

Bioplaguicida para el manejo sustentable de *Plutella xylostella* y áfidos en brassicas

INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS

Boletín INIA / N° 512





Instituto de Investigaciones Agropecuarias

Bioplaguicida para el manejo sustentable de *Plutella xylostella* y áfidos en brassicas

Editores:

Rubén Palma Millanao,
Ingeniero Agrónomo, Dr.

Fabiola Altimira Passalacqua,
Bioquímico, Dra.

BOLETÍN INIA Nº 512

INIA La Platina
Santiago, Chile, 2025
ISSN 0717-4829



Editores:



Rubén Palma M.

Ingeniero Agrónomo, Dr.

INIA La Cruz



Fabiola Altimira P.

Bioquímico, Dra.

INIA La Platina

Editores:

Rubén Palma Millanao, Ingeniero Agrónomo, Dr. INIA La Cruz
Fabiola Altimira Passalacqua, Bioquímico, Dr. INIA La Platina

Comité Editor:

Eduardo Morán Rodríguez, Ingeniero en Biotecnología, Dr. INIA La Platina
Andrea Romero Galaz, Analista de comunicaciones. INIA Dirección Nacional
María Jesús Espinoza Garrido, Periodista. INIA La Platina

Autores:

Nancy Vitta Palacios, Ingeniera agrónomo, Investigadora INIA La Platina
Alejandro Moran Villanueva, Ingeniero Agrónomo, M.Sc., Investigador INIA La Cruz
Fabiola Altimira Passalacqua, Bioquímico, Dr., Investigadora INIA La Platina
Bárbara Araya Vega, Ingeniero Agrónomo, Ayudante de investigación, INIA La Platina
Marco López Menares, Técnico Agrícola, Ayudante de Investigación, INIA La Platina
Eduardo Tapia Rodríguez, Ingeniero en Biotecnología, Dr., Investigador INIA La Platina

Director Regional INIA La Platina

Bruno Defilippi Bruzzone, Ingeniero Agrónomo, PhD.

Boletín INIA N° 512**ISSN 0717-4829****Cita bibliográfica correcta:**

Palma, R. y Altimira, F. (eds.) (2025). Bioplaguicida para el manejo sustentable de *Plutella xylostella* y áfidos en brassicas. Boletín INIA N° 512. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA La Platina. Santiago, Chile. 62 p.

© 2025. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA, Centro Regional de Investigación INIA La Platina, Avenida Santa Rosa 11610, La Pintana, Santiago. Región Metropolitana. Teléfono: 56-225779102
Permitida su reproducción total o parcial citando la fuente y/o autores.

Diseño y diagramación: Vladimir Bravo M.
Impresor: Alameda Producciones Spa.

Santiago, Chile, 2025.



Agradecimientos

Este trabajo ha sido posible gracias al apoyo del Fondo de Fomento al Desarrollo Científico y Tecnológico (FONDEF) que financió el proyecto Bioplaguicida para el manejo integrado de *Plutella xylostella*, *Bagrada hilaris* y áfidos en cultivos de brassicas: una herramienta sustentable en la pequeña y mediana agricultura (Código ID22110089, Concurso IDEA 2022 - ANID).

Adicionalmente, se agradece la empresa asociada Bio Insumos Nativa S.P.A. y a los agricultores de la regiones Metropolitana de Santiago, Coquimbo y Valparaíso.

