de productos químicos como única medida de control, llevando como consecuencia la resistencia a las plagas, ya que las aplicaciones se realizan de manera semanal aumentando los costos de producción y contaminación del medio ambiente, y subsecuente efecto sobre los consumidores.

Uno de los principales costos de producción lo constituye el control de plagas, ya que el repollo es atacado por varias plagas, siendo la plaga clave la PDD. Es una plaga cosmopolita defoliadora, que en los trópicos se desarrolla rápidamente, lo que ha llevado a los agricultores a realizar un control más estricto basado principalmente en la aplicación de plaguicidas. Sin embargo, el uso ineficiente de plaguicidas ha generado los problemas típicos de residuos químicos en el producto, así como el incremento en la intensidad del ataque de algunas plagas por lo cual se hace

necesario poner en marcha programas de manejo integrado de plagas para evitar en lo posible secuelas indeseables del mal uso de plaguicidas (Bertolaccini et. al., 2010). Actualmente, como resultado de una frecuente aplicación de estos productos, la palomilla ha desarrollado resistencia a prácticamente todos los insecticidas (Castelo, 1999).

La producción de este cultivo se ve seriamente limitada por el ataque de la PDD, constituyendo una grave y continua amenaza para las siembras comerciales de repollo en las principales zonas productoras del país y que es controlada principalmente con insecticidas químico-sintéticos. Una alternativa para su control es el control biológico con enemigos naturales (parasitoides) nativos y exóticos (Castelo, 1999).

Los únicos dos factores bióticos que pueden regular la población de *P. xylostella* son la disponibilidad de las plantas alimenticias y la presencia de enemigos naturales. La aplicación de insecticidas, si bien en un principio puede reducir la plaga, determina también la desaparición de otros insectos beneficiosos, como los parasitoides y los depredadores, y fomenta el desarrollo de individuos resistentes a los principios activos aplicados (Sarfraz et. al., 2005).

Los agentes de control biológico más prometedores son considerados los del género *Diadegma*, que ha alcanzado de un 7-70% tasa de parasitismo de las larvas de la polilla. Estudio evidencia la importancia del mantenimiento de la comunidad de insectos beneficiosos para los cultivos, ya que de ellos depende la posibilidad de controlar las plagas sin perjuicios para el ambiente (Santolamazza y Velasco, 2010).

1.3 Justificación

La Dirección de Sanidad Vegetal (DSV) del Ministerio de Agricultura (MA) por intermedio de sus divisiones es la encargada de establecer, coordinar y supervisar

las campañas fitosanitarias, las cuales consisten en aplicar los métodos y Tecnologías para hacer más difícil la vida de las plagas que tienden a destruir la producción agrícola.

El repollo está cada vez más expuesto a los graves daños causados por la *P. xylostella*, que a menudo causa la pérdida completa de los cultivos. La polilla de las coles reduce asimismo la comerciabilidad mediante la contaminación de los repollos con larvas o deyecciones. El uso de plaguicidas sintéticos constituye el método de control más importante. A menudo, puede provocar graves problemas ambientales además de afectar a la salud de usuarios y consumidores. Asimismo, los plaguicidas sintéticos eliminan los enemigos naturales de la polilla de las coles, causando a menudo explosiones poblacionales (gradaciones), resurgencia de plagas secundarias y después de su continuo uso el fomento de resistencias de poblaciones frente a plaguicidas, creando la necesidad de emplear más plaguicidas y dosis más altas aumentando de esta forma los costos de producción y el desarrollo de la resistencia frente a la acción de los plaguicidas (Rosa *et. al.*, 1997, Serra, 2006). El control biológico, que evita los costos para el medio ambiente y la salud humana, constituye una alternativa importante al empleo de plaguicidas sintéticos (ICIPE, 2007).

El reconocimiento de plagas constituye uno de los pilares de los programas fitosanitarios. En el manejo integrado de plagas se hace necesario evaluar tanto la población de las plagas como la de sus enemigos naturales, la predicción del desarrollo de futuras poblaciones de plagas y determinar el momento oportuno para tomar las medidas fitosanitarias. Actualmente todas las disciplinas de protección de cultivos están participando en el desarrollo y aplicación del control integrado de plagas, el cual requiere un conocimiento de la biología, ecología y epidemiología de las plagas principales, así como del cultivo y su funcionamiento dentro del ecosistema agrícola. Además se requiere establecer niveles de daños económicos

reales de plagas y desarrollar técnicas confiables de recuentos que involucren el muestreo de los principales componentes del agro ecosistema. (Andrews, 1984).

Si bien se han realizado estudios de los aspectos biológicos de *P. xylostella* en diferentes regiones del mundo, existen variaciones locales, por esta razón es necesario realizarlos para las distintas áreas de procedencia de la plaga y así poder caracterizar esas variaciones (Girard, 2012).

El control biológico de organismos nocivos para la agricultura, ganadería y recursos naturales ha cobrado un renovado interés a nivel mundial durante las últimas dos décadas por razones económicas, ambientales y de salud humana. Es importante el estudio y aprovechamiento de los enemigos naturales (parasitoides, depredadores y entomopatógeno). (Rodríguez y Arredondo, 2007).

Tomando en consideración las grandes pérdidas causada por esta plaga y los efectos provocados por el uso indiscriminado se hacen necesarias investigaciones que involucren alternativas al control químico, enmarcados en programas de Manejo Integrado de plagas (MIP). Por lo tanto, se considera importante el uso de enemigos naturales como *D. insulare* para su control. Es importante conocer la dinámica poblacional y el impacto que podría tener *D. insulare* y otros parasitoides sobre la reducción de la población de la plaga.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades del Repollo

El repollo es originario de una amplia zona de Europa occidental, encontrándose en forma silvestres en lugares tan dispares como Dinamarca y Grecia, aunque siempre en zonas litorales y costeras. Fue cultivada al parecer por los egipcios 2.500 años antes de Cristo y posteriormente por los griegos. En la antigüedad era considerada una planta digestiva. Actualmente, el repollo es una de las hortalizas más importantes en las zonas templadas, desarrollándose con cierto éxito en los trópicos. El tipo más cultivado es el repollo blanco; menor importancia presenta los tipos savoy y morado los que se cultivan principalmente en Europa. Actualmente se cultiva en todo el mundo, siendo los principales países productores China, India, Rusia y Corea. Aproximadamente el 65% de la producción se obtiene en Asia.

2.1.1 Clasificación Taxonómica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Brassicales

Familia: Brassicaceae

Género: *Brassica*

Especie: *Brassica oleracea* Linneo

2.2. Generalidades de *Plutella xylostella*

La palomilla dorso de diamante PDD (*P. xylostella*), conocida también como polilla de la col o polilla del repollo (*diamondback moth* o *cabbage moth*, en inglés), es una especie de insecto lepidóptero de la familia Plutellidae con una distribución continua y global. Se ha convertido en la plaga más destructiva de cosechas de plantas alimenticias de la familia Brassicaceae, como *Brassica napus* (colza) y distintas variedades de *Brassica oleracea*, como *B. oleracea* var. *capitata* (repollo) y *B. oleracea* var. *botrytis* (coliflor). Esta plaga es más importante en tierras bajas en los trópicos y sub-trópicos. En Zonas templadas no puede sobrevivir el invierno. coloniza las regiones productoras de crucíferas al final de la estación de cultivos o por medio de las plántulas de trasplante que vienen de regiones subtropicales (Sarfraz *et. al.*, 2005).

2.1.1. Clasificación Taxonómica

Reino:	Animal
Phylum:	Arthropoda
Clase:	Insecta
Orden:	Lepidoptera
Suborden:	Frenatae
Superfamilia:	Yponomeutoidea
Familia:	Plutellidae
Género:	<i>Plutella</i>
Especie:	<i>Plutella xylostella</i> (Linneo, 1758)

(Bujanós *et. al.*, 2013)



Foto: López, L.

Figura. 1. Repollo atacado por *P. xylostella* en Constanza, 2000

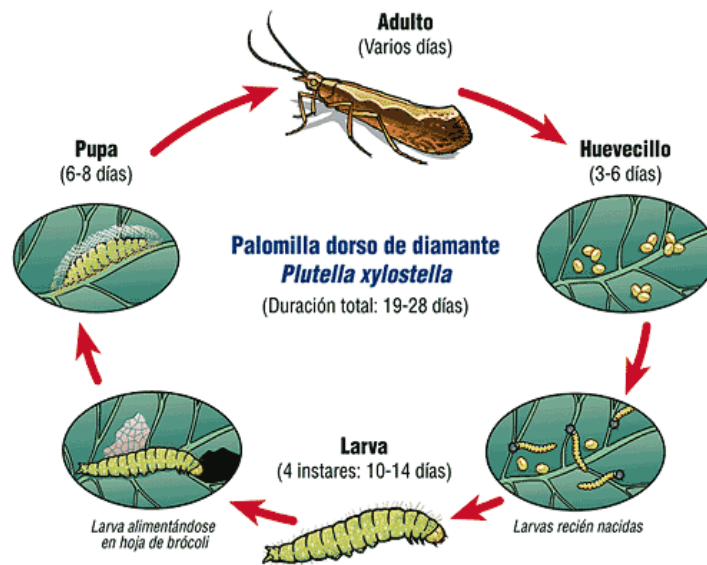


Figura. 2. Ciclo biológico de *Plutella xylostella* (tomado de Cipactli Organización Ecológica y Sustentable).

2.2.2. Descripción del insecto

Huevos: son muy pequeños y redondos con menos de 1mm, color amarillo, son colocados debajo de las hojas cerca de la vena central de las hojas. Los huevos son puestos individualmente o en pequeños grupos de 2- 3 huevos.

Larvas: Las larvas aparecen entre los 5 a 10 días posteriores a la oviposición. Su color varía desde el amarillo claro en sus primeros estadios hasta verde oscuro en su cuarto o último estadio (Trabanino, 1998) Presenta 4 instar larvales. La larva de primer instar es de color blanco pálido con la cabeza marrón oscura y mide aproximadamente 1.2 mm, este instar realiza una mina superficial (no más de 5mms). El segundo instar es de color verde claro, abandona la mina y se convierte en un insecto defoliador, se ubica en el envés de las hojas alimentándose de la epidermis y del parénquima, dejando sin tocar la epidermis superior quedando en la parte superior una membrana transparente comúnmente llamada “daño en ventana”. En el tercer y cuarto Instar mide aproximadamente 10.27 mm, se observa la larva ubicándose en el envés de la hoja y realizando una perforación. En caso de verse atacadas pueden quedarse suspendidas de las hojas mediante unos hilos de seda y, mediante el mismo, al cesar el ataque vuelve a la hoja para seguir su actividad (Schmutterer, 1990).



Foto: Sosa, M..

Figura. 3. Larva de *P. xylostella* Constanza, 2000

Pupas: La larva desarrolla un capullo de seda blanco que se encuentra adherido a las hojas y tallos de la planta, es obtecta, con una longitud de 6.83 mm, de color verde brillante al principio y posteriormente de color marrón. Se caracteriza por estar envuelta en un fino capullo de seda de color blanco, pupan en el envés de las hojas (Figura 4). Luego esas membranas se rompen dejando un orificio pequeño. (Monnerat et. al., 2002)



Figura. 4. Pupa de *P. xylostella* Constanza, 2000

Adultos: los adultos (Figura 5) son de color grisáceo el margen interior de las alas anteriores es de color amarillo sucio de tal manera que forman tres diamantes cuando doblan las alas miden aproximadamente 10mm de largo (Trabanino, 1998). Las palomillas prefieren descansar debajo o dentro de las hojas para protegerse. El ciclo de vida (incluyendo el período de preoviposición) fue de 17,10 días en promedio, con rangos de 12 a 26 días (Fernández y Álvarez, 1988). El ciclo biológico dura unas dos semanas, en función de las condiciones climáticas puede presentar de 5 a 10 generaciones anuales en climas templados y hasta 20 en trópicos y sub-trópicos (Delgadillo et. al., 2006).



Figura. 5. Adulto de *P. xylostella* en Constanza, 2000

2.2.3 Medidas de control

2.2.3.1 Control Legal

El control legal se basa en disposiciones de tipo legal (ej. decretos, leyes, reglamentos, etc.), que a menudo suelen ser preventivos pero pueden incluir la aplicación de medidas de control (Serra, 2006). En numerosos países existen sistemas cuarentenarios, que constituyen una de las primeras líneas de defensa de la protección vegetal, especialmente referente a la entrada de plagas de importancia económica. Bajo el concepto Cuarentena Vegetal se incluye el conjunto de medidas de vigilancia del intercambio de productos y subproductos agrícolas, con la finalidad de hacer cumplir con las disposiciones existentes, tales como, la prohibición de la introducción, la devolución o confiscación y destrucción de material vegetativo infestado o infectado con agentes provocadores de problemas fitosanitarios preestablecidos (Serra, 2006).

Conjunto de leyes, resoluciones, normas y cualquier otro instrumento jurídico que limitan o regulan las actividades del hombre relacionadas con el manejo y control de plagas (Greeys, 2016). El control legal consiste en las disposiciones obligatorias que da el gobierno con el objeto de impedir el ingreso al país de plagas o enfermedades, impedir o retardar su propagación o dispersión dentro del país, dificultar su

proliferación, determinar su erradicación y limitar su desarrollo mediante la reglamentación de cultivos. También se incluyen aquellas disposiciones que regulan la comercialización y el uso de los pesticidas. En general son medidas que deben ser observadas por todas las personas de un país, región o valle. El control legal incluye las medidas de cuarentena, inspección, erradicación, reglamentación de cultivos y reglamentación del uso y comercio de los pesticidas (Cisneros s/f).

2.2.3.2 Control Cultural

El control cultural consiste en la utilización de las prácticas agrícolas ordinarias, o algunas modificaciones de ellas, con el propósito de contribuir a prevenir los ataques de los insectos, hacer el ambiente menos favorable para su desarrollo, destruirlos o disminuir sus daños. En general no se trata de medidas tomadas de improviso, ante la presencia de las plagas, sino que, normalmente responden a una planificación previa dentro del proceso normal de la producción agrícola e incluye medidas como: Labores de preparación de tierras, métodos de siembra, selección de variedades, ejecución de cultivos y aporques, manejo de agua y de los fertilizantes, oportunidad de cosecha, periodos de campo limpio (Cisneros, 1995).

2.2.3.3 Control Químico

Esta táctica de control de plagas consiste en la aplicación de plaguicidas, sustancias químicas que actúan de forma letal o interfiriendo alguna actividad vital de alguna plaga. Aun aprovechando al máximo las posibilidades que brindan métodos no-químicos para el manejo de plagas, en la mayoría de los casos, no se puede renunciar a la aplicación del control químico (Serra, 2006).

Desde el punto de vista ecológico, el insecticida es una sustancia tóxica que el hombre introduce al ecosistema agrícola afectando a todos sus organismos en particular, a los animales. La intensidad del efecto varía según las características del insecticida, el grado de susceptibilidad de las especies fitófagas y benéficas

presentes, la formulación y dosis del producto, la forma en que es aplicado, la clase de cultivo, y las condiciones climáticas prevalecientes durante las aplicaciones.

Los insecticidas constituyen recursos de primera importancia contra las plagas, tanto porque sus efectos son más rápidos que cualquier otra forma de represión como por ser fácilmente manejables. Se considera que su utilización, conjuntamente con la de otros pesticidas, ha jugado un rol importante en el incremento de la productividad agrícola de las últimas décadas, sobre todo en los países más tecnificados. Las primeras aplicaciones de insecticidas modernos fueron tan especuladoras que muchas esperanzas se cifraron en la posibilidad de erradicar las principales plagas. Desafortunadamente después de algo más de cuatro décadas de aquellos resultados extraordinarios se puede comprobar que los problemas de plagas no han desaparecido y, por el contrario, en muchos casos se han agravado. La utilización de los pesticidas trajo consigo fenómenos nuevos, no previstos, como el desarrollo de resistencia a los insecticidas y la aparición de nuevas plagas por la destrucción de sus enemigos naturales. En la actualidad la pérdida de eficacia, aparición de nuevas plagas, contaminación del medioambiente, destrucción de la fauna silvestre, y los peligros de intoxicación, son fenómenos comunes ligados al uso de insecticidas. A pesar de todo ello, la agricultura moderna difícilmente podría mantener rendimientos altos sin el uso razonable de estos productos. Muchos de los problemas citados se han derivado del mal empleo y uso excesivo de insecticidas y pesticidas en general (Bujanos *et.al.*, 2013).

2.2.3.4 Control Biológico

El Control Biológico en su definición más sencilla, significa “la regulación de un organismo como consecuencia de la actividad de otro, lográndose con ello un equilibrio poblacional”. Esta actividad en el ámbito de la agricultura, significa la regulación de la población de un organismo que está afectando al cultivo y generando pérdidas económicas, mediante la acción de otro que naturalmente ha sido diseñado para ejercer dicha función. Se busca con esto, estabilizar poblaciones

y llevarlas por debajo del Nivel de Daño Económico (NDE). El control biológico de plagas contempla el fortalecimiento del control natural, la introducción de especies no nativas de controladores y el uso de plaguicidas derivados de animales, plantas, hongos, bacterias, virus y minerales para prevenir, repeler, eliminar o bien reducir el daños causados por plagas (Carballo y Guharay, 2004). En el control natural se aprovechan antagonistas de plagas para mantener y/o restablecer equilibrios entre ambas especies dentro de un (agro-) ecosistema, pero sin la intervención del ser humano.

El control biológico es uno de los principales componentes del Manejo Integrado de Plagas. Se define como la suma de acciones que se ponen en marcha para favorecer la acción de parasitoides, depredadores y patógenos en el control de un insecto plaga entre las que se incluye la estrategia del manejo racional de insecticidas en la que los productos biológicos juegan un papel fundamental (Bujanos *et. al.*, 2013).

Básicamente en relación al control natural, hay tres tipos de control biológico: de conservación, aumentativo y clásico.