Listado de Autores

Alejandro Morán Villanueva

Ing. Agrónomo, M.Sc.
alejandro.moran@inia.cl

Barbara Araya Vega

Ing. Agrónoma
barbara.araya@inia.cl

Marco López Menares

Técnico Agrícola
m.lopezmenares@gmail.com

Ignacia Rivera Flores

Lic. Cs. Agropecuarias
ignacia.rivera.1@ug.uchile.cl

Ignacia Rosales Moya

Lic. Cs. Agropecuarias
ignacia.rosales@ug.uchile.cl

Nancy Vitta Palacios

Ing. Agrónomo, M.Sc.
nvitta@inia.cl

Fabiola Altimira Passalacqua

Bioquímica, Dra.
fabiola.altimira@inia.cl

Eduardo Tapia Rodríguez

Ing. en Biotecnología, Dr.
etapia@inia.cl

Índice

Introducción	06
Capítulo 1	
<i>Plutella xylostella</i> (Linnaeus) polilla dorso de diamante Biología y manejo ____	07
Capítulo 2	
<i>Brevicoryne brassicae</i> y <i>Myzus persicae</i> en brásicas:	15
ciclo y control polilla dorso de diamante	
Capítulo 3	
Manejo Integrado <i>Plutella xylostella</i> (Linnaeus, 1758),	24
<i>Brevicorynes brassicae</i> (L.) y <i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776) en brásicas	
Capítulo 4	
Mecanismos de acción de hongos entomopatógenos	39
y <i>Bacillus</i> sobre plagas de brásicas	
Capítulo 5	
Resultados de eficacia de bioplaguicida y Manejo	50
Integrado de Plagas de repollo en campo	

Introducción

La necesidad de avanzar hacia una agricultura más sostenible, resiliente y respetuosa con el medio ambiente es hoy más urgente que nunca. El presente boletín se enmarca en esa transformación, proponiendo soluciones concretas y basadas en evidencia científica frente a uno de los mayores desafíos agronómicos: el manejo de plagas. En particular, se explora la eficacia de bioplaguicidas basados en hongos entomopatógenos como alternativa y complemento al uso de insecticidas químicos en el cultivo de repollo en Chile, en el contexto de un Manejo Integrado de Plagas (MIP).

El trabajo aquí presentado no solo busca validar formulaciones biológicas de *Beauveria pseudobassiana* y *Metarhizium robertsii* bajo condiciones reales de campo, sino también aportar una visión integral que contempla el comportamiento de plagas clave —como *Plutella xylostella*, *Myzus persicae* y *Brevicoryne brassicae*— y el desarrollo de estrategias combinadas que optimicen el control y minimicen el impacto ambiental.

El uso de cepas nativas y la integración de enfoques biotecnológicos con prácticas agronómicas tradicionales hacen de este boletín un valioso aporte técnico y científico. Esperamos que los resultados aquí descritos sirvan de base para nuevas investigaciones, validaciones a mayor escala y, sobre todo, para el desarrollo de una agricultura más saludable para las personas y el planeta.

Eduardo Tapia Rodríguez

Ingeniero en Biotecnología, Dr.
Investigador INIA La Platina

Capítulo 1

Plutella xylostella (Linnaeus), Polilla dorso de diamante: biología y manejo

Alejandro Morán Villanueva

Ingeniero Agrónomo, M.Sc.

alejandromoran@inia.cl

Plutella xylostella conocida comúnmente como polilla dorso de diamante, polilla de la col o polilla del repollo es un insecto del orden Lepidoptera, perteneciente a la familia Plutellidae. Su origen es debatido actualmente, sin embargo, se asume como una plaga proveniente de Europa. Es un insecto cosmopolita, es decir, que tiene una amplia distribución en diferentes partes del mundo y en Chile se distribuye desde la Región de Arica y Parinacota hasta la Región de Magallanes y la Antártica Chilena. Ataca múltiples cultivos de la familia Brassicaceae como repollo, coliflor, brócoli, nabo, repollito de Bruselas y plantas consideradas como malezas tales como el yuyo y el rábano entre otras.

Morfología y biología

La polilla dorso de diamante es un insecto holometábolo; es decir, durante su desarrollo pasa por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. En épocas de ataque intenso, es posible reconocer simultáneamente todos sus estados de desarrollo (huevos, larvas y pupas) en las plantas o, en el caso de los adultos, volando sobre los cultivos y sus alrededores. Los adultos de esta especie son pequeñas polillas que miden aproximadamente 6 mm de longitud. Lo que se advierte de su cuerpo cuando está en reposo son preferentemente las alas, lo que permite fácilmente reconocerla, ya que son de color marrón grisáceo, con una banda ancha de marrón claro que recorre toda su longitud (Figura 1.1).