2.2.3.4.1 De Conservación

Se trataría de enemigos naturales que ya están presentes en los huertos, dígame autóctonos o introducidos. Si nos referimos a los autóctonos, esta estrategia no representa ningún coste adicional ni para el agricultor ni para el medio ambiente. Sin embargo, tiene muy poco peso dentro del conjunto de control biológico debido a que está basada en largos y costosos estudios sobre la bioecología de las especies presentes en los agro-ecosistemas. Establece prácticas y estrategias para mejorar el establecimiento y la proliferación de organismos benéficos propios del lugar, limitando el uso de prácticas que los desfavorezcan e implementando aquellas estrategias que los favorezcan. Son estrategias que pretenden modificar el entorno y manipular el hábitat para favorecer y potenciar la actividad de los enemigos naturales

(Paredes et. al., 2013) El primer paso en control biológico consiste en conservar (promover la actividad, supervivencia y reproducción) a los enemigos naturales nativos (o ya presentes en un cultivo), a fin de incrementar su impacto sobre las plagas. La conservación de los entomófagos va dirigida preferentemente contra plagas endémicas. No obstante, también incluye el mejoramiento de las posibilidades de establecimiento de especies introducidas para el control biológico de plagas exóticas o incrementar la eficiencia de especies criadas masivamente en laboratorio. Para lograr mejores resultados, se requiere conocer cuáles especies están presentes, qué plagas atacan y cuáles lo hacen mejor y bajo qué condiciones; en función de esta información, se pueden escoger las formas más apropiadas de protegerlos y ayudarlos. Esta estrategia es la que más se presta a las condiciones de los países latinoamericanos, ya que la mayoría de las plagas son endémicas, forman parte de las prácticas agroecológicas y su aplicación suele ser más barata. (Rodríguez y Arredondo, 2007).

2.2.3.4.2 Aumentativo

Se refiere a la necesidad de incrementar la presencia de un agente de control en determinado sitio, debido a su escasa presencia o imposibilidad de mantener poblaciones suficientes. Se manejan aquí dos esquemas de uso: aplicación masiva o aplicación inoculativo (Rodríguez, 2010).

2.2.3.4.3 Clásico o por Introducción

Se refiere a la importación al sitio requerido, de agentes de control biológico (ACB) específicos para el combate de un agente exótico que se presenta como plaga; esta necesidad surge a raíz de la ausencia del agente de control para una plaga introducida que no cuenta in situ, con sus propios controladores. Fue el tipo predominante en los comienzos del control biológico moderno, entre finales del siglo XIX e inicios del XX. Los agentes de control biológico que se importan para el control, generalmente, de una plaga de origen exótico, son también de origen exótico. Una vez soltado el enemigo natural, éste se aclimata y pasa a formar parte

de la fauna naturalizada de la región. Como al control biológico clásico también se le ha denominado inoculativo, para distinguirlo de aquél en que los enemigos no se aclimatan, o lo hacen de forma deficiente, y hay que reintroducir periódicamente en el cultivo, a este último se le suele llamar control biológico inoculativo estacional (Barbosa, 1998).

2.2.3.5 Agentes de control biológico

Los organismos utilizados como control biológicos generalmente tienen como efecto la muerte directa del organismo que atacan, a veces pueden operar de una forma diferente, como los hongos antagonistas o nematodos que esterilizan a las hembras de los organismos afectados o como los organismos naturales que reducen la capacidad reproductiva o competitiva de las plantas que atacan. Existen diferentes clases de enemigos naturales (Carballo, 2002).

2.2.3.5.1 Patógenos

Son microorganismos parasíticos que frecuentemente matan a su huésped. Si éstos son insectos o artrópodos en general, se les denomina entomopatógenos. Los cadáveres de los huéspedes liberan millones de microbios individuales, que son dispersados por el viento y la lluvia. Debido a su tamaño diminuto y a su rápida reproducción en el huésped, los patógenos son más fáciles de producir masivamente que los parasitoides y pueden ser liberados contra las plagas con los equipos desarrollados para la aplicación de plaguicidas químicos. Varios tipos de microorganismos han sido usados en control biológico, como las bacterias, virus, hongos y protozoarios; los nematodos que atacan artrópodos se consideran dentro de este grupo. La utilización de patógenos para el manejo de las poblaciones de las plagas se llama “control microbial” y es considerado como una subdivisión del control biológico (Nicholls, 2008).

2.2.3.5.2 Predadores

Son individuos que consumen varios organismos durante su vida, y activamente buscan su alimento. Al organismo que consume un depredador se le denomina presa y por lo general es más pequeña que éste y requiere generalmente de alimentarse de numerosas presas para completar su ciclo. Algunos consumen un rango amplio de especies presa (polífagos), otros un rango más estrecho (oligófagos) y otros más son altamente específicos (monófagos). Desde el punto de vista del control biológico, los depredadores oligófagos y monófagos son mejores como agentes de control. La mayoría de los depredadores consumen el mismo tipo de presa como inmaduros o como adultos. Las mantis, arañas y muchas especies de mariquitas (Coccinellidae) son ejemplos de depredadores (Cartea *et. al.*, 2008)

2.2.3.5.3 Parasitoides

Generalmente se les incluye en la categoría de parásitos, pero un parasitoide es una clase especial de depredador que generalmente es del mismo tamaño que el organismo que ataca, también se caracterizan porque se desarrollan dentro o sobre un organismo, el cual casi siempre muere al ser atacado. El estado larvario del parasitoide es parasítico, mientras que los adultos son de vida libre y activos para buscar a los organismos que parasitan (huéspedes). Cada parasitoide consume un sólo huésped. A diferencia de los parásitos verdaderos, los parasitoides matan a su huésped. Hay parasitoides enteramente monófagos. Las avispidas parasíticas son buenos ejemplos de parasitoides.

- Ectoparasitoide: Parasitoide que se desarrolla en el exterior de su hospedero.
- Endoparasitoide: Parasitoide que se desarrolla en el interior de su hospedero.(Cave, 1995).

2.2.3.5.4 Aplicaciones aún menos frecuentes

Otras clases de enemigos naturales menos citadas son las siguientes: (1) Organismos para el control de malezas: los insectos fitófagos de malezas son similares en muchos aspectos a las plagas de los cultivos, pero tienen un alto grado de especificidad por su planta hospedera, lo cual asegura que éstos sólo atacarán a la maleza y no a los cultivos. Otros agentes de control de malezas son los nematodos, hongos y otros microorganismos como protozoarios, bacterias, rickettsias y virus; (2) parásitos, los que tienden a debilitar, más que a matar a sus huéspedes y son mucho más pequeños que éstos. Los parásitos dependen de su huésped durante toda su existencia, excepto durante cortos períodos cuando se dispersan; este estado lo pasan usualmente como huevos o esporas, por lo cual requieren un agente dispersor. Con excepción de algunos nemátodos parásitos de insectos, los parásitos no son buenos como agentes de control; y (3) antagonistas: existen agentes de control biológico que influyen sobre la abundancia de las plagas pero que no se alimentan directamente sobre ellas. Estos afectan a las poblaciones de las plagas por exclusión competitiva, misma que puede ser una simple exclusión física o mediante sustancias (antibióticos) que excretan los antagonistas. Estos agentes tienen particular importancia en el control biológico de fitopatógenos. (Carballo y Guhary, 2004).

2.3 Generalidades de *D. insulare*

Es el parasitoide más común en América Central de *P. xylostella*, las hembras parasitan preferiblemente larvas hospederas del segundo instar o tercer instar y se desarrolla como un endoparásito solitario, la larva termina devorando su huésped y luego forma su propio capullo, en el cual empupa dentro del capullo del hospedero (Cave, 1995).

2.3.1 Clasificación Taxonómica

Reino: Animal

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hymenoptera

Superfamilia: Ichneumonoidea

Familia: Ichneumonidae

Género: *Diadegma*

Especie: *Diadegma insulare* Cresson, 1865)

2.3.2 Ciclo biológico

Estudios por Bolter y Laing (1983), (citado por Castelo, 1999) indicaron que *D. insulare* produce un promedio de 814 huevos por hembra. La hembra pone todos sus huevos en un período de 24 horas cuando dispone de suficientes huéspedes. Sin embargo, la hembra adulta puede producir huevos durante todo su ciclo de vida (Figura 6) y comienza a ovipositar 24 horas después de emerger. Los huevos son simétricos y sus dimensiones son 0.28 x 0.06 mm recién ovipositados y 0.6 x 0.13 mm antes de eclosionar. El primer estadio larval es el típico de los ichneumónidos, con una pequeña mandíbula curvada y que termina en una punta en forma de una hoz, y va decreciendo en tamaño con los estadios sucesivos. El desarrollo de *D. insulare* es continuo y el tiempo en llegar de huevo a adulto decrece con altas temperaturas en un rango promedio de 15.6 ± 1.5 días a 25 °C y 42.3 ± 1.7 días a 13°C.

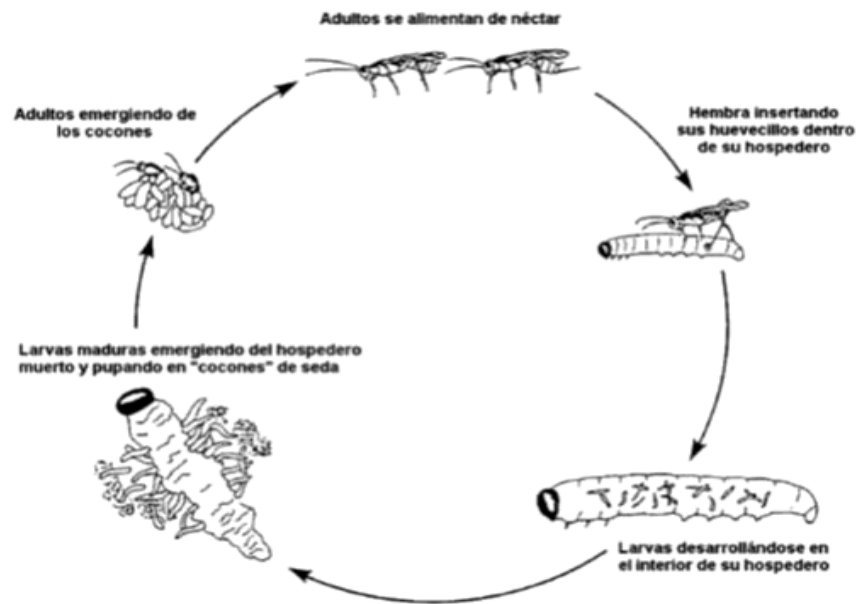


Figura 6. Ciclo biológico de *Diadegma insulare* (tomado de Nicholls *et al.* 1999).

La alimentación con azúcares es determinante para la supervivencia, fecundidad, y eficiencia de los parasitoides adultos. Un adecuado abastecimiento de azúcares en la dieta puede producir un efecto positivo en la tasa de maduración de huevos y aumentar el periodo reproductivo de las hembras (Idris, 1995). Estos resultados y los de (Wackers (2004) (citado por Carrillo, 2006) sugieren que proporcionar alimento a parasitoides adultos en el campo (como glucosa y proteínas) puede aumentar su eficiencia como controladores biológicos.



Figura 7. *D. insulare*, parasitoide adulto

Para estudiar el efecto de las flores como fuente de azúcares para los parasitoides es necesario tener en cuenta varios factores. La disponibilidad (abundancia y distribución) calidad (valor nutricional) el grado de atracción y la accesibilidad del néctar, como parámetros más relevantes. La accesibilidad al néctar está determinada por la interacción entre la arquitectura floral y la morfología del insecto; por otra parte, las flores son naturalmente atractivas o emiten señales para que el parasitoide las acepte como fuente de alimento. Estos factores se deben tener en cuenta si se pretende adicionar recursos florales a los sistemas de cultivos con el propósito de incrementar o mantener las poblaciones de enemigos naturales (Carrillo *et. al.*, 2006).

La larva parasitoide se desarrolla como un endoparásito solitario. Surgimiento de la larva parasitoide es de la pre- pupa hospedera que ya ha formado un capullo. La larva parasitoide termina devorando su hospedero externamente y luego forma su propio capullo, en el cual empupa dentro del capullo hospedero (Cave, 1995).

La hembra de este ichneumonídeo camina rápidamente sobre la planta, usando sus antenas para localizar la larva hospedera. La oviposición es muy rápida una vez que ha sido encontrado un hospedero conveniente. El abdomen se dobla por abajo del tórax y entre las patas y el ovipositor es introducido rápidamente en la larva. La oviposición no dura más de un segundo o dos. No hay ningún saco de veneno asociado con el ovipositor, así es que no ocurre parálisis y muchas larvas, particularmente las de los últimos estadios, escapan a la hembra con movimientos violentos.

Altas temperaturas reducen la longevidad de las hembras maduras, la cual en promedio es de 21.2 días a 25 °C y 43.6 días a 17 °C. Adultos miden 3-5 mm y son principalmente negros con anaranjado y marcas amarillas en las patas y el abdomen (Cordero y Cave, 1992).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del Estudio

El estudio fue realizado en la estación experimental del Instituto Dominicano de Investigación Agropecuaria y Forestal (IDIAF) en Constanza, provincia La Vega ubicada en la cordillera central a unos 1,150 metros sobre el nivel del mar entre las coordenadas geográficas 18° 35' latitud Norte 70° 43' longitud Oeste. La temperatura promedio anual es de 18-20°C y una precipitación promedio de 922 mm con 108 días promedio de lluvia, en la zona predomina el bosque húmedo montañoso bajo según la clasificación de zona de vida.

El trabajo fue realizado en el Laboratorio de Manejo Integrado de Plagas, Facultad de Agronomía de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña (UNPHU).



Figura. 8. Inicio del ensayo en Constanza, 2000

3.2 Metodología

Este trabajo comprendió dos ciclos del cultivo de 2 de mayo al 25 de julio del año 2000 y del 12 de julio al 7 de septiembre del 2001, la variedad utilizada fue “Izalco NK” que fue la mayormente sembrada en la zona.

En cada parcela experimental se muestrearon diez plantas seleccionadas al azar y 3 hojas por planta, utilizando método de muestreo visual para un total de 240 plantas muestreadas en todo el experimento, de cada planta seleccionada para el muestreo fueron revisada 3 hojas para un total de 720 hojas en todo el experimento, las cuales se revisaban tanto en el haz como en el envés registrando las informaciones obtenidas en un formulario previamente diseñado (Anexo 1) el número de insectos en los diferentes estadios de desarrollo (huevos, larvas y pupas). El muestreo se realizó semanalmente, iniciándose los monitoreos una semana después del trasplante y finalizando una semana antes de la cosecha. Las pupas fueron colectadas en viales o frascos de vidrio debidamente identificados y trasladado al laboratorio de la UNPHU donde fueron colocados en nuevos frascos y observados todos los días esperando la emergencia de *P. xylostella* (polilla del repollo, PDD), de *D. insulare* (parasitoide de PDD) o de otros parasitoides. Los parasitoide emergidos fueron colocados en frascos con alcohol al 70° para su conservación y posterior identificación (Bertolaccini *et al.* 2010).

Esta información fue registrada en un formulario de laboratorio. A las pupas que no emergieron se les hizo disección con ayuda de una lupa y pinza para determinar si estaban parasitadas o contenían la polilla del repollo; todo este proceso se realizó bajo temperatura controlada de 28°C.

Después de cada evaluación se hacían las aplicaciones de los tratamientos si la información obtenida en el campo así lo requería; es decir si se registró 1 o más larvas por planta se realizaba la aplicación, exceptuando el testigo.



Foto: Sosa, M..

Figura. 9. Ataque de *P. xylostella* en el tratamiento *B. thuringiensis*.



Foto: López, L.

Figura.10. Parcela del tratamiento Clorfenapir

3.3 Diseño experimental

El experimento se estableció en bloque completo al azar (BCA) con seis tratamientos y cuatro repeticiones. Cada parcela contó con 150m², separados entre parcela por 0.40m., entre hileras por 0.70m. con una separación entre bloque de 3m, para un tamaño de bloque de 1,124 m². Siendo el total del área experimental de 7.15 tareas (0.45 ha).

Tabla 1. Tratamientos en estudio

No.	Ingrediente activo	Nombre comercial	Dosis aplicada
1	Testigo (agua)	---	---
2	Clorfenapir	Pirate ®	400ml/ha
3	Diafentiuron	Pegasus®	1.1 litro/ha
4	<i>Bacillus thuringiensis</i>	Turilav®	250 g/200litros
5	<i>Beauveria bassiana</i>	Bauveril®	50 g/200litros
6	<i>Azadirachta indica</i> , aceite formulado, 50%	Ace neem®	5 ml /litro

Las variables evaluadas fueron: huevos, larvas, pupas, adultos de *P. xylostella*, *D. insulare* u otros parasitoides. Los inmaduros (huevos y larvas) fueron contados directamente en las hojas seleccionadas al azar para evaluar las plantas de repollo, las pupas fueron colectadas en las hojas evaluadas y llevadas al laboratorio de Manejo Integrado de Plagas de la UNPHU para esperar la emergencias de los diferentes estados adultos tanto de la plaga, el parasitoide *D. insulare* como otras especies de parasitoides.

Las trampas amarillas fueron colocadas en todas las parcelas y expuesta durante una semana, las cuales fueron retiradas y llevadas al laboratorio para su conteo con ayuda de un estereoscopio o lupa. La cosecha se realizó 75 días después de la siembra. Se tomaron 10 cabezas de repollo por bloque y por tratamiento, de las cuales se midió el diámetro y se tomó el peso sacándose una media de los mismos.

3.4 Procesamiento de datos y Estadísticas

Los datos obtenidos tanto en campo como en laboratorio fueron tabulados en hojas de cálculos Excel (paquete Office 2010 Microsoft), la elaboración de tablas para análisis estadísticos de datos se realizó a partir de los promedios obtenidos en las fechas de evaluaciones.

La información obtenida de las evaluaciones se sometió a análisis estadístico mediante el programa InfoStat, se realizaron análisis de varianza (ANAVA), prueba de Tukey, homogeneidad de varianza. Se realizó ANAVA comparando medias con la prueba de Tukey (TT) con un nivel de significancia de $P \geq 0.05$. Los datos que no cumplieron con los requisitos se sometieron a pruebas no paramétrica (Kruskal-Wallis).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Resultados del ensayo E.E.C.-1, Constanza, 2000

Del experimento conducido de mayo a julio de 2000 se presentan los resultados obtenidos de las evaluaciones realizadas durante el ciclo del cultivo para huevos de *P. xylostella* representados en la Fig. 11 y Anexo 3a. En las primeras evaluaciones todos los tratamientos mantuvieron el mismo comportamiento registrándose un aumento según las medias a los 42 días después de la siembra para en donde resultó la mayor cantidad de huevos para los tratamientos *A. indica* y *B. bassiana* alcanzando un 35.5 promedio de huevos en la etapa de formación de cabeza. Sin embargo, no hubo diferencias estadísticamente significativas con respecto a los demás tratamientos. El único tratamiento que a lo largo del ciclo se mantuvo por debajo de 5 huevos promedio fue el clorfenapir, aumentando hasta 23 en la última evaluación. En promedios de huevos hubo diferencia ($p= 0.0560^*$, K-W) entre *A. indica* y *B. bassiana* con Clorfenapir, Diafentiuron y *B. thuringiensis*.