Figura 1.1. Ejemplar de olivo en el sector “El Olivo” ubicado al norte de la ciudad de Angol.

La longevidad de los machos es en promedio de 12 días, mientras que las hembras viven hasta 16 días. Las hembras pueden poner una gran cantidad de huevos, entre 150 y 200, los que pueden encontrarse individualmente, de forma aislada o en pequeños grupos, en las depresiones de las hojas. Estos son de color amarillo o verde pálido, tienen forma ovoide y están aplastados longitudinalmente, midiendo en promedio 0,44 mm de largo y 0,26 mm de ancho (Figura 1.2). Su desarrollo dura aproximadamente siete días a 15 °C, sin embargo, puede completarse en solo tres a cuatro días en primavera y verano a causa de la mayor temperatura ambiental.



Figura 1.2. Huevos de polilla dorso de diamante.

Las larvas pasan por cuatro estadios (L1 a L4), con una duración aproximada de 17 días a 15 °C. A medida que se desarrollan, pueden alcanzar fácilmente los 10 mm de longitud (Figura 1.3) y su color cambia de hialino o traslúcido a verde. El cuerpo en este estado es angosto en ambos extremos, con un par de patas falsas en el extremo posterior que forman una "V". Durante su desarrollo, se alimentan del tejido interno de las hojas, preferentemente por el envés, sin dañar las venas ni nervaduras (Figura 1.4).



Figura 1.3. Larva de polilla dorso de diamante.



Figura 1.4. Daño por acción de larvas de polilla dorso de diamante.

Las pupas se envuelven en un capullo de seda suelto, el que es tejido por la larva y que se ubica preferentemente en la cara posterior de las hojas (Figura 1.5). Este estado dura alrededor de nueve días, finalizando con la emergencia del adulto. Según las condiciones ambientales y la disponibilidad de alimento, la especie puede alcanzar hasta 10 generaciones por temporada.

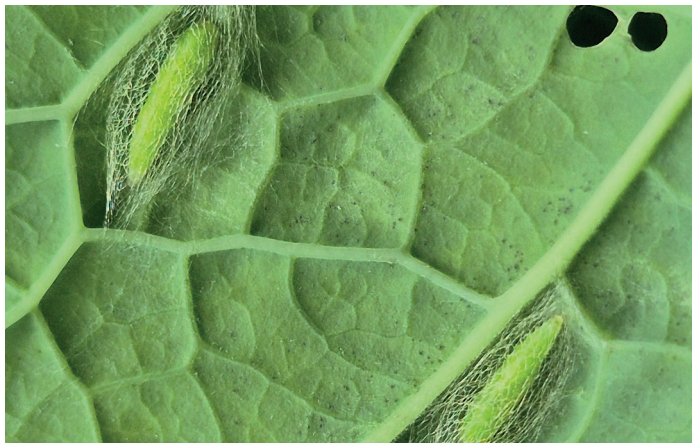


Figura 1.5. Pupas de polilla dorso de diamante.

Daño

Es producido por las larvas que, en su estadio L1, se alimentan inicialmente del interior de las hojas, actuando como minador y generando galerías en ellas. Después, desde su estadio L2, pasan a ser defoliadoras, creando orificios o ventanas de distintos tamaños en una amplia superficie (Figura 1.6).

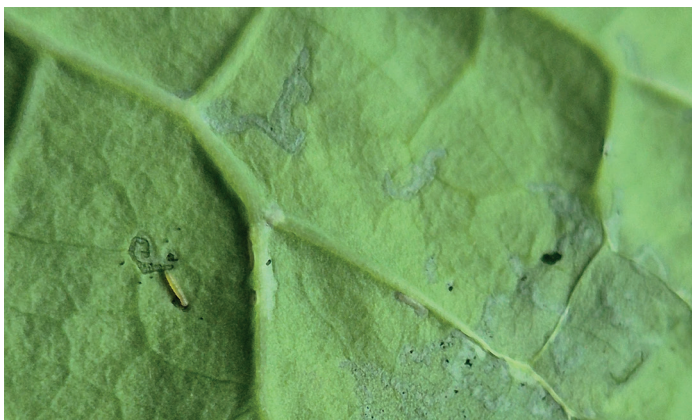


Figura 1.6. Galerías en hojas de repollo (arriba) y larvas de primer estadio L1 de polilla dorso de diamante (abajo).