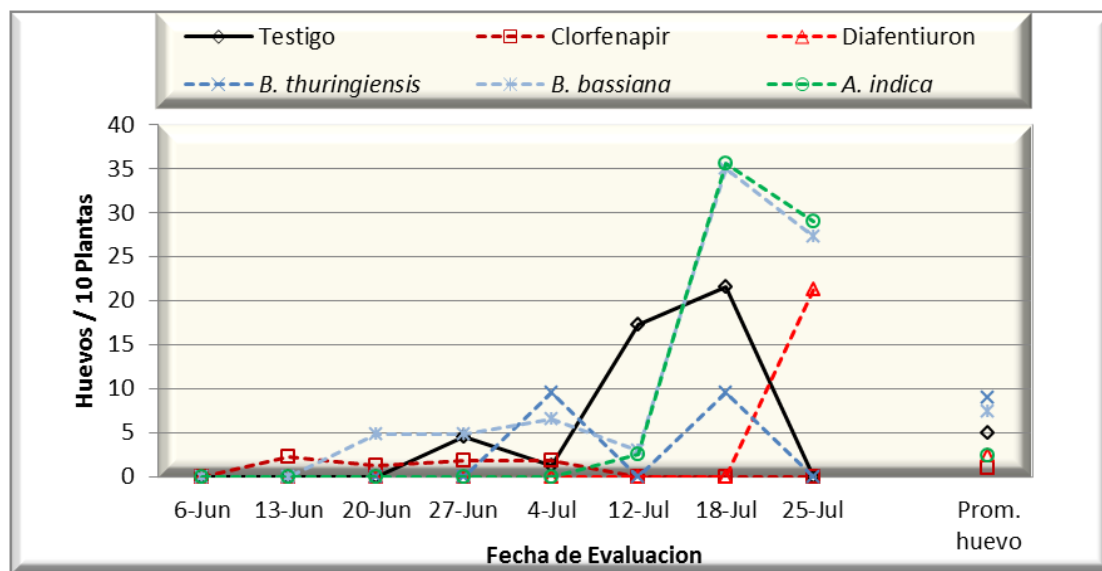


Figura.11. Huevos de *P. xylostella* evaluados en 10 plantas de repollo, 2000

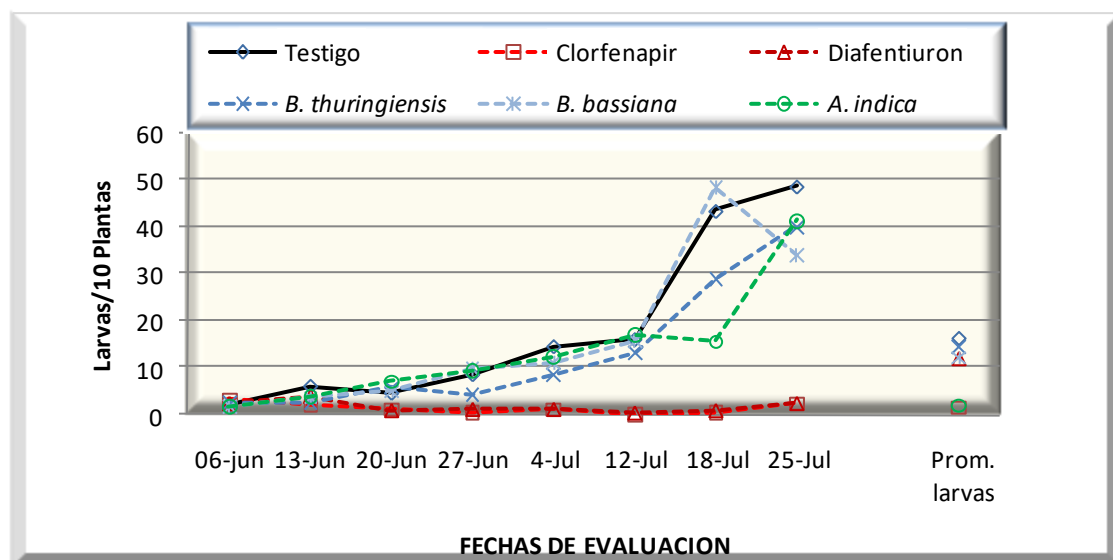


Figura.12. Larvas de *P. xylostella* evaluadas en 10 plantas de repollo, 2000.

En la Fig. 12 y Anexo 3b se observa el comportamiento de las larvas donde el testigo y *B. bassiana* alcanzaron los mayores resultados con un promedio de 50 larvas; en los tratamientos químicos tanto Clorfenapir como Diafentiuron se registraron niveles muy bajos con un promedio de 3 larvas. Se registró diferencia altamente significativa ($p= 0.0023^*$, K-W) 49 días después de la siembra en etapa de formación de cabeza con Clorfenapir y Diafentiuron con respecto a *B. thuringiensis*, *B. bassiana*, *A. indica* y el testigo; de igual forma hubo diferencia muy altamente significativa entre el testigo con un promedio de larvas de 48.7 y Clorfenapir y Diafentiuron con 2.5 en ambos casos. Hubo diferencia entre *B. bassiana*, *B. thuringiensis* y *A. indica* ($p= 0.0342$ TT). No existió diferencia entre el testigo y *B. bassiana* a los 49 días después de la siembra; entre Clorfenapir con 0.5 y Diafentiuron con 1.0 promedio de larva existió diferencia altamente significativa con *B. bassiana* con 48.5 larvas. A los 42 días después de la siembra. No hay diferencia entre el testigo, *B. bassiana*, *B. thuringiensis* y *A. indica*, pero existe diferencia altamente significativa ($p= 0.0005$, TT) entre ellos con Clorfenapir y Diafentiuron a los 35 días después de siembra. Con relación al promedio hubo diferencia altamente significativa entre Clorfenapir y Diafentiuron con *A. indica*, *B. thuringiensis* y el testigo.

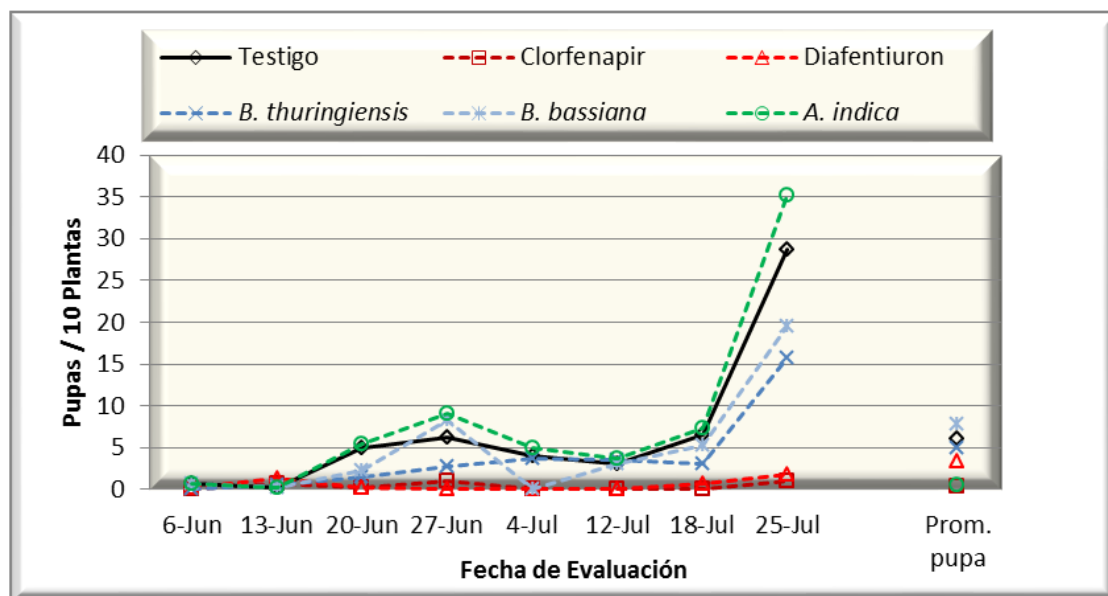


Figura.13. Pupas de *P. xylostella* evaluadas en 10 plantas de repollo, 2000.

En la Fig.13 y Anexo 3c las dos primeras evaluaciones resultaron igual para todos los tratamientos con cero pupas; a los 28 días después de siembra aumentó el promedio de pupas para los tratamientos de *A. indica*, *B. bassiana* y el testigo con una diferencias muy altamente significativas ($p=.0003^{***}$, K-W) con relación al Clorfenapir y el Diafenthiuron descendiendo ligeramente para las dos siguiente evaluaciones. En la última semana de evaluación a los 56 días después de siembra ya formadas las cabezas aumentó considerablemente para *A. indica* con un promedio de 35.25, el testigo 28.75, siendo *B. bassiana* 19.5 y *B. thuringiensis* de 15.75 para una diferencia muy significativa con relación a los productos químicos. Para los promedios hubo diferencias altamente significativas entre *B. bassiana* y Clorfenapir.

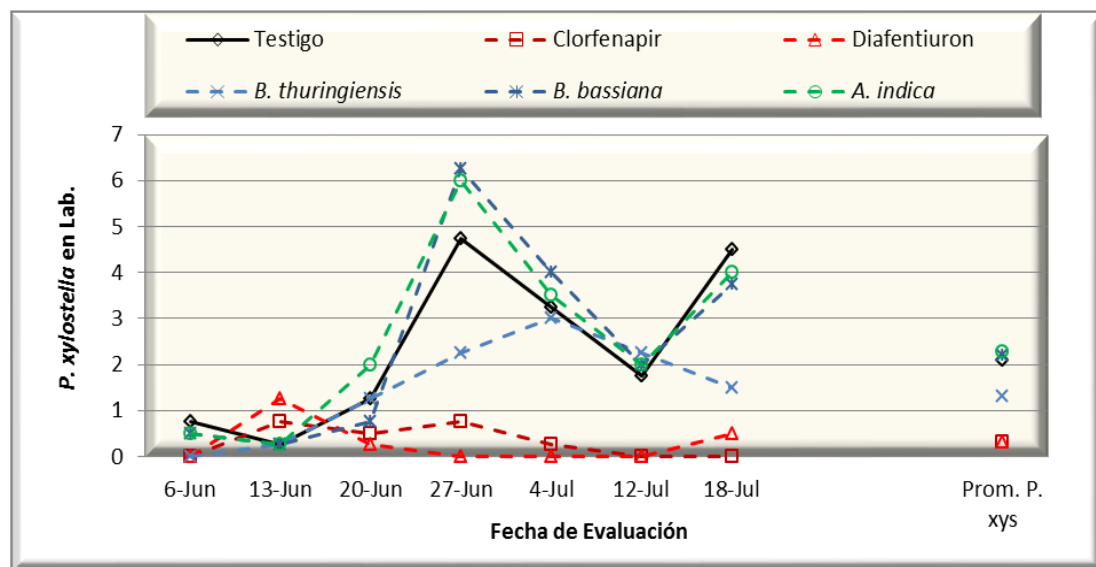


Figura.14. Polillas *P. xylostella* emergidas en el laboratorio, UNPHU, 2000.

En la Fig. 14 y Anexo 6 los mayores resultados se registraron para *A. indica* y *B. bassiana* con 6.0 y 6.25 respectivamente en etapa de crecimiento dentro de los cuales no existe diferencia significativa. Para la evaluación 6 en formación de cabeza no hubo diferencias significativas entre el testigo, *B. bassiana* y *A. indica*, pero existió diferencia altamente significativas ($p=0.0039$ **, TT) con Clorfenapir y Diafentiuron. En el promedio no existió diferencia significativa entre *B. bassiana* y *A. indica*, pero superaron significativamente a Clorfenapir, Diafentiuron.

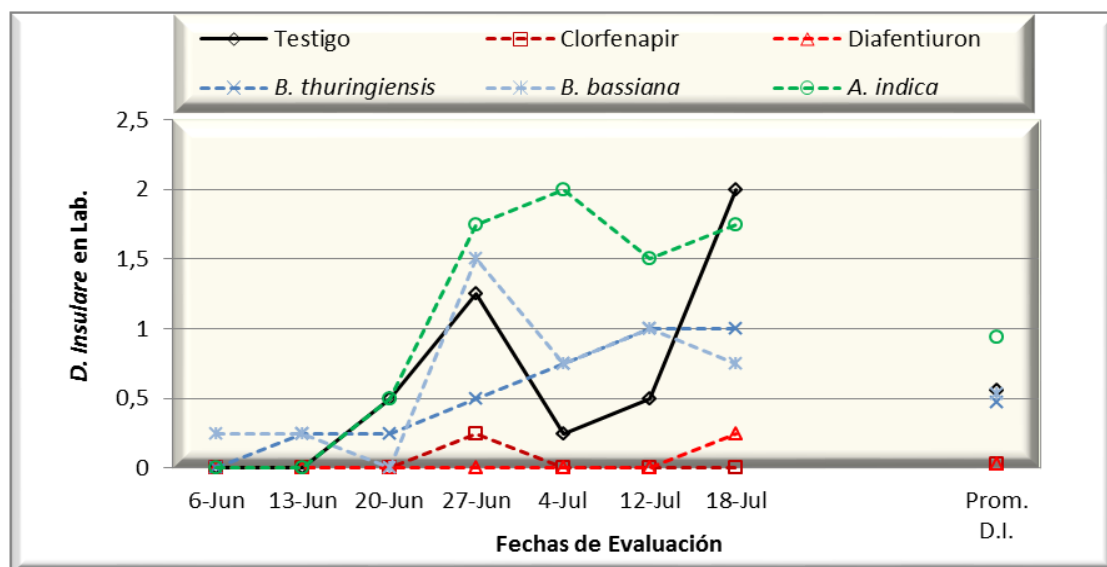


Figura.15. Parasitoides *D. insulare* emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2000.

Como puede verse en la Fig.15. y Anexo 4. en etapa de crecimiento 28 días después de la siembra *B. bassiana* obtuvo su mayor aumento con 1.5 con diferencias significativas con todos los tratamientos para la evaluación 5 en etapa de crecimiento del cultivo. Existió diferencias altamente significativas ($p= 0.0033^{**}$, TT) entre *A. indica* con promedio de 2.0 en relación con a todos los tratamientos. El testigo registró un importante descenso para esa misma fecha. Entre el testigo y *A. indica* no existió diferencia significativa para la última evaluación 56 días después de siembra. El tratamiento de Clorfenapir resultó el más perjudicial para el parasitoide en este caso, debido a que a lo largo del período se mantuvo en cero, mientras el Diafentiuron presentó dos ligeros picos en la cuarta evaluación y última evaluación. Existen diferencias altamente significativa ($p= 0.0033^{**}$, TT) entre *A. indica* con Clorfenapir y Diafentiuron. Con relación a los promedios existen diferencias también entre *A. indica* con Clorfenapir y Diafentiuron, pero no hubo diferencias entre el testigo, *B. thuringiensis*, *B. bassiana*, pero si entre ellos con Clorfenapir y Diafentiuron.

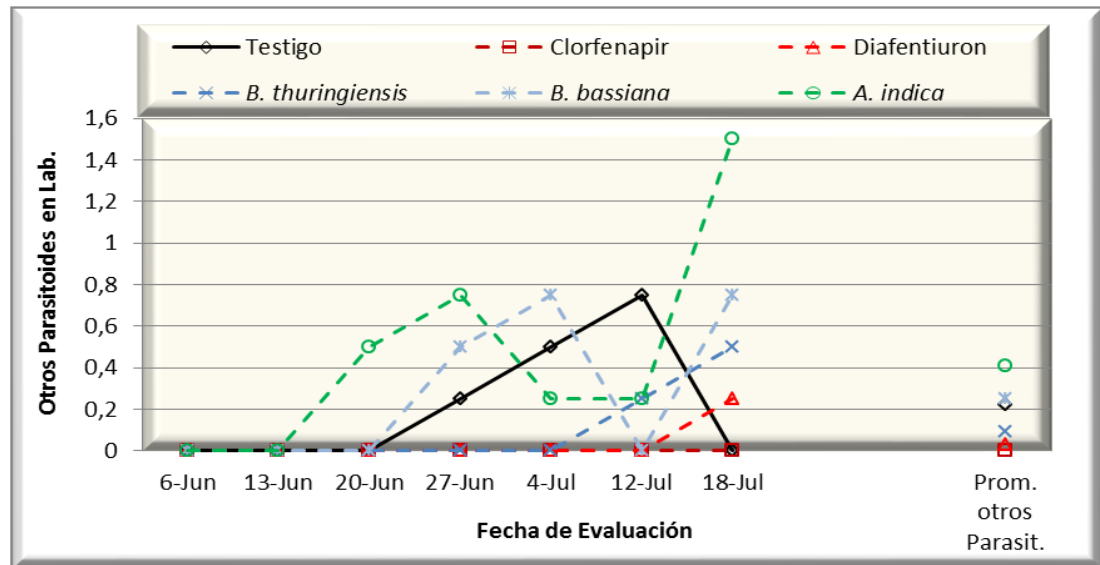


Figura.16. Otros parasitoides emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2000.

En la Fig. 16 y Anexo 5. No se registran parasitoides al inicio de las evaluaciones incluyendo al testigo, a los 28 días después de siembra se registra un pico en el tratamiento *A. indica* con 0.7 parasitoides promedio y desciende en la siguiente semana, observándose el mayor pico para la última evaluación 56 días después de la siembra sin diferencia significativa con todos los demás tratamientos. *A. indica* es el tratamiento que menos efecto negativo tiene sobre los enemigos naturales, debido a que hay mayor presencia en este tratamiento.