Manejo

Si sobre esta plaga no se realizan acciones para su manejo es capaz de llevar los rendimientos de hortalizas comercializables a cero. Por lo tanto, realizar acciones para reducir sus poblaciones es totalmente necesario. Para ello se ha utilizado como práctica principal el uso de plaguicidas de síntesis química e históricamente en el mundo se han empleado múltiples moléculas, pertenecientes a distintos grupos químicos con diferentes modos de acción, lo que ha conllevado a una larga lista de plaguicidas registrados para el control de esta plaga. Los insecticidas autorizados en Chile se encuentran disponibles en el sitio web del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) <https://www.sag.gob.cl/>.

Es importante considerar que el uso intensivo e irracional de plaguicidas de síntesis química sobre esta plaga ha significado a nivel global la aparición de resistencia, la que inicialmente se reconoce como una falla o reducción de eficacia de los productos que previamente sí eran capaces de controlarla. La experiencia mundial ha clasificado a la polilla dorso de diamante como ejemplo de especie de insectos que ha generado resistencia a las moléculas utilizadas para su manejo, ya que se ha determinado en ella mecanismos tanto para desintoxicar como para reducir su sensibilidad a 102 ingredientes activos, lo que la ha convertido en una de las plagas de insectos más resistentes del mundo.

Si para el manejo de la plaga se opta por el uso de insecticidas de origen sintético es necesario buscar reducir estos efectos indeseados, los que son difíciles de reconocer en sus etapas iniciales. Se debe utilizar productos registrados para el cultivo y la plaga, rotando modos de acción, según información entregada por el Comité de Acción contra la Resistencia a Insecticidas (IRAC) y seguir las recomendaciones de los fabricantes de estos productos. La determinación de dosis y concentraciones debe hacerse con base en el desarrollo del cultivo y nivel de ataque de la plaga y, debido a que las hojas de las brásicas poseen gran cantidad de ceras, debe considerarse la utilización de adherentes. Es relevante definir siempre la práctica de manejo a implementar y su oportunidad a partir de información lograda desde las acciones de monitoreo.

Los componentes operacionales son de gran importancia para mejorar la eficacia de las aplicaciones de plaguicidas. Respecto de los equipos a utilizar, existen diversas alternativas, desde los pulverizadores de mochila y pulverizadores de carretilla hasta pulverizadores hidráulicos accionados por tractor. Para todos ellos se ha detectado como un problema frecuente su estado deficiente. Es siempre necesario mantenerlos en buena condición, buscando su adecuado funcionamiento y evitando las fugas. La selección de boquillas es relevante también, siendo las ideales para el control de plagas las de cono hueco. Las boquillas de abanico, si bien liberan las soluciones insecticidas, están diseñadas para su uso preferente en el control de malezas. Previo a las aplicaciones es importante conocer si los equipamientos se encuentran calibrados para tener seguridad de que se disponga la cantidad adecuada de solución insecticida

y de manera uniforme sobre el cultivo. Entre los principales parámetros a evaluar se encuentran la presión, el caudal y la velocidad de avance, con el fin de aplicar la dosis correcta de plaguicida, con un tamaño adecuado de gota, en función del estado del cultivo y las condiciones del terreno, buscando siempre lograr adecuadas coberturas en el envés de las hojas, ya que es donde preferentemente se alojan las larvas.

Una propuesta de manejo integrado permite considerar la incorporación de otras medidas, las que se pueden complementar en función del manejo de la plaga. En el caso de la polilla dorso de diamante es posible reconocer las siguientes (Cuadro 1.1):

Fuente: Salas et al., 2020; Olivares et al., 2017.

Cuadro 1.1. Herramientas de manejo integrado posibles de implementar en cultivo de repollo para el manejo de la polilla dorso de diamante.

Tipo de control	Herramienta	Observaciones
Mecánico/físico	Mulch	Mulch de color blanco
Químico	Trampas de feromonas	Confusión sexual. 16 trampas/ha
	Plaguicidas de síntesis química	Utilizar de acuerdo a recomendación del fabricante
Biológico	Bioplaguicidas en base a <i>Bacillus thuringiensis</i> y otros	Utilizar de acuerdo a recomendación del fabricante
	Liberaciones de <i>Trichogramma</i> sp.	De 100.000 a 300.000 individuos/ha

Fuente: Salas et al., 2020; Olivares et al., 2017.

En el caso de otras modalidades de producción, como puede ser la biológica, orgánica o biointensiva, los enemigos naturales y los agentes de control biológico son colaboradores para manejar esta plaga. A nivel global, el control biológico se ha centrado en el uso de himenópteros parasitoides de huevos, larvas y pupas, que han sido efectivos a corto plazo, sobre todo en ambientes diversos y poco intervenidos. Es posible reconocer algunas especies en poblaciones de distinto tamaño en Chile y se presentan en el Cuadro 1.2.

Cuadro 1.2. Enemigos naturales asociados a polilla dorso de diamante.

Enemigo natural	Característica
<i>Trichogramma pretiosum</i>	Hymenoptera: parasitoide de huevos
<i>Trichogramma nerudai</i>	
<i>Apanteles piceotrichosus</i>	Hymenoptera: parasitoide de larvas
<i>Oomyzus sokolowoskii</i>	
<i>Diadegma leontinae</i>	

Fuente: Salas et al., 2020; Olivares et al., 2017.

Experiencias desarrolladas previamente por INIA en la Región de Valparaíso permitieron, en base a monitoreo, hacer seguimiento a las poblaciones de polilla dorso de diamante. Se llevó a cabo mediante la instalación de trampas de feromonas (Figura 1.7), las que evaluadas semanalmente indicaron presencia de adultos, lo que condujo a la determinación de presencia de huevos y larvas ya sobre las plantas.



Figura 1.7. Trampa de feromona para monitoreo de polilla dorso de diamante.

El conocimiento de la evolución de la plaga sobre el cultivo y, en ese caso particular, en bajas poblaciones, permitió su manejo inicialmente con una liberación de *Trichogramma nerudai*, parasitoides de huevos de esta polilla, en dosis comercial de 150.000 huevos/mes. Posteriormente, para la mantención del cultivo, se requirieron aplicaciones de plaguicidas de síntesis química, reduciendo la población de esta plaga en un 80% respecto del manejo que habitualmente se realizaba sobre este cultivo. Finalmente se logró productos comercializables y con niveles de residuos muy por debajo de los límites máximos (LMR) permitidos en Chile.

Las prácticas señaladas anteriormente, químicas o biológicas, no son medidas definitivas por sí solas para el manejo de esta plaga, ni utilizadas exclusivamente solucionarán el problema que ésta genera sobre los cultivos. Sin embargo, su implementación de forma integrada permitiría optimizar el control de la polilla dorso

de diamante, hacer más sostenibles las estrategias de manejo y minimizar los riesgos asociados con el uso exclusivo e intensivo de plaguicidas de síntesis, considerando que, empleados irracionalmente, pueden generar efectos negativos sobre el ambiente, los encargados de realizar las aplicaciones, la comunidad circundante, afectar la inocuidad de los productos de comercialización y con esto la salud de las personas.