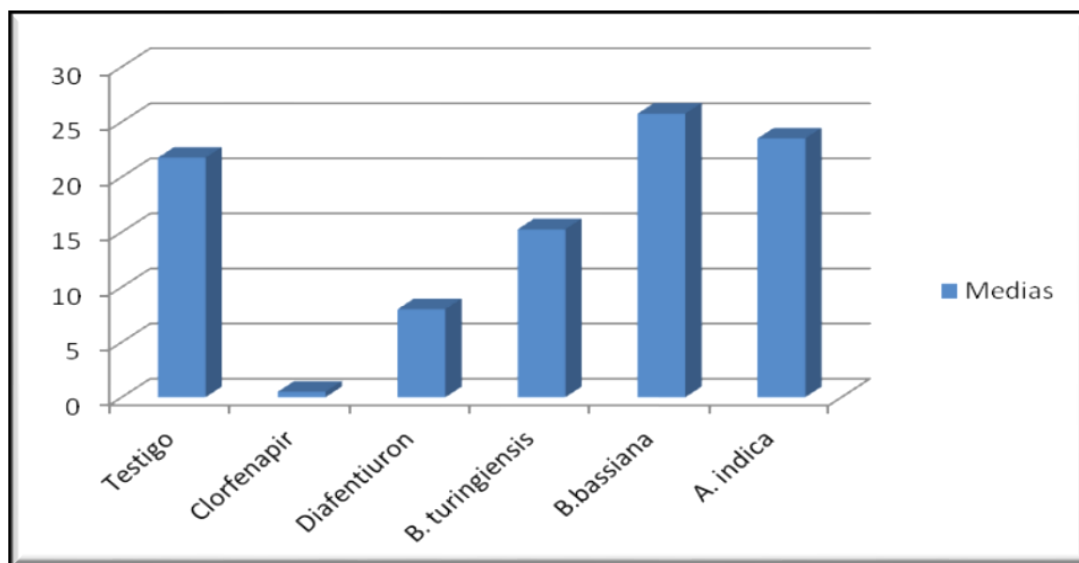


Figura.17. Captura de *D. insulare* en trampas amarillas, 2000.

En la Fig. 17 y Anexo 13 la mayor captura de *D. insulare* se registró con *B. bassiana* con una media 25.75, seguido por *A. indica* con 23.5 y el testigo con 21.75, *B. thuringiensis* obtuvo diferencia significativa con todos los tratamientos Clorfenapir registró la menor cantidad del parasitoide con 0.5 presentando diferencia muy altamente significativa con *B. bassiana*, *A. indica*, el testigo e inclusive con el Diafenturon.

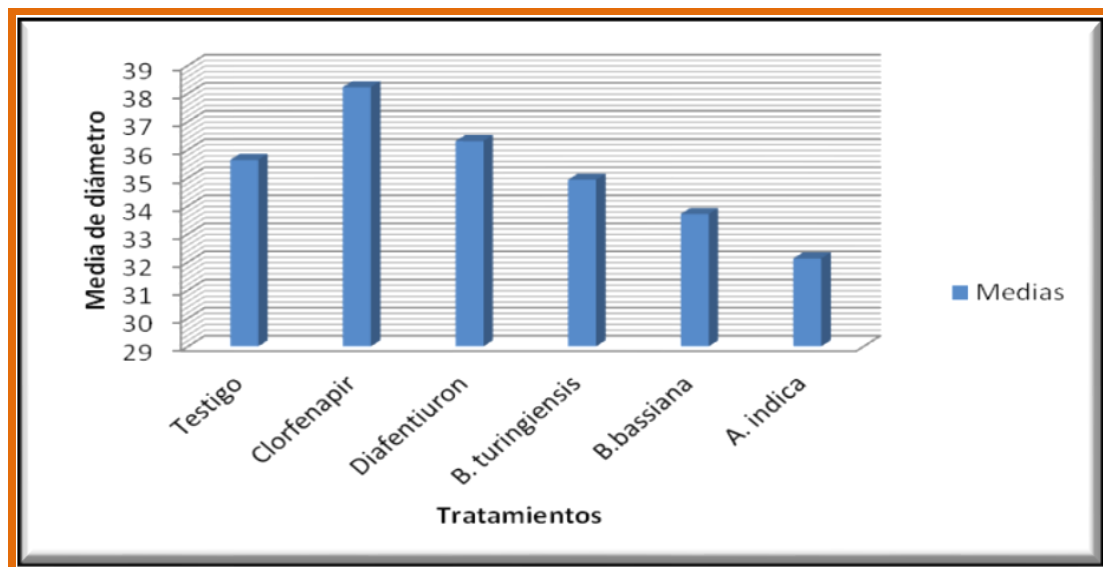


Figura.18. Tamaños de diámetros de repollos, 2000.

En la Fig. 18 y Anexo 11 se observa el mayor diámetro en el tratamiento de Clorfenapir con 38.23 cm, seguido por Diafentiuuron con 36.31 Cm, el menor diámetro lo obtuvo *A. indica* con 32 cm, entre el testigo y *B. thuringiensis* no hubo diferencia significativa, pero existe diferencia altamente significativa entre Clorfenapir y todos los tratamientos y muy altamente significativa entre Clorfenapir y *A. indica*.

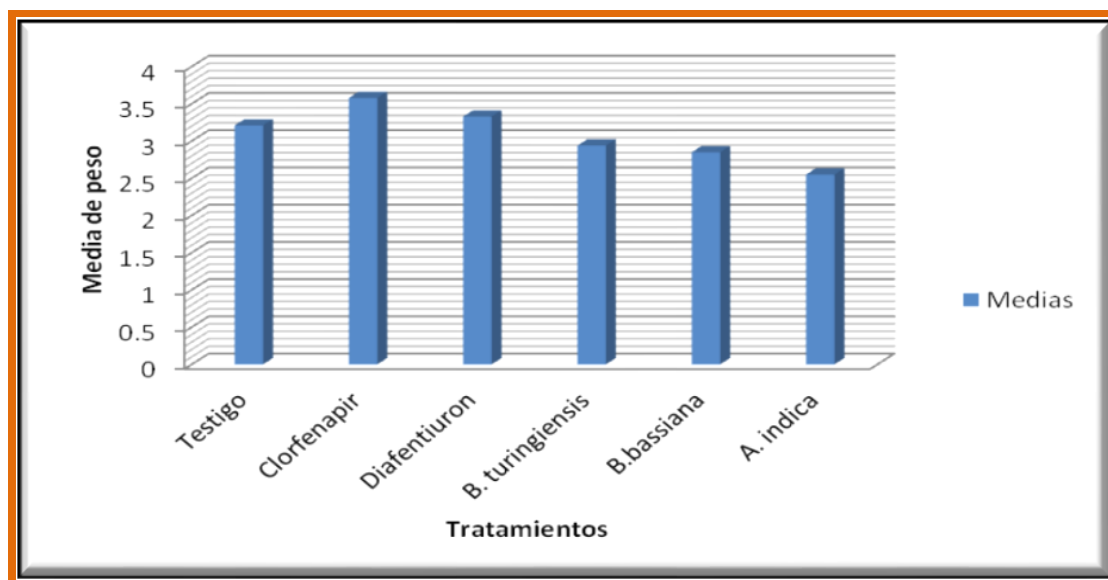


Figura. 19. Pesos de repollos, 2000.

En la Fig. 19 y Anexo 12 Clorfenapir consiguió el mayor peso con 3.58 libras, obteniendo *A. indica* el menor peso con 2.5 libras, no hubo diferencia significativa entre el testigo, Diafentiuiron, *B. thuringiensis* y *B. bassiana*, pero existe diferencia significativa ($p = 0.028^*$, TT) entre Clorfenapir y todos los demás tratamientos.

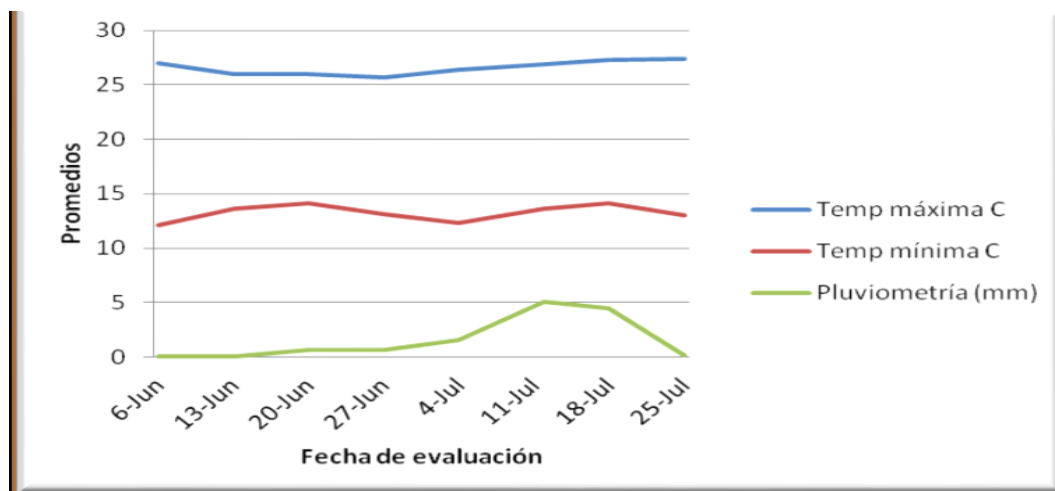


Figura. 20. Temperatura y Pluviometría, Constanza, 6/6-25/7/2000.

4.2 Resultados del ensayo E.E.C.-2, Constanza, 2001

En el ensayo del segundo ciclo del cultivo en la Fig. 21 y Anexo 7a la mayor cantidad de huevos se registró 21 días después de la siembra en etapa de crecimiento para todos los tratamientos, con un promedio aproximado de 34 para *B. thuringiensis* quien obtuvo el mayor pico con una tendencia a bajar hasta cero en las siguientes evaluaciones, para *A. indica* se registró la menor cantidad de huevos a lo largo del período de evaluación, siendo a partir del 9 de agosto prácticamente cero, mientras que el Clorfenapir alcanzó la mayor cantidad de huevos a los 21 días después de siembra con 22 huevos promedios y Diafentiuron 28 días después de la siembra de , existiendo diferencias significativas entre ellos ($p= 0.0172^{**}$, TT). No hubo diferencia significativa entre *B. bassiana* y Diafentiuron. Existe diferencia significativa ($p= 0.0487^{**}$, K-W) entre *B. bassiana* y el testigo con los demás tratamientos, en los promedios no hubo diferencia significativa entre los tratamientos.

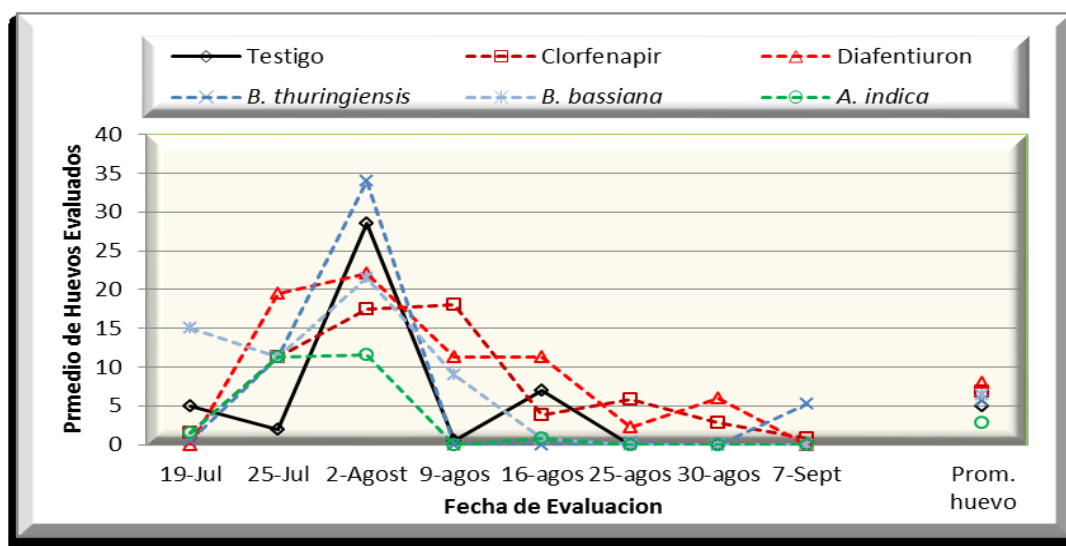


Figura. 21. Huevos de *P. xylostella* evaluados en 10 plantas de repollo, 2001.

En la Fig. 22 y Anexo 7b el testigo alcanzó la mayor cantidad promedio con 100 larvas en etapa de crecimiento del cultivo, entre el testigo y *B. bassiana* no hay diferencia a los 28 días después de la siembra, pero ellos tienen diferencia muy

altamente significativa ($p= 0.000^{***}$, TT) con los demás tratamientos. *B. thuringiensis* a los 35 días después de la siembra alcanzó diferencia altamente significativa con los demás tratamientos ($p= 0.0001^{***}$, TT) En el promedio el testigo y *A. indica* superaron a *B. bassiana*, *B. thuringiensis*, Clorfenapir y Diafentiuron.

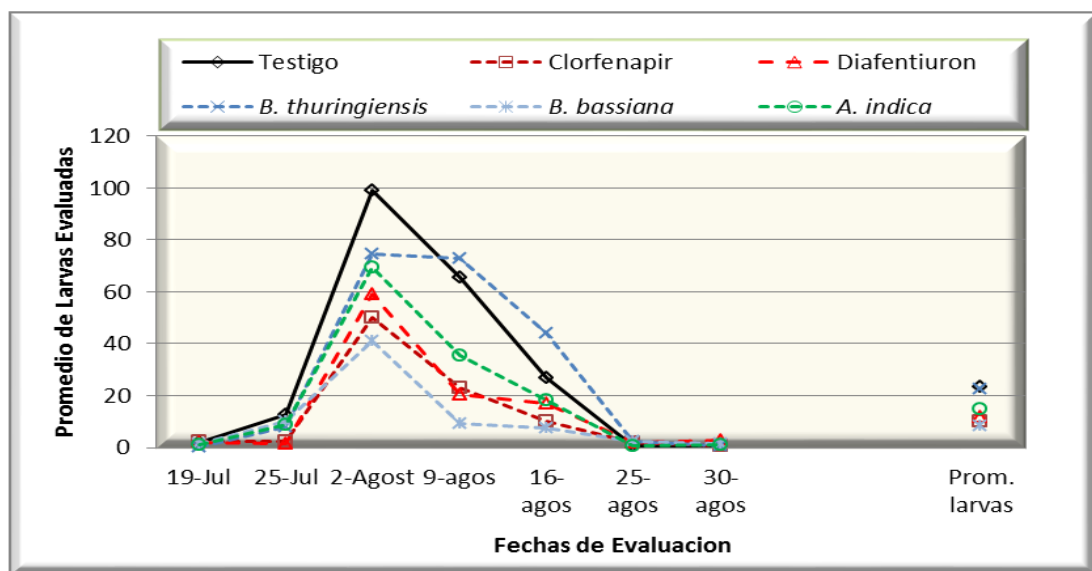


Figura. 22. Larvas de *P. xylostella* evaluados en 10 plantas de repollo, 2001.

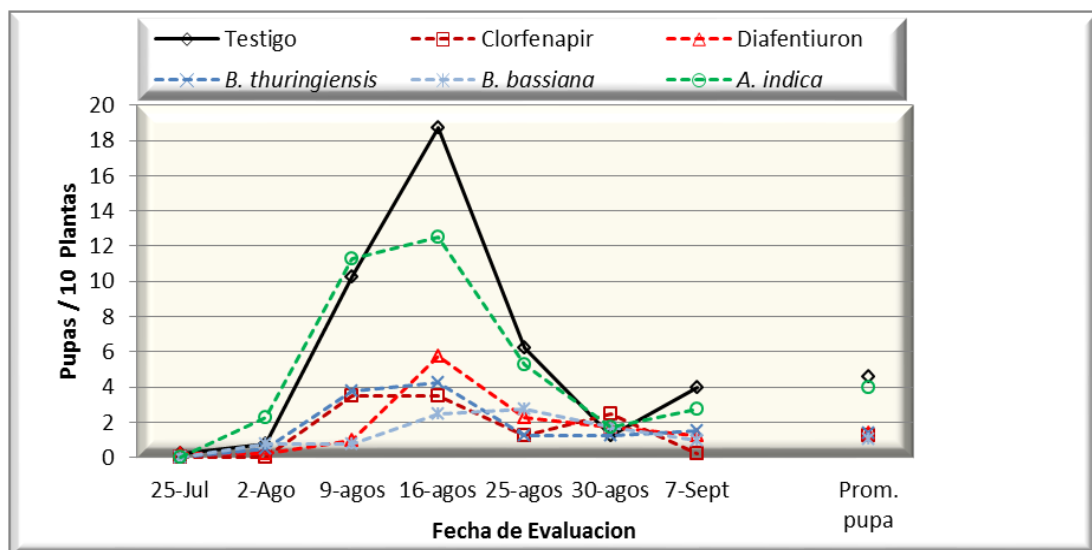


Figura. 23. Pupas de *P. xylostella* evaluadas en 10 plantas de repollo, 2001.

En la Fig. 23, Anexo 7c no se observa diferencia a los 28 días después de la siembra en etapa de crecimiento entre Clorfenapir, Diafentiuron, *B. thuringiensis* y *B. bassiana*, pero existen diferencias muy altamente significativas ($p= 0.0002$ ***, TT) entre estos tratamientos con *A. indica* y el testigo. La mayor cantidad de pupas se registró en el testigo con 18.75 promedio existiendo diferencias altamente significativas ($p= 0.0046$ ***, K-W) con Clorfenapir, Diafentiuron, *B. thuringiensis*, *B. bassiana*. Hay diferencias significativas ($p= 0.0045$ **, K-W) entre *A. indica* con *B. bassiana*, Diafentiuron, Clorfenapir *B. thuringiensis*. Para el promedio existen diferencias muy altamente significativas entre el testigo y *A. indica* con relación a los demás tratamientos.

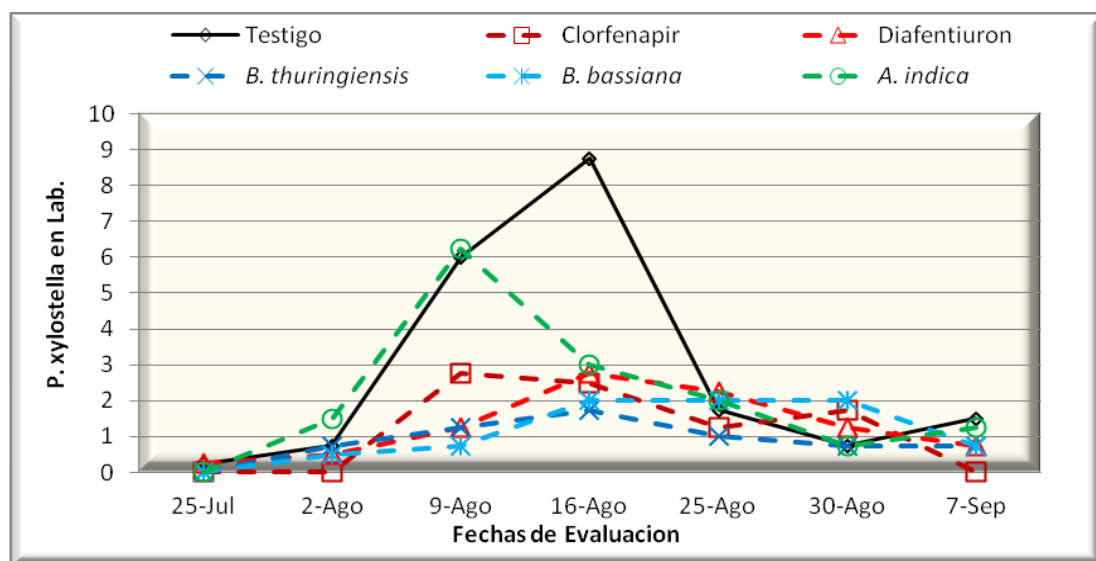


Figura. 24. Polillas *P. xylostella* emergidas en el laboratorio, UNPHU, 2001.