Literatura consultada

- Banazeer, A., Afzal, M. B. S., Hassan, S., Ijaz, M., Shad, S. A., & Serrão, J. E. (2022). Status of insecticide resistance in *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae) from 1997 to 2019: Cross-resistance, genetics, biological costs, underlying mechanisms, and implications for management. *Phytoparasitica*, 50(3), 465-485. <https://doi.org/10.1007/s12600-021-00959-z>.
- Furlong, M. J., Wright, D. J., & Dosdall, L. M. (2013). Diamondback moth ecology and management: Problems, progress, and prospects. *Annual Review of Entomology*, 58, 517-541. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-120811-153605>.
- Mena-Guerrero, J., & Hernández-Fernández, J. (2017). Brasicáceas y perspectivas de control biológico del insecto plaga *Plutella xylostella* (Lepidóptera: Plutellidae) utilizando *Bacillus thuringiensis*. *Mutis*, 7(1), 7-22. <https://doi.org/10.21789/22561498.1245>.
- Mota-Sánchez, D., & Wise, J. C. (2024). The Arthropod Pesticide Resistance Database. Michigan State University. <http://www.pesticideresistance.org>.
- Olivares, N., Morán, A., & Guzmán, A. (Eds.). (2017). Manejo de plagas en repollo, tomate y lechuga (Boletín INIA N° 356). Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación La Cruz.
- Salas, C., Portilla, M., & Layana, A. (2020). Polilla dorso de diamante, una plaga clave de la horticultura mundial y nacional. *Red Agrícola*, 115, 26-30.
- Shehzad, M., Bodlah, I., Siddiqui, J., Bodlah, M., Fareen, A., & Islam, W. (2023). Recent insights into pesticide resistance mechanisms in *Plutella xylostella* and possible management strategies. *Environmental Science and Pollution Research*, 30(58), 95296-95311. <https://doi.org/10.1007/s11356-023-29271-5>.
- Wu, L. H., Chen, Y., Hsieh, F., Lai, C., & Hsieh, C. (2022). Combined effect of *Photorhabdus luminescens* and *Bacillus thuringiensis* subsp. *aizawai* on *Plutella xylostella*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 106(6), 2917-2926. (Nota: el DOI proporcionado parece incorrecto; si se desea, puedo ayudarte a verificar el correcto).

Capítulo 2

***Brevicoryne brassicae* y *Myzus persicae* en brásicas: ciclo y control polilla dorso de diamante**

Nancy Vitta Palacios

Ingeniero Agrónomo, M.Sc.

nvitta@inia.cl

Los comúnmente llamados pulgones, parte de la superfamilia Aphidoidea, se clasifican como plagas de artrópodos con aparato bucal picador–chupador. Utilizan su aparato bucal, formado por apéndices maxilares y mandibulares, para perforar los tejidos vegetales y de esta manera acceder al floema. Gracias a la alta presión dentro de los elementos cribosos de éste, los pulgones pueden alimentarse pasivamente del contenido vascular. Actualmente se han descrito 9 especies de pulgones como plagas potenciales de brásicas, de las cuales dos especies causan la mayoría de las pérdidas económicas: *Brevicoryne brassicae* (L.) y *Myzus persicae* (Sulz.). Estas plagas generan daños directos por la succión de la savia de las hojas durante toda la temporada. Cuando se desarrollan grandes colonias, las hojas se blanquean y se deforman, lo que impide la obtención de una cabeza comercializable. Adicionalmente, estos pulgones generan daños indirectos mediante la transmisión de virus de forma no persistente, y al contribuir al desarrollo de fumaginas, que crecen sobre sus excreciones azucaradas, lo que reduce la actividad fotosintética del cultivo.

Hábitos, características y comportamiento

El pulgón de la col, *Brevicoryne brassicae* es originario de Europa, pero actualmente se distribuye por las zonas templadas y templado–cálidas del mundo. Este pulgón es un especialista en las plantas de la familia Brassicaceae, y es una plaga importante de la col al formar colonias en los tallos, pecíolos y hojas de sus hospederos (Figura 2.1).



Figura 2.1. A) *B. brassicae* agregados en repollo. B) Pulgones agrupados en nabo forrajero.

Los adultos de *B. brassicae* son insectos pequeños de cuerpo blando que miden aproximadamente de 1,5 a 2,5 mm de largo. Presentan un color verde grisáceo con una cubierta cerosa que les confiere una apariencia de color blanco grisáceo a azul polvoriento. Las hembras pueden ser aladas o ápteras (sin alas), que predominan en la formación de colonias. Los adultos ápteros se alimentan del envés de las hojas más jóvenes, ubicadas en el centro de las cabezas de las coles. Adicionalmente, se alimentan de las flores y vainas de la colza o canola.

Las ninfas son similares a los adultos, pero más pequeñas y sin alas. Pasan por varias mudas antes de llegar a la etapa adulta, y al igual que los individuos adultos, se alimentan de la savia de las plantas, causando la disminución de su vigor. Las hembras suelen producir huevos en otoño. Los huevos son muy pequeños, ovalados y de color negro, y se depositan en partes protegidas de las plantas, como la base de las hojas. La reproducción puede ser anfígónica (reproducción sexual con fecundación) o por partenogénesis (las hembras dan lugar a nuevas hembras sin fertilización).

A su vez, el pulgón verde del duraznero, *M. persicae*, es una especie extremadamente cosmopolita con una distribución mundial. Dado su comportamiento altamente polífago, se ha registrado una variedad de huéspedes de más de 400 especies en 40 familias de plantas diferentes, incluidas muchas plantas de cultivo de importancia económica. Causa daño a su huésped mediante la alimentación directa, transmisión de virus vegetales y la producción de mielecilla. La importancia económica de estos mecanismos varía según la planta de cultivo, pero en muchos casos como el principal impacto deriva de su eficiencia como vector de virus, siendo capaz de transmitir más de 100 virus vegetales diferentes. Esta característica lo ha posicionado el vector más importante de virus vegetales a nivel mundial. Las ninfas y los adultos son igualmente capaces de transmitir virus, pero los adultos, al ser tan móviles, probablemente tengan mayores oportunidades de transmisión.

Las hembras partenogenéticas adultas sin alas tienen un cuerpo ovalado, de 1,2 a 2,1 mm de longitud y de color muy variable: verde blanquecino, verde amarillo pálido, verde grisáceo, verde medio, verde oscuro, rosa o rojo. Las etapas inmaduras son bastante brillantes, pero esta característica disminuye en los adultos. Las formas aladas tienen una mancha dorsal central negra en el abdomen (Figura 2.2 A). Las hembras aladas inmaduras suelen ser rosadas o rojas, especialmente en las poblaciones de otoño, y los machos inmaduros son amarillentos (Figura 2.2 B).

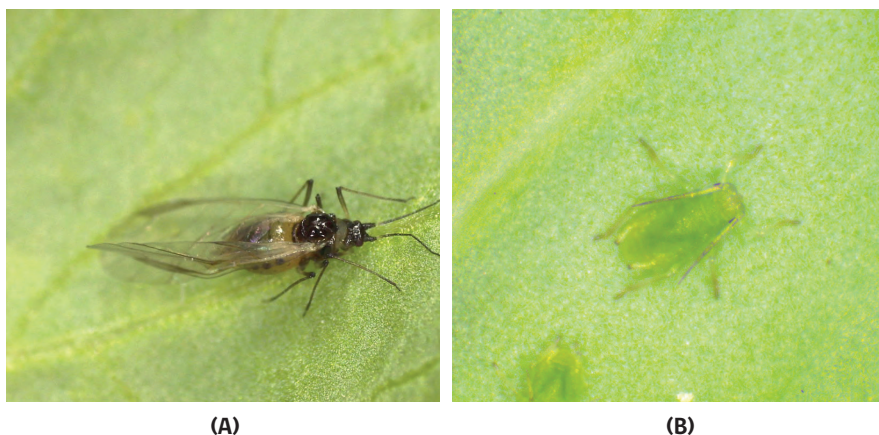


Figura 2.2. A) Adulto *M. persicae*. B) Ninfa *M. persicae*.

(<https://www.cabidigitalibrary.org/doi/10.1079/cabicompendium.35642>)

Ciclo biológico

Los pulgones se presentan en dos clases: vivípara, en la que las hembras dan nacimiento a crías vivas (Figura 2.3), y ovípara, en la que depositan huevos. A lo largo de su vida tienen la capacidad de reproducción tanto sexual como asexual. El 90 % completa su ciclo de vida de forma monoica, es decir, sobre un único hospedero, mientras que el 10 % restante se considera heteroico al completar su ciclo de vida en diferentes hospederos.