En la Fig. 24 y Anexo 10 *A. indica* registró el mayor promedio de *P. xylostella* a los 21 días después de la siembra en etapa de crecimiento no existiendo diferencia significativa entre el testigo y *A. indica*, los cuales presentan diferencia muy altamente significativa ($p= 0.0008^{***TT}$) con todos los tratamientos. El testigo obtuvo el mayor promedio 28 días después de la siembra con 8.75 teniendo diferencia altamente significativa ($p= 0.0031^{**TT}$) con los tratamientos de *B. bassiana*, *B. thuringiensis*, Clorfenapir, Diafentiuron, *A. indica*. A partir de la quinta evaluación no hubo diferencia entre los tratamientos.

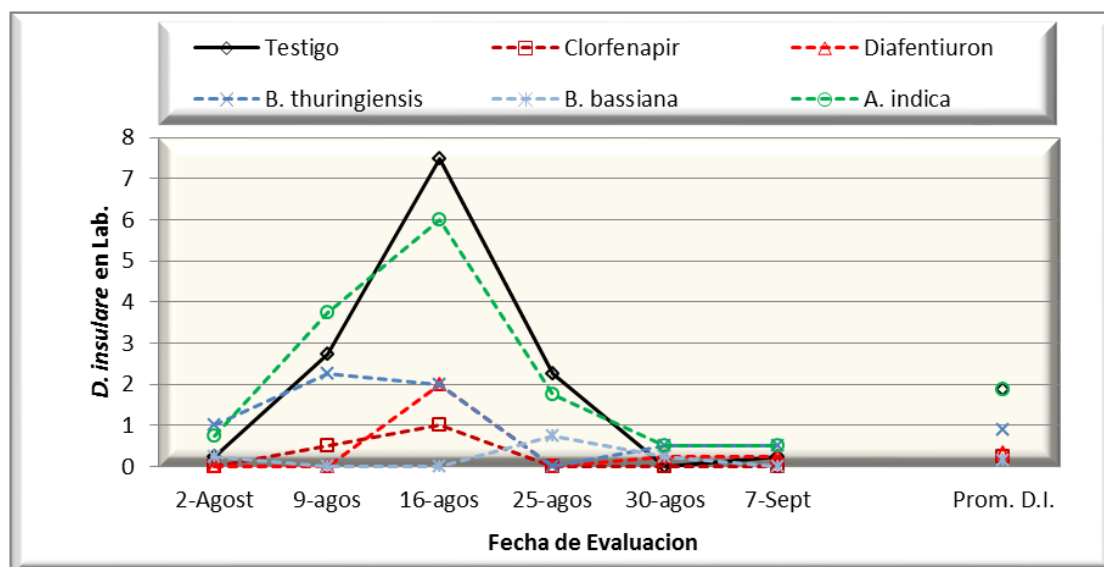


Figura. 25. Parasitoides *D. insulare* emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2001.

En la Fig. 25 y Anexo 8 el testigo registró la mayor cantidad de *Diadegma* con un promedio de 7.5, siendo altamente significativo ($p= 0.0011^{**}$, TT) con relación al *A. indica* y muy altamente significativo con Clorfenapir, Diafentiuron, *B. bassiana*, *B. thuringiensis*; al final del período todos los tratamientos bajaron considerablemente. Para el promedio hubo diferencias altamente significativas entre el testigo, *A. indica* y *B. bassiana*, *B. thuringiensis*, Clorfenapir y Diafentiuron.

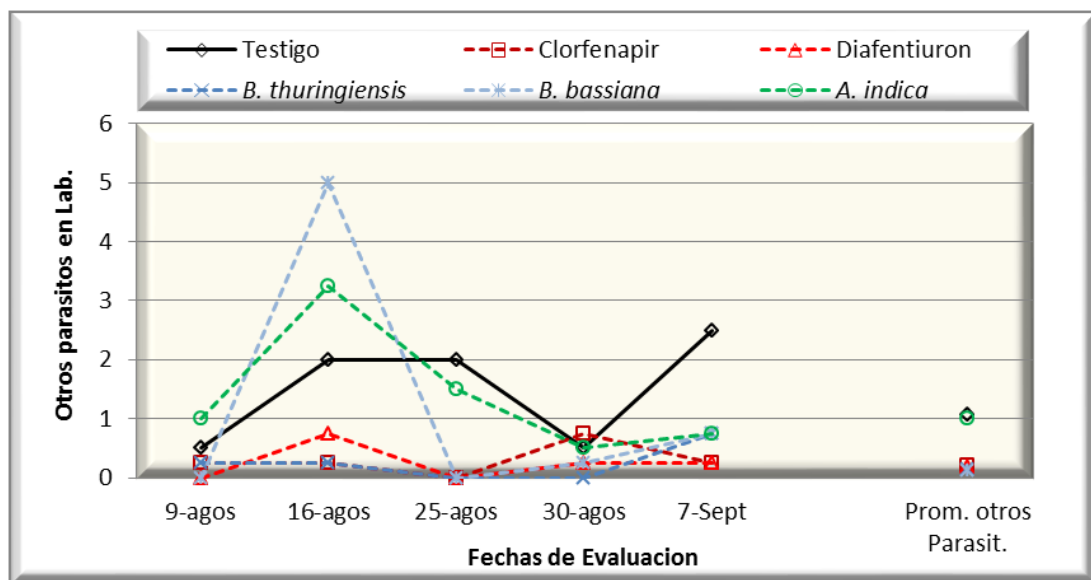


Figura. 26. Otros parasitoides emergidos en el laboratorio, UNPHU, 2001.

En la Fig. 26 y Anexo 9 para la segunda evaluación correspondiente al 16 de agosto se registró la mayor cantidad de parasitoides con un promedio de 5 para *B. bassiana* seguido de *A. indica* con 3.25 y el testigo con un promedio de 2 con diferencias significativas ($p= 0.0373^*$, TT) entre *B. bassiana* y Clorfenapir, Diafentiuon y *B. thuringiensis*; el testigo bajo a los 28 días después de la siembra en formación de cabeza aumentando hasta 2.5 en la última evaluación. Existen diferencias significativas ($p= 0.0771^*$, TT) entre el promedio de *A. indica*, el testigo y *B. bassiana* con *B. thuringiensis*, Clorfenapir y Diafentiuon.

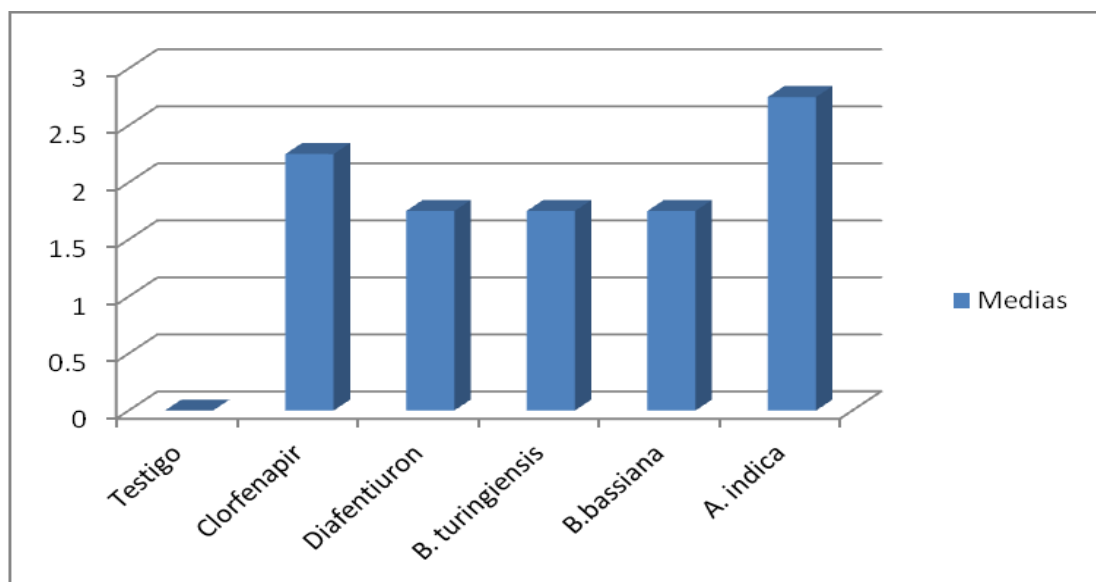


Figura. 27. Captura de *D. insulare* en trampas amarillas, 2001

En la Fig. 27 y Anexo 16 se observa la mayor captura de las trampas en el tratamiento *A. indica* con 2.7 *D. insulare*, seguido por Clorfenair con un promedio de 2.2 registrado, entre el Diafentiuron, *B. bassiana*, *B. thuringiensis* no hubo diferencia significativa con un promedio de 1.7 insectos capturados, mientras el testigo se mantuvo muy por debajo con una diferencia muy altamente significativa con relación a *A. indica* y altamente significativa para todos los tratamientos.

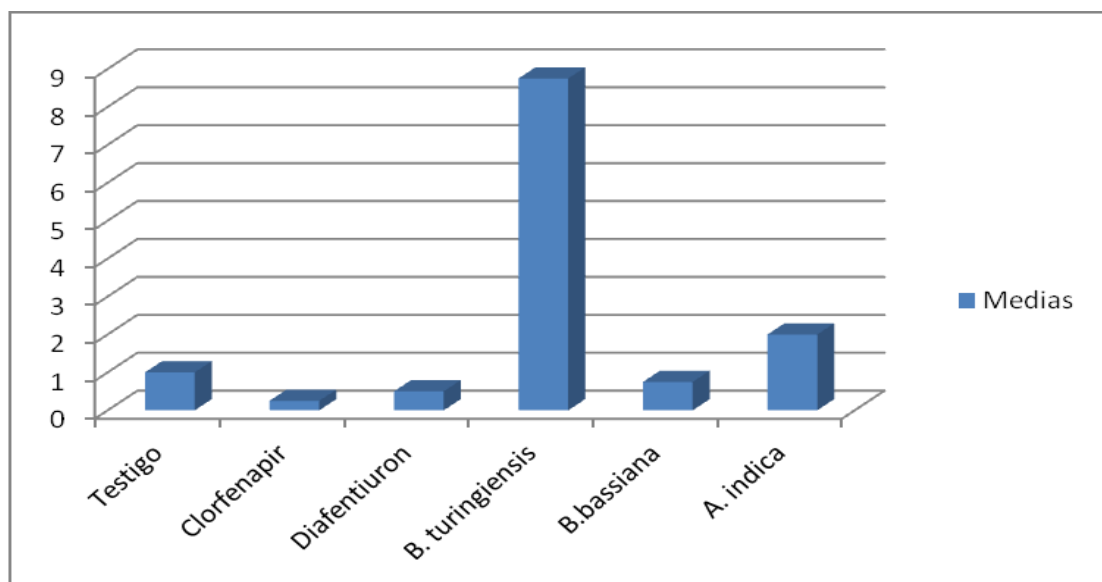


Figura 28. Captura de otros parasitoides en trampas amarillas, 2001

En la Fig. 28 y Anexo 17 para otros parasitoides el *B. thuringiensis* tuvo la mayor cantidad alcanzando 8.75 promedio de enemigos naturales, *A. indica* un 2.0 Existiendo una diferencia muy altamente significativa entre el *B. thuringiensis* y los demás tratamientos, no hubo diferencia significativa entre Diafenthiuron, Clorfenapir y *B. bassiana*.

Otras plagas encontradas durante los ensayos fueron: *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), *Trichoplusia ni*, *Frankliniella occidentalis*, áfidos, moscas blancas *Trialeurodes vaporariorum*.

Tabla 2. Parasitoides encontrados en la Estación Experimental Constanza

Orden/ Familia	Especie	Estado afectado
Hymenóptera/ Ichneumonidae	Diadegma insulare	Larva
Hymenóptera/Eulophidae	Oomyzus zokolowskii	Larva
Chalcididae	Conura spp	Larva- pupa

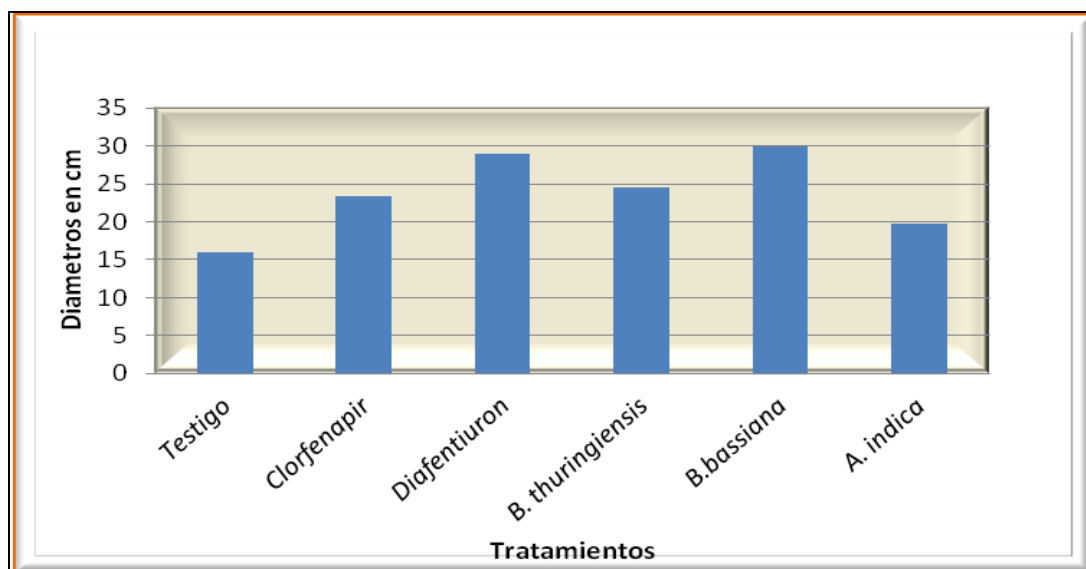


Figura. 29. Tamaños de diámetros de repollos, 2001

En la Fig. 29 y Anexo 14 el mayor diámetro se consiguió en el tratamiento *B. bassiana* con 30cm, pero resultando la cabeza dañado por *P. xylostella*, el Diafentiuron resultó ser el tratamiento con mayor tamaño con 28 cm aproximadamente sin ningún daño visible, el Clorfenapir alcanzó 23 cm de diámetro sin ningún daño; *B. thuringiensis* alcanzó un diámetro de 24 cm con algunos daños de la plagas, pero comercialmente aceptable el menor tamaño lo alcanzó el testigo con 16 cm y resultando muy dañado por la plaga, es decir sin ningún valor comercial seguido de *A. indica* sin valor comercial. No existió diferencia significativa entre Clorfenapir, *B. thuringiensis* y *A. indica*. Existen diferencias muy altamente significativas ($p= 0.0042$ ***, TT) entre el testigo con Diafentiuron y *B. bassiana*.

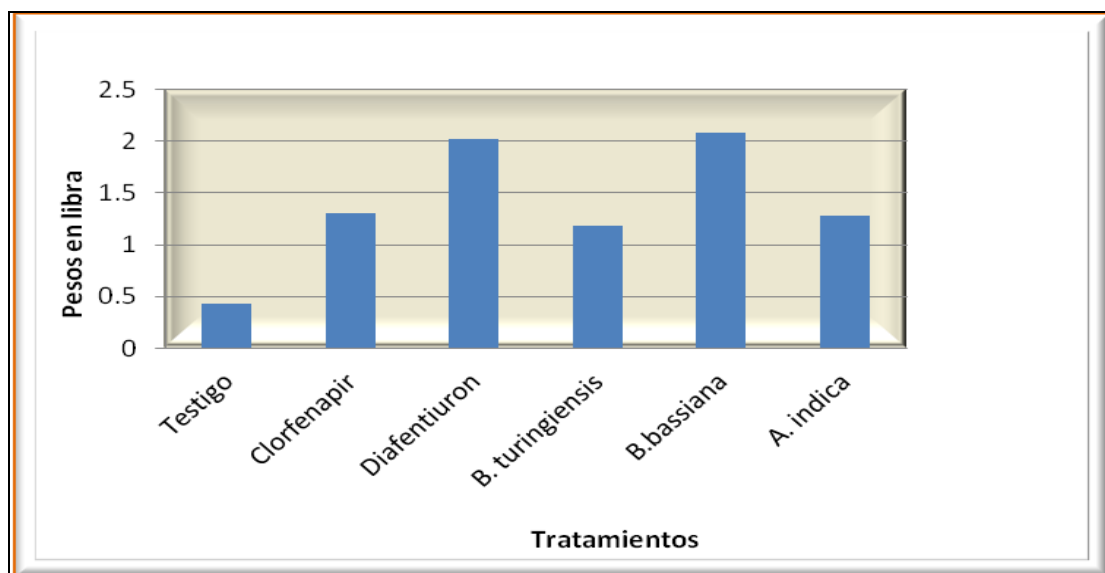


Figura.30. Pesos de repollos, 2001

En la Fig. 30 y Anexo 15 se observa el mayor peso de cabeza con *B. bassiana* con 2.09 libras, Diafentiuron uno de los tratamientos químicos-sintéticos con un peso de 2.03 libras y el Clorfenapir con un 1.6 libras, mientras *B. thuringiensis* y *A. indica* obtuvieron un peso semejante entre 1.1-1.2 libras con daños de la plaga, el testigo quedó muy por debajo de todos los tratamientos con un peso de 0.4 libras y sin valor comercial. No hubo diferencias significativas entre Clorfenapir, *B. thuringiensis* y *A. indica*, pero hubo diferencias altamente significativas ($p= 0.0092^{**}$, TT) entre el testigo y los demás tratamientos. Se registraron diferencias significativas entre Diafentiuron y *B. bassiana* con los demás tratamientos.

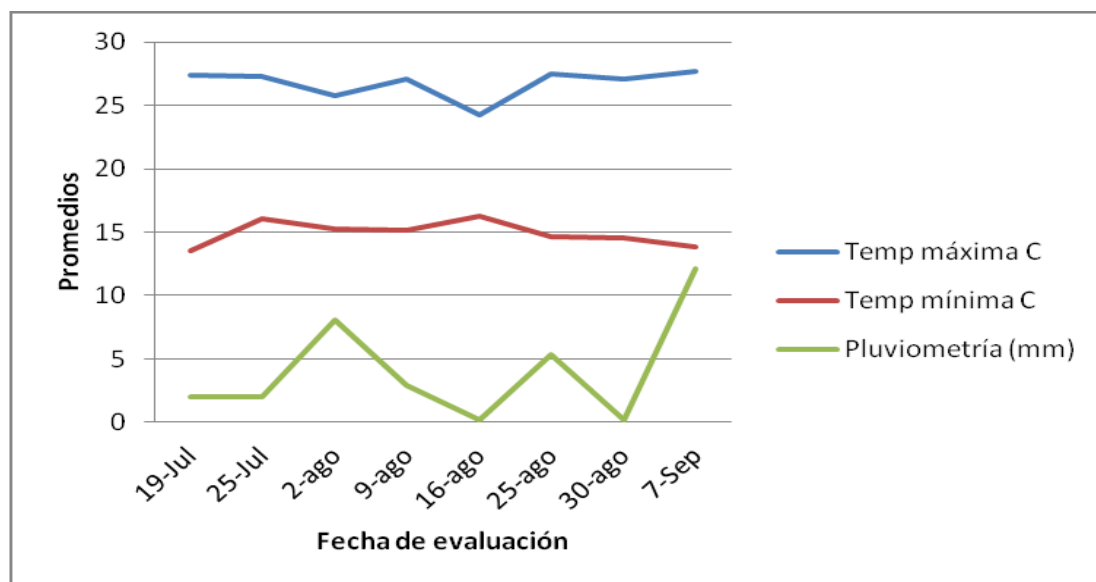


Figura. 31. Temperatura y pluviometría, Constanza, 19/7-7/9/2001.

4.3 Discusión

En cuanto a los efectos de los diferentes tratamientos sobre las poblaciones de *P. xylostella*, basado en los datos de ambos ensayos se puede concluir lo siguiente: los insecticidas químico-sintéticos Clorfenapir, pero también Diafentiuron resultaron muy efectivos y superaron a los bioplaguicidas. Sin embargo, según el Registro de Plaguicidas del Ministerio de Agricultura de 2015, el registro del Diafentiuron se venció en el 2010 y el del Clorfenapir en mayo del 2016, sin que se sepa sobre su renovación.

Con respecto a la relativamente reducida eficiencia de los productos microbiológicos comerciales probados, existen diferentes posibilidades de explicarlo. *B. thuringiensis* es un insecticida bacterial usado hace varias décadas y que solía ser altamente eficiente, pero existen indicios de resistencias desarrolladas por la especie de polilla. En cuanto al producto de *B. bassiana*, éste fue recomendado principalmente para el control de coleópteros y aunque existen cepas virulentas contra lepidópteros, a lo

mejor la contenida en el producto no fue específica para este orden. Además puede haberse producido un manejo inadecuado de los productos microbiológicos en la vía de comercialización incluyendo almacenamiento, lo que puede afectar seriamente la eficiencia de estos productos. (Serra, 2006).

El producto del árbol nim utilizado fue un aceite formulado de las semillas, puede ser muy eficiente contra plagas chupadoras como moscas blancas, pero el excelente efecto de repelencia e inhibición de la metamorfosis ejercida sobre estadios inmaduros de polillas y otros lepidópteros se debe más bien al componente soluble en agua, no contenido en el aceite, por lo que se pudieron detectar solamente cantidades muy reducidas de uno de los principales ingredientes activos y el uso como referencia de los extractos de nim, la azadiractina (Serra, 1992).

El mayor parasitismo de *D. insulare* que se registró fue de 13-50 % en los dos ciclos de estudio, en Honduras se encontró un parasitismo de 40% según (Andrews, 1984), en México se presenta durante todo el año, con un índice entre 10 y 30%, (Perales y Arredondo, 1999) aun con una frecuencia regular de aplicaciones de insecticidas y (Ochoa et. al., 1989) encontró 44% de parasitismo para *D. insulare* en trabajos realizados en Costa Rica.

En este estudio el Clorfenapir y el Diafenthiuron resultaron los tratamientos más tóxicos en ambos ensayos para la sobrevivencia de los parasitoides coincidiendo con bioensayos donde se utilizaron diez pesticidas resultando cartap, clorfenapir, benzoato de emamectina y permetrina altamente tóxicos, causando 100% de mortalidad de las hembras adultas en cada tratamiento (Haseeb et. al., 2000).

D. insulare en este estudio resultó un enemigo natural poco afectado por los bioplaguicidas por lo que se puede realizar un programa de manejo dentro del contexto manejo integrado de plagas con productos menos nocivos a la salud humana y el medio ambiente, coincidiendo con trabajos realizados por (Muckenfuss

y Shepard, 1994) donde dice que *D. insulare* no es afectado por los bioplagucidas por lo que resulta factible el uso de los dos simultáneamente. Citado por Mohamed et. al., 2004) Estos agentes de control biológico permiten actuar al resto de los enemigos naturales nativos del la palomilla dorso de diamante según (Perales y Arredondo (1999).

La temperatura y la pluviometría tiene influencia en las poblaciones de *P. xylostalla*, ya que para el mes de julio se registraron altas temperaturas y pluviometría y fue donde las poblaciones de la plaga se mantuvo más alta. Los mayores ataques de la plaga para el 2000 ocurrieron en etapa de crecimiento y para el 2001 se presentaron en la formación de cabeza coincidiendo con Hernández *et al* (2006) donde dice que población de las plagas fue más abundante durante la formación de la cabeza en col.

Los parasitoides encontrados *D. insulare*, *Oomyzus zokolowaskii*, *Conura* sp., también fueron encontrados en inventario de parasitoides de *P. xylostella* a nivel nacional, donde se encontraron además otras especies según Sánchez (2000). (Bartolocini et.al.)

Para el 2000 el mayor diámetro de repollo fue de 38.23 cm con un peso de 3.58 libras. (Anexo11 y 12) mientras en el 2001 el diámetro resultó menor con 30 cm y un peso de 2.09 libras (Anexo 14 y 15).

Con el tratamiento *B. bassiana* las trampas capturaron un promedio de 25.75 individuos de *D. insulare* para el ensayo del 2000 y 0.5 con Clorfenapir; para el 2001 *A. indica* presentó la mayor captura con una media de 27 parasitoides, el testigo registró 0.5 debido probablemente al ataque de la bacteria que acabó con el testigo principalmente.

V. CONCLUSIONES

En los tratamientos de insecticidas químicos utilizados en el control de la polilla, los valores se mostraron inestables, al observar cómo entre cada tratamiento la población de este lepidóptero disminuía para volver a aumentar de manera alterna; no obstante, los valores del índice de infestación obtenidos con la aplicación del insecticida fueron más bajos que los alcanzados en los demás tratamientos.

El mayor parasitismo de *D. insulare* fue de 13-50 % para el tratamiento de *B. bassiana* y *B. thuringiensis* respectivamente, en la captura de trampas *B. bassiana* obtuvo la mayor cantidad del parasitoide.

Los tratamientos donde se registró mayor cantidad de parasitoides resultaron el *A. indica* con los mayores porcentaje para ambos ciclos del cultivo seguido de *B. bassiana* y *B. thuringiensis* en los cuales se registró la mayor sobrevivencia de los mismos. Clorfenapir y Diafentiuron se mantuvieron muy por debajo con 0.5 y 2.0 respectivamente.

Para el 2001 el mayor diámetro y peso del repollo se obtuvo *Beauveria bassiana* con 30 cm, pero sin valor comercial por el ataque de *P. xylostella*, seguido de Diafentiuron con 28 cm de diámetro sin ningún daño de la plaga, *Bacillus thuringiensis* consiguió 25 cm con algunos daños aceptables comercialmente y el testigo el menor tamaño con 16cm extremadamente dañado por la plaga. De igual modo los pesos están relacionados con el diámetro resultando *B. bassiana* con 2.2 libras Diafentiuron 2.09 libras y el testigo con 0.4 libras. Clorfenapir, Diafentiuron y el testigo obtuvieron mayor peso y diámetro resultando el testigo sin valor comercial.

La temperatura tiene influencia en las poblaciones de *P. xylostalla*, ya que para el finales de julio y principio de agosto se registró aumento fue donde las poblaciones de la plaga se mantuvieron más altas. Los mayores ataques de la plaga ocurrieron en etapa de crecimiento y formación de cabeza.

El comportamiento del testigo en la captura de *D. insulare* con trampas probablemente se debió al ataque en el 2001 de la bacteria *Xanthomonas campestris* PAMMEL, ya que no tenía ninguna protección y las plantas murieron casi en su totalidad resultando poco atractivas tanto a las plagas como al parasitoide.

Se identificaron los siguientes himenópteros parasitoides de *P. xylostella*: *Diadegma insulare* (Ichmeumonidae), *Oomyzus sokolowaskii* (Eulophidae), *Conura* spp (Chalcididae) y otros dos que no han sido identificados.

VI. RECOMENDACIONES

Este trabajo es un aporte inicial al conocimiento sobre la fluctuación de *P. xylostella* y la presencia de agentes de control biológico, en el área de producción hortícola de la zona de Constanza. Por lo que consideramos necesario continuar los estudios para determinar cómo lo afecta la temperatura y la pluviometría en las diferentes estaciones del año y determinar las medidas adecuadas de manejo para maximizar su efecto, incluyendo otros hospederos con la finalidad de disminuir las aplicaciones de los plaguicidas, reduciendo el daño al medio ambiente.

Como forma de regular las poblaciones de la “polilla del repollo” en el campo deben conservarse los enemigos naturales, constituyendo estos últimos un recurso importante en un programa de manejo integrado de plagas, para lograr la conservación y permanencia en el medio ambiente; demostrando los resultados obtenidos la relevancia en el control del insecto plaga *P. xylostella*.

Deben realizarse estudios de la bioecología del parasitoide nativo *Diadegma insulare* y de otros parasitoides que resulten promisorios para establecer crías masivas en el laboratorio y posteriores liberaciones en el campo como forma de incrementar el impacto de los enemigos naturales sobre la plaga como parte de un programa de manejo integrado de plagas.

Las medidas de manejo deben ser concentradas en la conservación de los parasitoides nativos y en la sustitución de los plaguicidas utilizados por otros menos nocivos, que puedan ser más favorables o por alternativas más seguras para los enemigos naturales como productos selectivos para la fauna benéfica, productos naturales y productos biológicos.

VII. REFERENCIAS

Andrews, K. 1984. El manejo integrado de plagas invertebradas en cultivos agronómicos, hortícolas y frutales en la Escuela Agrícola Panamericana. MIPH publicación N° 7. EAP, El Zamorano Honduras. 96p.

Andrews, K. y Quezada, J. 1989. Manejo Integrado de Plagas Insectiles en la Agricultura Estado Actual y Futuro. Departamento de Protección Vegetal. Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano. Tegucigalpa, Honduras. 623 p.

Barbosa, P. 1998. Conservation biological control. Departament of Entomology, Universidad of Maryland, College park, Maryland.

Barrios D. 2004. Identificación y Fluctuación Poblacional de Plagas de Col (*Brassica oleracea* var. capitata) y sus Enemigos Naturales en Acatzingo, Programa en Entomología y Acarología. Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados. 56230. Montecillo, Estado de México.

Bertolaccini, I.; Sánchez, D. Y Arregui, C. 2010. Incidencia de Algunos Factores Naturales de Mortalidad de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), en el área Centro-Este de Santa Fe, Argentina. Horticultura Argentina 29(68): 20-24

Bujanós, M.; Marín A.; Díaz, L.; Gámez, A.; Ávila, M.; Herrera, R.; Dorantes, J. y Gámez, F. 2013. Manejo Integrado de la Palomilla Dorso de Diamante *Plutella Xylostella* (L.) en la Región del Bajío, México Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Centro De Investigación Regional Centro Campo Experimental Bajío Celaya, Gto., México Folleto Técnico Núm. 27, 40 p.

Carballo, M. 2002. Manejo de insectos Mediante Parasitoides. Avances en el Fomento de Productos Fitosanitarios No Sintéticos. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica) N°. 66: 118–122.

Carballo, M. y Guharay, F. 2004. Control Biológico de Plagas Agrícolas. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 224 p.

Carrillo, D.; Serrano, M. y Torrado, E. 2006. Efecto de Plantas Nectaríferas sobre la Reproducción de *Diadegma insulare* Cresson (Hymenoptera: Ichneumonidae), Parasitoide de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae). Rev. Colomb. Entomol. 32(1)

Cartea, E.; Soengas, P.; Ordás, A. y Velasco, P. 2008. Resistance of kale varieties to attack by *Mamestra brassicae*. The Royal Entomological Society. Version of Record online: 12 Nov. 2008 DOI: 10.1111/j.1461-9563.2008.00406.x

Castelo, M. 1999. Biología Reproductiva y Análisis Electroforético de *Diadegma insulare* y *Diadegma semiclausum* (Hymenoptera: Ichneumonidae). Proyecto Especial Presentado como Requisito Parcial para Optar al Título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura. Escuela Agrícola Zamorano, Honduras.

Cave, R. 1995. Manual para la Enseñanza del Control Biológico. 1ª edición. Zamorano, Honduras: Zamorano Academic Press. 166 p.

Cave, R. y Saucedo, N. 1995. Manual para el Reconocimiento de Parasitoides de Plagas Agrícolas en América Central. 1995. Zamorano Escuela Agrícola Panamericana. Tegucigalpa, Honduras. 153 p.

Greeys, H. 2016. Departamento de Zoología Agrícola Cátedra de Manejo Integrado de Plagas Agrícolas y Urbanas, Maracay, Venezuela.

Centro Internacional de Fisiología y Ecología de los Insectos. (ICIPE). 2007. Manejo Integrado de Plagas (MIP) Basado en el Control Biológico para la Polilla de las Coles (*Plutella xylostella*), África Oriental y Austral. Kenya, Tanzania y Uganda.

Cipactli, A. 2015. Organización Ecológica y Sustentable. México.

Cisneros, F. 1995. Control de Plagas Agrícolas. 2ª edición. Editora Full Print. Lima, Perú. 303 p.

Cisneros, F. s/f Control Legal de Plagas. Depto of Horticultural Science. Horticultural Internacional. Editorial AgriFoodGateway

<https://hortintl.cals.ncsu.edu/es/articles/control-legal-de-plagas>

Comisión Interina De Medidas Fitosanitarias (CEMF).1999. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación Aprobación de normas internacionales Roma, 4-8 de octubre.

Cordero, J. y Cave, R. 1992. Natural enemies of *Plutella xylostella* (Lep: Plutellidae) on Crucifer in Honduras. Entomophaga.

Cormeli, M. 1991. Control Legal. Guía de Estudio. Cátedra de Protección Vegetal. Universidad de Venezuela, Facultad de Agronomía. Venezuela. págs. 81-84.
[www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad.../Clase 4. Control legal.pdf](http://www.ucv.ve/fileadmin/user_upload/facultad.../Clase_4._Control_legal.pdf)

Cortez, E. y Macias, J. 2007. Natural Parasitism of Diamondback Moth *Plutella xylostella* L. In Canola (*Brassica napus* L.), In Northern Sinaloa, Mexico. Publicado como Artículo en Agrociencia 41: 347-354.

Del Busto, C.; Palomino, M. Ramos, L.; Tomas, C.; León, S. Luis, E. Y Cruz, R. 2009. Comportamiento de *Plutella xylostella* L. (Polilla de la Col) en la Asociación de Cultivo Col (*Brassica oleracea*) y Zanahoria (*Dacus carota*) en Condiciones de Organoponia. Avances (Cuba) 11 p-p.

Delgadillo, S.; Kú, R. y Vela, L. 2006. Modelación Matemática del Control de Plagas en un Cultivo de Brócoli. Epígrafe, Revista del Depto. de Matemáticas y Física de la UAA: www.cns.gatech.edu/~luzvela/epigrafe/segnum/plagas.pdf

Dirección General de Aduanas y Centro de Exportación e Inversión para la República Dominicana (DGA y CEI-RD). 2015.

Elizondo, S. 2014. Evaluación del Efecto de *Melaleuca quinquenervia* sobre la Población de *Plutella xylostella* en el Cultivo de la Col, Fitosanidad, vol. 18, núm.1 ISSN: 1562-3009 La Habana, Cuba Disponible en: www.redalyc.org/articulo.oa?id=209131412004

Excel. 2010. (paquete Office Microsoft).

Fernández, S. y Álvarez, C. 1988. Biología de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Yponomeutidae) Polilla de Repollo (*Brassica oleraceae* L.) en Condiciones de Laboratorio. Agronomía Tropical. 38(4-6): 17-28.1988L FONAIAP. Estación Experimental Lara. Apdo. 592. Barquisimeto, Venezuela.

Garay, C. 2001. Comparación Agroeconómica de Dos Sistemas de Manejo de *Plutella xylostella* (L.) en el Cultivo de Repollo. Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura. Estelí, Nicaragua.

Girard, F. 2012. Efecto de la Temperatura y de la Dieta sobre Parámetros Biológicos de la Polilla de las Coles, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Entomotropica*. 27(3): 103-109.

Haseeb, M., Amano H. And Nemoto, H. 2000. Pesticidal Effects on Mortality and Parasitism Rates of *Diadegma semiclausum*, a Parasitoid of the Diamondback Moth. *Biocontrol* 45: 165–178.

Hernández, H. *et al.* 2006. Fluctuación Poblacional y Parasitismo de Larvas de *Copitarsia decolora* Guenée, *Plutella xylostella* L. y *Trichoplusia ni* hübner (Lepidoptera) en *Brassica oleraceae*. Universidad Autónoma Chapingo. México.

Idris, A. B. 1995. Ecology and behavior of *Diadegma insulare* (Cresson), a biological control agent of Diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.). Ph.D. Dissertation, Michigan State University, East Lansing, MI.

InfoStat® 2013. Programa Estadístico. Universidad Nacional de Córdoba, Argentina

Kruskal, W. y Wallis, A. 2013. Método no Paramétrico. Universidad Nacional de Córdoba, Argentina

Meehan, T.; Werling, B., Douglas, A. And Gratton, C. 2011. Agricultural landscape simplification and insecticide use in the Midwestern United States. a) Department of Entomology and Great Lakes Bioenergy Research Center, University of Wisconsin, Madison, WI 53706; and b) Department of Entomology and Great Lakes Bioenergy Research Center, Michigan State University, East Lansing, MI 48824. Edited by Jonathan Foley, University of Minnesota. Disponible en: www.pnas.org/content/108/28/11500.full.pdf

Ministerio de Agricultura. (MA) 2015. Departamento de Seguimiento, Control y Evaluación. Unidades Regionales Planificación y Economía. República Dominicana.

Mohamed, F. Khan, R., Randall, P., Gerald R., and Clyde S. 2004. Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae) Population Density and Parasitism by *Diadegma insulare* on Collard in South Carolina. Soil Science Department, North Dakota State University, 227 Walster Hall, Fargo, North Dakota. USA. J. Agric. Urban Entomol. 21(3): 164–170 (July 2004)

Monnerat, R.; Kirk, A. Y Bordat, D. 2002. Biology of *Diadegma* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), a Parasitoid of *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae), from Reunion Island. Neotropical Entomology 31(2): 271-274. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2002000200015>

Muckenfuss, A. Shepard, B. 1994. Seasonal abundance and response of diamondback mot, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera:Plutellidae), and natural enemies to esfenvalerate and *Bacillus thuringiensis* subsp. kurstaki Berliner in (Clemson University, Charleston, SC.) coastal South Carolina.

Nicholls, C. 2008. Control biológico de insectos: Un enfoque agroecológico-Madellin: Editorial Universidad de Antioquía. 282 p.

Nicholls, C. Altieri, M. Y Sánchez, J. 1999. Manual práctico de control biológico para una agricultura sustentable. Universidad de California, Berkeley, E.U.A.77p.

Normas Internacionales para Medidas Fitosanitarias (NIMF). 2006. Glosario de Terminos NIMF N° 5. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). Roma. Italia. Disponible:https://www.ippc.int/largefiles/adopted_ISPMs./ISPM_05_2005.

Normas Internacionales Para Medidas Fitosanitarias (NIMF). 2005. Glosario de Terminos NIMF N° 11. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). Producido por la Secretaría de la Convención Internacional de Protección Fitosanitaria. Roma, Italia. Disponible en: <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/009/A0450s/A0450s00.pdf>

Ochoa, R., Carballo, M., y Quezada, J. 1989. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Revista Manejo Integrado de Plagas No. 11 p.21-30, Costa Rica.

Paredes, D. Campos, M. y Cayuela, L. 2013. El Control Biológico de Plagas de Artrópodos por Conservación: Técnicas y Estado del Arte. Ecosistemas 22(1):56-61 Enero-Abril 2013 Doi.: 10.7818/ECOS.2013.22-1.10 Artículo Publicado en Open Access, ISSN 1697-2473 / Open access Ecosistemas, Revista Científica de Ecología y Medio Ambiente. Disponible en www.revistaecosistemas.net

Perales, M. y Arredondo, H. 1999. *Diadegma insulare* (Cresson) Hymenoptera: Ichneumonidae. Ficha técnica CB-19. Dirección General de Sanidad Vegetal. Dirección del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. Sagarpa, Chile.

Rodríguez Del B., L. A. y Arredondo B. 2007. Teoría y Aplicación del Control Biológico. ISBN 978-968-5384-10-0, Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. México. Pp12y 13.

Rodríguez, A. 2010. Aspectos a Considerar sobre el Control Biológico. Proyecto Demostrativo con Implementación de Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) en el Cultivo de Banano. Hoja divulgativa N° 2, Dirección de Investigaciones, Centro de Control Biológico. Proyecto REP-Car. Costa Rica. Disponible en:

<http://cep.unep.org/repcar/proyectos-demostrativos/costa-rica-1/publicaciones-corbana/HOJA%20DIVUL>

Rosa, M.; Araya, J. y Guerrero, M.1997. Niveles de Resistencia de *Plutella xylostella* (L.) a Tres Insecticidas en Varias Localidades de la Zona Central de Chile (1) Bol. San. Veg. Plagas, 23: 571-581.

Sánchez, L. 2000. Inventario de los Parasitoides de *Plutella xylostella* L., en La República Dominicana. Tesis de Ingeniería Agronómica. Universidad Autónoma de Santo Domingo (UASD). Santo Domingo, Rep. Dom. pp. 43.

Santolamazza, S. y Velasco P. 2010. *Diadegma fenestrale* (Hymenoptera, Ichneumonidae): La Mejor Herramienta para el Control Biológico de la Polilla de la Col *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae) (Misión Biológica de Galicia, Consejo Superior de Investigaciones Científicas (MBG-CSIC), <http://digital.csic.es/handle/10261/96736>

Sarfraz, M.; Keddie, A. y Dosdall, L. 2005. Biological control of the diamondback moth, *Plutella xylostella* Biocontrol Science and Technology, Crop Protection 25 (7), 625-639.

Schmutterer, H. 1990. Plagas de las Plantas Cultivadas en el Caribe con Consideración Particular en la República Dominicana. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ). 600 p.

Serra, C. 2006. Manejo Integrado de Plagas de Cultivos Estado Actual y Perspectivas para la República Dominicana. Centro para el Desarrollo Agropecuario y Forestal, Inc. (CEDAF). Santo Domingo, República Dominicana. 176 p.

Serra, C. 1992: Untersuchungen zum Einsatz von Niemsamenextrakten im Rahmen integrierter Ansätze zur Bekämpfung von Tomatenschädlingen in der Dominikanischen Republik (Investigaciones para el uso de extractos de semillas de nim en conceptos integrados para el control de plagas del tomate en la R.D.). Tesis de doctorado (Ph.D.), Universidad de Giessen, Alemania, Wissenschaftlicher Fachverlag, Giessen/ Alemania, 186 pp. (ISBN 3-928563-39-4)

Trabanino, R. 1998. *Plutella xylostella* (L.) Palomilla Dorso de Diamante. Departamento de Protección Vegetal, Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras Centroamérica ISBN: 1-885995-45-8. Tegucigalpa, Honduras. 86 p.

Travis A. Hill And Rick E .Foster 2000. Effect of Insecticides on the Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae) and Its Parasitoid *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae). Department of Entomology, Purdue University, West Lafayette, IN 47907. Horticultural Entomology.

Xu, J., Shelton, A. y Cheng, X. 2000. Comparison of *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae) and *Microplitis plutellae* (Hymenoptera: Braconidae) as Biological Control Agents of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae): Field Parasitism, Insecticide Susceptibility, and Host- Searching. Journal of Economic Entomology: 94(1): 14-20.

VIII. ANEXOS

Anexo1. FORMULARIO DE EVALUACIÓN DE CAMPO

Fecha _____

Lugar _____

Evaluación N⁰ _____

Bloque	Tratam.	Huevos	Larvas	Pupas	Otras plagas	Observación

Anexo. 2. Vista de parcelas tratadas con los diferentes tratamientos del ensayo, E.E.C., 2000-2001

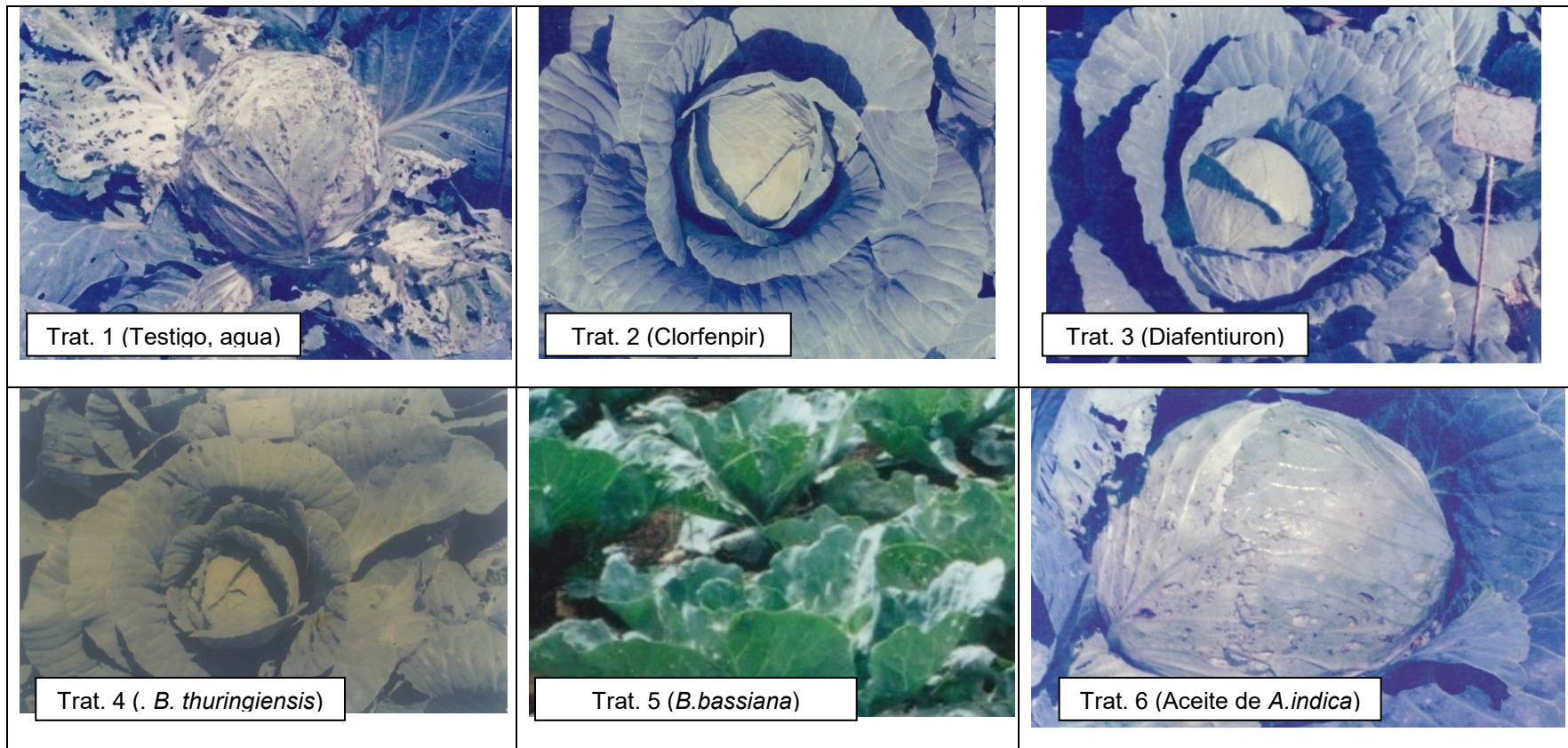


Foto: López, L. y Sosa, M. 2000_2001.

Anexo 3. a) Datos promedios de conteo semanales de a) huevos, b) larvas y c) pupas. E.E.C., Constanza , La Vega, 2000

Trat./Fecha	6/6	13/6	20/6	27/6	4/7	12/7	18/7	25/7
3 a) Huevos colectados por 10 plantas (medias $\pm$desviación estándar)								
Testigo	0 $\pm$ 0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	6.3 $\pm$ 4.4	1.3 $\pm$ 2.5	17.3 $\pm$ 20.0	21.5 $\pm$ 10.0	0.0 $\pm$ 0.0
Clorfenapir	0 $\pm$ 0	2.3 $\pm$ 4.5	1.3 $\pm$ 1.5	1.0 $\pm$ 0.0	1.8 $\pm$ 3.5	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0
Diafentiuron	0 $\pm$ 0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	21.3 $\pm$ 29.7
<i>B. thuringiensis</i>	0 $\pm$ 0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	2.8 $\pm$ 0.5	9.5 $\pm$ 11.3	0.0 $\pm$ 0.0	9.5 $\pm$ 16.4	0.0 $\pm$ 0.0
<i>B. bassiana</i>	0 $\pm$ 0	0.0 $\pm$ 0.0	4.5 $\pm$ 5.5	8.3 $\pm$ 1.7	6.5 $\pm$ 7.5	3.0 $\pm$ 3.0	35.0 $\pm$ 55.0	27.3 $\pm$ 21.3
<i>A. indica</i>	0 $\pm$ 0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	9.0 $\pm$ 0.8	0.0 $\pm$ 0.0	2.5 $\pm$ 5.0	35.5 $\pm$ 45.1	29.0 $\pm$ 32.7
Prueba	TT	K-W	K-W	K-W	K-W	TT	K-W	TT
Sign. (p=)		0.4159	0.1013	0.0018	0.1333	0.0862	0.0385	0.1452
	ns	ns	ns*	**	ns	*	*	ns
C.V.	sd	489.9	244.9	184.44	182.59	229.01	170.98	159.44

3 b) Larvas colectadas por 10 plantas (medias $\pm$ desviación estándar)

Trat./Fech:	6/6	13/6	20/6	27/6	4/7	12/7	18/7	25/7
Testigo	2 $\pm$	6.0 $\pm$	4.5 $\pm$	8.5 $\pm$ b	14.5 $\pm$ b	16.0 $\pm$ b	43.5 $\pm$ 7.9 b	48.8 $\pm$ 15.4 b
Clorfenapir	3.25 $\pm$	2.0 $\pm$	1.3 $\pm$	0.5 $\pm$ a	1.3 $\pm$ a	0.0 $\pm$ a	0.5 $\pm$ 0.6 a	2.5 $\pm$ 3.1 a
Diafeniuron	2.5 $\pm$	4.0 $\pm$	1.0 $\pm$	1.3 $\pm$ a	1.3 $\pm$ a	0.5 $\pm$ a	1.0 $\pm$ 0.8 a	2.5 $\pm$ 0.6 a
<i>B. thuringiensis</i>	2.5 $\pm$	2.5 $\pm$	5.8 $\pm$	4.3 $\pm$ ab	8.5 $\pm$ ab	13.3 $\pm$ b	29.0 $\pm$ 16.2 ab	40.3 $\pm$ 25.4 b
<i>B. bassiana</i>	1.75 $\pm$	3.8 $\pm$	5.0 $\pm$	10.0 $\pm$ b	11.0 $\pm$ b	15.8 $\pm$ b	48.5 $\pm$ 36.9 b	34.0 $\pm$ 11.6 b
<i>A. indica</i>	1.5 $\pm$	3.8 $\pm$	7.0 $\pm$	9.3 $\pm$ b	12.3 $\pm$ b	17.0 $\pm$ b	15.5 $\pm$ 7.0 ab	41.5 $\pm$ 12.5 b
Prueba	TT	TT	TT	TT	TT	TT	K-W	TT
Sign. (p=)	0.7835	0.2067	0.0342	0.0007	0.0007	0.0005	0.0023	0.0001
	Ns	ns	*	***	***	***	**	***
C.V.	80.9	59.1	66.2	52.4	49.0	52.3	73.5	43.6

3 c) Pupas colectadas por 10 plantas evaluadas (medias, $\pm$ desviación estándar)

Trat./Fecha	6/6	13/6	20/6	27/6	4/7	12/7	18/7	25/7
Testigo	0.8 $\pm$ 0.0	0.25 $\pm$ 0.5	5.0 $\pm$ 4.1	6.3 $\pm$ 4.4 bc	4.0 $\pm$ 2.2 ab	3.0 $\pm$ 3.6 ab	6.5 $\pm$ 1.7	28.8 $\pm$ 14.4 bc
Clorfenapir	0.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$ 1.5	0.3 $\pm$ 0.5	1.0 $\pm$ 0.0 A	0.3 $\pm$ 0.5 ab	0.0 $\pm$ 0.0 a	0.0 $\pm$ 0.0	1.0 $\pm$ 1.4 a
Diafentiuron	0.3 $\pm$ 0.0	1.3 $\pm$ 1.5	0.3 $\pm$ 0.5	0.0 $\pm$ 0.0 A	0.0 $\pm$ 0.0 a	0.0 $\pm$ 0.0 a	0.7 $\pm$ 1.0	1.8 $\pm$ 1.0 a
<i>B. thuringiensis</i>	0.0 $\pm$ 0.0	0.5 $\pm$ 0.6	1.5 $\pm$ 0.6	2.8 $\pm$ 0.5 ab	3.8 $\pm$ 3.1 ab	3.5 $\pm$ 0.6 ab	3.0 $\pm$ 2.16	15.8 $\pm$ 9.8 ab
<i>B. bassiana</i>	0.8 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.5	2.3 $\pm$ 2.6	8.3 $\pm$ 1.7 C	5.5 $\pm$ 4.2 ab	3.0 $\pm$ 0.8 ab	5.3 $\pm$ 2.5	19.5 $\pm$ 7.6 abc
<i>A. indica</i>	0.8 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.5	5.5 $\pm$ 2.6	9.0 $\pm$ 0.8 C	8.3 $\pm$ 5.9 b	3.8 $\pm$ 1.0 b	7.3 $\pm$ 6.6	35.3 $\pm$ 13.8 c
Prueba	TT	TT	K-W	K-W	K-W	K-W	K-W	K-W
Sign. (p=)	0.1308	0.6986	0.0051	0.0003	0.0347	0.0068	0.0044	0.0040
	Ns	Ns	**	***	*	**	**	**
C.V.	126.49	190.42	97.85	45.88	96.39	73.6	86.26	47.64

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

Anexo 4. *Diadegma insulare* obtenidos en Laboratorio (medias $\pm$ desviación estándar) 2000.

Trat./Fecha	6/6	13/6	20/6	27/6	4/7	12/7	18/7
Testigo	0.0±	0.0±	0.5±	1.3±	0.3±	a	0.5±
Clorfenapir	0.0±	0.0±	0.0±	0.3±	0.0±	a	0.0±
Diafentiuron	0.0±	0.0±	0.0±	0.±	0.0±	a	0.0±
<i>B. thuringiensis</i>	0.0±	0.3±	0.2±	0.5±	0.8±	ab	1.0±
<i>B. bassiana</i>	0.3±	0.3±	0.0±	1.5±	0.8±		1.0±
<i>A. indica</i>	0.0±	0.0±	0.5±	1.8±	2.0±	b	1.5±

Prueba	TT	TT	TT	TT	TT	TT	TT
Sign. (p=)	0.4509	0.4509	0.1632	0.776	0.0033	0.0997	0.1161
	ns	ns	ns	ns	**	*	ns
C.V.	498.9	489.9	173.44	104.15	99.42	120.42	113.64

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

Anexo 5 . Otros parasitoides obtenidos en Laboratorio (medias $\pm$ desviación estándar). 2000

Trat./Fecha	6/6	13/6	20/6	27/6	4/7	12/7	18/7
Testigo			0.0 $\pm$	0.25 $\pm$	0.50 $\pm$	0.7 $\pm$	0.0 $\pm$
Clorfenapir			0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$
Diafentiuron			0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.3 $\pm$
<i>B. thuringiensis</i>			0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	0.3 $\pm$	0.5 $\pm$
<i>B. bassiana</i>			0.0 $\pm$	0.50 $\pm$	0.8 $\pm$	0.0 $\pm$	0.8 $\pm$
<i>A. indica</i>			0.50 $\pm$	0.75 $\pm$	0.3 $\pm$	0.3 $\pm$	1.5 $\pm$
Prueba			TT	TT	TT	TT	TT
Sign. (p=)			0.4509	0.3211	0.515	0.619	0.6532
			ns	ns	ns	ns	ns
C.V.			489.9	223.11	273.25	330.82	278.89

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

Anexo 6. *P. xylostella* obtenidas en Laboratorio (medias $\pm$ desviación estándar). 2000

Trat./Fecha	6/6	13/6	20/6	27/6		4/7	12/7	18/7	
Testigo	0.8 $\pm$	0.3 $\pm$	1.3 $\pm$	4.8 $\pm$	a b	3.3 $\pm$	1.8 $\pm$	ab	4.5 $\pm$ c
Clorfenapir	0.0 $\pm$	0.8 $\pm$	0.5 $\pm$	0.8 $\pm$	a	0.3 $\pm$	0.0 $\pm$	a	0.0 $\pm$ a
Diafentiuron	0.0 $\pm$	1.3 $\pm$	0.3 $\pm$	0.0 $\pm$	a	0.0 $\pm$	0.0 $\pm$	a	0.5 $\pm$ ab
<i>B. thuringiensis</i>	0.0 $\pm$	0.3 $\pm$	1.3 $\pm$	2.3 $\pm$	a b	3.0 $\pm$	2.3 $\pm$	b	1.5 $\pm$ abc
<i>B. bassiana</i>	0.5 $\pm$	0.3 $\pm$	0.8 $\pm$	6.3 $\pm$	b	4.0 $\pm$	2.0 $\pm$	ab	3.8 $\pm$ bc
<i>A. indica</i>	0.5 $\pm$	0.3 $\pm$	2.0 $\pm$	6.0 $\pm$	b	3.5 $\pm$	2.0 $\pm$	ab	4.0 $\pm$ bc
Prueba	TT	TT	TT	TT		TT	TT		TT
Sign. (p=)	0.05	0.637 1 Ns	0.338 6 ns	0.0038 **		0.0564 *	0.0039 **		0.0028 **
C.V.	134.01	201.11	113.5	67.82		89.86	65.67		66.39

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

Anexo 7 a). Datos promedios de conteo semanales de a) huevos, b) larvas y c) pupas. E.E.C., Constanza , La Vega, 2001

7a) Huevos (promedios $\pm$ desviación estándar)

Trat./Fecha	19/7	25/7	2/8	9/8	16/8	25/8	30/8	7/9
Testigo	5.0 $\pm$ 6.0	2.0 $\pm$ 2.8	28.5 $\pm$ 30.1	0.5 $\pm$ 1.0	a 7.0 $\pm$ 12	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0
Clorfenapir	1.5 $\pm$ 3.0	11.3 $\pm$ 16.9	17.5 $\pm$ 14.7	18.0 $\pm$ 14.5	b 3.8 $\pm$ 7.5	5.7 $\pm$ 11.5	2.8 $\pm$ 5.5	0.8 $\pm$ 1.5
Diafentiuron	0.0 $\pm$ 0.0	19.5 $\pm$ 4.8	22.0 $\pm$ 16.2	11.3 $\pm$ 12.1	ab 11.3 $\pm$ 17	2.3 $\pm$ 4.5	6.0 $\pm$ 7.7	0.0 $\pm$ 0.0
<i>B. thuringiensis</i>	0.5 $\pm$ 1.0	11.3 $\pm$ 13.3	34.0 $\pm$ 25.8	0.0 $\pm$ 0.0	a 0.0 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.50	0.0 $\pm$ 0.0	5.3 $\pm$ 10.5
<i>B. bassiana</i>	15.0 $\pm$ 16.4	11.3 $\pm$ 14.0	21.5 $\pm$ 16.0	9.0 $\pm$ 7.4	ab 0.7 $\pm$ 1.5	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0
<i>A. indica</i>	1.5 $\pm$ 1.9	11.3 $\pm$ 5.6	11.5 $\pm$ 13.8 0	0.0 $\pm$ 0.0	a 0.7 $\pm$ 1.5	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0
Prueba	K-W	TT	K-W	TT	TT	K-W	K-W	K-W
Sign. (p=)	0.2079	0.1452	0.0487	0.0162	0.4531	0.6540	0.1781	0.5231
	Ns	Ns	*	*	ns	ns	ns	ns
C.V.	173.65	98.89	53.31	115.78	227.36	372.79	276.73	437.04

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

7 b) Larvas por 10 plantas evaluadas (medias $\pm$ desviación estándar)

Trat./Fecha	19/7	25/7	2/8	9/8		16/8		25/8	30/8	7-Sep	
Testigo	2.0 $\pm$ 1.15	12.5 $\pm$ 11.7	99.3 $\pm$ 62.1	65.5 $\pm$ 9.2	bc	27.0 $\pm$ 10.6	ab	0.50 $\pm$ 1.0	0.5 $\pm$ 0.6	4.7 $\pm$ 2.9	b
Clorfenapir	2.3 $\pm$ 0.96	2.3 $\pm$ 3.2	50.3 $\pm$ 33.3	23.0 $\pm$ 12.4	a	10.0 $\pm$ 4.9	a	2.0 $\pm$ 2.1	0.7 $\pm$ 1.5	1.3 $\pm$ 1.9	a
Diafenthiuron	2.0 $\pm$ 2.0	1.5 $\pm$ 1.0	59.0 $\pm$ 27.4	20.3 $\pm$ 7.6	a	17.0 $\pm$ 5.2	a	2.0 $\pm$ 1.8	2.8 $\pm$ 2.3	1.0 $\pm$ 0.0	a
<i>B. turingiensis</i>	0.3 $\pm$ 0.50	8.0 $\pm$ 7.8	74.8 $\pm$ 39.3	73.0 $\pm$ 32.9	c	44.0 $\pm$ 16.2	b	2.25 $\pm$ 0.5	0.8 $\pm$ 1.0	1.0 $\pm$ 0.0	a
<i>B. bassiana</i>	1.5 $\pm$ 0.58	10.3 $\pm$ 8.2	41.0 $\pm$ 43.4	9.3 $\pm$ 10.14	a	7.5 $\pm$ 4.5	a	2.3 $\pm$ 2.3	1.5 $\pm$ 1.3	1.0 $\pm$ 0.0	a
<i>A. indica</i>	1.0 $\pm$ 2.0	9.0 $\pm$ 9.8	69.3 $\pm$ 44	35.3 $\pm$ 212	ab	18.3 $\pm$ 13.07	a	0.5 $\pm$ 0.5	1.0 $\pm$ 0.8	1.0 $\pm$ 0.0	a
Prueba	TT	TT	TT	TT		TT		TT	TT	K-W	
Sign. (p=)	0.0030	0.0001	0.1971	0.0001		0.0003		0.4040	0.2705	0.5231	
	**	***	Ns	***		***		ns	ns	ns	
C.V.	73.45	99.51	48.2	41.61		52.74		102.27	114.66	87.86	

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

7 c) Pupas por 10 plantas evaluadas (medias $\pm$ desviación estándar) en el cultivo de repollo en Constanza 2001.												
Trat./Fecha	19/7	25/7	2/8	9/8		16/8		25/8		30/8		7/9
Testigo	sd	28.8 $\pm$	0.8 $\pm$ 0.5	10.3 $\pm$ 5.4	Bc	18.8 $\pm$ 7.18	c	6.3 $\pm$ 2.6	b	1.25 $\pm$ 1		4.0 $\pm$ b
Clorfenapir	sd	1.0 $\pm$	0.0 $\pm$ 0.0	3.5 $\pm$ 3.7	A	3.5 $\pm$ 1.3	ab	1.3 $\pm$ 1.5	a	2.5 $\pm$ 1.0		0.25 $\pm$ a
Diafentiuron	sd	1.75 $\pm$	0.3 $\pm$ 0.5	1.0 $\pm$ 1.2	A	5.8 $\pm$ 1.0	ab	2.3 $\pm$ 1.9	ab	1.8 $\pm$ 2.4		1.25 $\pm$ ab
<i>B. turingiensis</i>	sd	15.75 $\pm$	0.5 $\pm$ 0.6	3.8 $\pm$ 2.0	Ab	4.3 $\pm$ 3.5	ab	1.2 $\pm$ 0.5	a	1.25 $\pm$ 1.9		1.50 $\pm$ ab
<i>B. bassiana</i>	sd	19.5 $\pm$	0.8 $\pm$ 1.0	0.8 $\pm$ 1.0	A	2.5 $\pm$ 3.1	ab	2.8 $\pm$ 1.3	ab	1.75 $\pm$ 1.7		1.0 $\pm$ ab
<i>A. indica</i>	sd	35.25 $\pm$	2.3 $\pm$ 1.2	11.3 $\pm$ 3.6	C	12.5 $\pm$ 3.9	bc	5.3 $\pm$ 2.2	ab	1.75 $\pm$ 1.3		2.75 $\pm$ ab
Prueba		TT	TT	TT		K-W		TT		K-W		TT
		0.0001	0.0175	0.0002		0.0046		0.0053		0.0383		0.039
Sign. (p=)		***	*	***		**		**		*		*
C.V.		47.64	106.11	56.14		52.74		57.75		90.63		85.31

Medias de una columna con una letra común no son **significativamente** diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis)

Anexo 8. <i>Diadegma insulare</i> obtenidos en Laboratorio (medias $\pm$ desviación estándar), 2001										
Trat./Fecha	25/7	2/8	9/8		16/8		25/8		30/8	7/9
Testigo	Sd	0.0.25 $\pm$ 0.5 0	2.75 $\pm$ 2.22	b	7.5 $\pm$ 4.93	c	2.25 $\pm$ 1.50	b	0.0 $\pm$ 0.0	0.25 $\pm$ 0.5 0
Clorfenapir	Sd	0.0 $\pm$ 0.0	0.50 $\pm$ 0.58	ab	1.0 $\pm$ 0.82	ab	0.0 $\pm$ 0.0	a	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0
Diafentiuron	Sd	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	ab	2.0 $\pm$ 0.82	ab	0.0 $\pm$ 0.0	a	0.25 $\pm$ 0.0	0.25 $\pm$ 0.0
<i>B. thuringiensis</i>	Sd	1.0 $\pm$ 2.0	2.25 $\pm$ 1.71	abc	2.0 $\pm$ 1.41	ab	0.0 $\pm$ 0.0	a	0.50 $\pm$ 1.0	0.50 $\pm$ 0.5 8
<i>B. bassiana</i>	Sd	0.25 $\pm$ 0.50	0.0 $\pm$ 0.0	a	0.0 $\pm$ 0.0	ab	0.75 $\pm$ 0.96	ab	0.25 $\pm$ 0.5 0	0.0 $\pm$ 0.0
<i>A. indica</i>	Sd	0.75 $\pm$ 0.96	3.75 $\pm$ 1.26	c	6.0 $\pm$ 2.16	bc	1.75 $\pm$ 0.50	ab	0.50 $\pm$ 1.0	0.50 $\pm$ 1.0
Prueba		TT	TT		TT		TT		TT	TT
		0.572	0.0011		0.0011		0.0018		0.7716	0.7273
Sign. (p=)		ns	**		**		**		ns	ns
C.V.		246.26	75.75		70.81		96.7		252.98	238.51
Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).										

Anexo 9. Otros parasitoides obtenidos en Laboratorio (medias $\pm$ desviación estándar), 2001.

Trat./Fecha:	25/7	2/8	9/8	16/8	25/8	30/8	7/9
Testigo	sd	sd	0.5 $\pm$ 0.6	2.0 $\pm$	2.0 $\pm$ 2.2	0.5 $\pm$ 0.6	2.5 $\pm$ 3.7
Clorfenapir	sd	sd	0.3 $\pm$ 0.5	0.3 $\pm$	0.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$ 1.5	0.3 $\pm$ 0.5
Diafentiuron	sd	sd	0.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$	0.0 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.5	0.3 $\pm$ 0.5
<i>B. thuringiensis</i>	sd	sd	0.3 $\pm$ 0.5	0.3 $\pm$	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$ 0.5
<i>B. bassiana</i>	sd	sd	0.0 $\pm$ 0.0	0.5 $\pm$	0.0 $\pm$ 0.0	0.3 $\pm$ 0.5	0.8 $\pm$ 0.5
<i>A. indica</i>	sd	sd	1.0 $\pm$ 1.4	3.3 $\pm$	1.5 $\pm$ 1.7	0.5 $\pm$ 0.6	0.8 $\pm$ 1.0
Prueba			TT	TT	TT	TT	TT
Sign. (p=)			0.3376	0.0373	0.0771	0.7803	0.3549
			ns	*	*	ns	ns
C.V.			202.48	116.41	198.77	200.25	200.94

Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).

Anexo 10. <i>Plutella xylostella</i> obtenidos en Laboratorio (medias $\pm$desviación estándar) 20001.									
Trat./Fecha:	25/7	2/8	9/8		16/8		25/8	30/8	7/9
Testigo	0.3 $\pm$ 0.5	0.8 $\pm$ 1.0	6.0 $\pm$ 3.2	b	8.8 $\pm$ 3.6	b	1.8 $\pm$ 1.0	0.8 $\pm$ 1.0	1.5 $\pm$ 1.3
Clorfenapir	0.0 $\pm$ 0.0	0.0 $\pm$ 0.0	2.8 $\pm$ 2.8	ab	2.5 $\pm$ 0.6	a	1.3 $\pm$ 1.5	1.8 $\pm$ 0.5	0.0 $\pm$ 0.0
Diafentiuuron	0.3 $\pm$ 0.5	0.5 $\pm$ 1.0	1.3 $\pm$ 1.5	a	2.8 $\pm$ 0.5	a	2.3 $\pm$ 1.9	1.3 $\pm$ 1.9	0.8 $\pm$ 1.0
<i>B. thuringiensis</i>	0.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$ 0.5	1.3 $\pm$ 0.5	a	1.8 $\pm$ 1.7	a	1.0 $\pm$ 0.0	0.8 $\pm$.96	0.8 $\pm$ 0.5
<i>B. bassiana</i>	0.0 $\pm$ 0.0	0.5 $\pm$ 0.6	0.8 $\pm$ 1.0	a	2.0 $\pm$ 2.2	a	2.0 $\pm$ 0.8	2.0 $\pm$ 1.4	0.8 $\pm$ 1.0
<i>A. indica</i>	0.0 $\pm$ 0.0	1.5 $\pm$ 0.6	6.3 $\pm$ 3.0	b	3.0 $\pm$ 2.2	a	2.0 $\pm$ 1.4	0.8 $\pm$ 1.0	1.3 $\pm$ 1.5
Prueba	TT	TT	TT		TT		TT	TT	TT
Sign. (p=)	0.5988	0.1482	0.0008		0.0031		0.6459	0.4218	0.4051
	ns	ns	***		**		ns	ns	ns
C.V.	357.77	106.07	58.17		62.37		68.92	89.71	118.66
Medias de una columna con una letra común no son significativamente diferentes ($p>0.05$, ANAVA-Tukey test o Kruskal-Wallis).									

Anexo 11. Diámetro del repollo 2000

Tratamiento	Medias	Desv. estandar	
Testigo	35.64	0.92	abc
Clorfenapir	38.23	1.99	c
Diafentiuiron	36.31	0.4	bc
<i>B. thuringiensis</i>	34.93	1.92	abc
<i>B. bassiana</i>	33.71	1.5	ab
<i>A. indica</i>	32.13	2.65	a
Prueba	TT		
Sign. (p=)	0.0002		

C.V.	4.78		

Anexo 12. Peso del repollo 2000

Tratamiento	Medias	D. estandar	
Testigo	3.21	0.37	ab
Clorfenapir	3.58	0.5	b
Diafentiuiron	3.33	0.12	ab
<i>B. thuringiensis</i>	2.94	0.53	ab
<i>B. bassiana</i>	2.85	0.31	ab
<i>A. indica</i>	2.55	0.36	a
Prueba	TT		
Sign. (p=)	0.028		
	**		
C. V.	12.97		

Anexo 13. Captura de *D. Insulare* en trampa amarilla en repollo 2000

Tratamiento	Medias	D. estandar	
Testigo	21.75	19.72	
Clorfenapir	0.5	0.58	
Diafentiuiron	8	14.02	
<i>B. thuringiensis</i>	15.25	10.53	
<i>B. bassiana</i>	25.75	16.4	
<i>A. indica</i>	23.5	17.64	
Prueba	TT		
Sign. (p=)	0.1814		
	ns		
C.V.	94.35		

Anexo 14. Diámetro de repollo, 2001

Tratamiento	Medias	D. estandar
Testigo	16.01	a
Clorfenapir	23.36	ab
Diafentiuron	28.89	b
<i>B. thuringiensis</i>	24.44	ab
<i>B.bassiana</i>	29.85	b
<i>A. indica</i>	19.75	ab
Prueba	TT	
Sign. (p=)	0.0042	
	**	
C.V.	18.86	

Anexo 15. Peso de repollo, 2001

Tratamiento	Medias	D. estandar
Testigo	0.43	a
Clorfenapir	1.31	ab
Diafentiuron	2.03	b
<i>B. thuringiensis</i>	1.19	ab
<i>B.bassiana</i>	2.09	b
<i>A. indica</i>	1.28	ab
Prueba	TT	
Sign. (p=)	0.0097	
	**	
C.V.	41.31	

Anexo 16. Captura de *D. insulare* en trampas 2001

Tratamiento	Medias	D. estandar
Testigo	0	0
Clorfenapir	2.25	2.63
Diafentiuron	1.75	1.5
<i>B. thuringiensis</i>	1.75	0.96
<i>B.bassiana</i>	1.75	2.87
<i>A. indica</i>	2.75	3.1
Prueba	TT	
Sign. (p=)	0.6763	
	ns	

Anexo 17. Captura en trampas amarillas de otros parasitoides, 2001.

Tratamiento	Medias	D. estandar
Testigo	1	1.41
Clorfenapir	0.25	0.5
Diafentiuron	0.5	1.5
<i>B. turingiensis</i>	8.75	9.57
<i>B. bassiana</i>	0.75	0.5
<i>A. indica</i>	2	0.82
Prueba	TT	
Sign. (p=)	0.0664	
	*	
C. V.	181.81	