Figura 2.3. Hembra áptera vivípara de pulgón.

Según las condiciones ambientales, el pulgón es capaz de producir ninfas o huevos en diferentes épocas del año. Su reproducción puede ser holocíclica, es decir, que durante el ciclo de vida del pulgón se reproduce de forma sexual y partenogénica, o anholocíclica, en donde el pulgón se reproduce solo por partenogénesis durante su ciclo de vida. En condiciones favorables, los pulgones promueven ambos tipos de ciclo de vida.

La hembra que emerge de un huevo invernante, en primavera se convierte en fundadora y generalmente es áptera. A través de la partenogénesis producen hembras aladas o ápteras, denominadas fundatrices. Las fundatrices aladas se conocen como migrantes y se reproducen partenogenéticamente desde la primavera hasta el otoño. Normalmente, a la generación alada le siguen múltiples generaciones ápteras y, en verano, se generan nuevas formas aladas en respuesta a altas densidades poblacionales y condiciones insatisfactorias de la planta. Ante días cortos, se producen sexúparas, hembras que dan origen a pulgones machos y hembras. La temperatura es el factor más determinante en el desarrollo de cada generación y en el crecimiento poblacional. Los pulgones pasan por cuatro mudas antes de alcanzar la etapa adulta y con ello, su estado reproductivo (Figura 2.4).

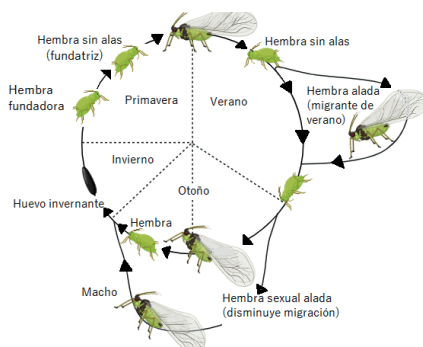


Figura 2.4. Ciclo biológico de pulgones.

Reproducción *Brevicoryne brassicae*

Pueden reproducirse tanto sexual como asexualmente. En condiciones de altas temperaturas pueden producir múltiples generaciones dentro de una sola temporada de crecimiento. Ellos ponen huevos pequeños, ovalados y amarillos en las plantas hospedantes. De estos huevos nacen ninfas y, con el tiempo, maduran hasta convertirse en pulgones adultos alados o ápteros.

El tipo de ciclo de vida de *B. brassicae* depende de las condiciones climáticas durante el invierno. En las regiones más frías, el ciclo de vida es holocíclico. Los machos alados y hembras ovíparas ápteras aparecen en otoño; las hembras liberan una feromona sexual, la nepetalactona, y después del apareamiento ponen huevos que pasan el invierno. Cuando el invierno es templado, el ciclo de vida es anholocíclico y las hembras partenogenéticas son vivíparas.

Reproducción *Myzus persicae*

El ciclo de vida de *M. persicae* depende del clima, de la disponibilidad de su principal huésped invernal, *Prunus* spp., y de la progenie genotípica. En las regiones templadas del mundo, donde hay hospedero disponible y las temperaturas otoñales son bastante bajas, *M. persicae* suele ser heteroica y holocíclica, con la fase sexual invernal en el hospedero, y las generaciones partenogenéticas (asexuales) de verano en un amplio número de huéspedes herbáceos secundarios de verano. Sin embargo, en muchos países donde puede haber hospedero ausente y/o un clima más cálido, el ciclo de vida es a menudo anholocíclico. Este último ciclo de vida, combinado con un corto tiempo generacional, permite que las poblaciones aumenten rápidamente en condiciones favorables y alcancen rápidamente cifras perjudiciales.

La temperatura de reproducción ronda los 21 °C. Puede haber varias generaciones en un huésped primario, pero eventualmente se desarrollan adultos alados (migrantes de primavera) y vuelan para colonizar hospederos secundarios, a menudo herbáceas.

Las ninfas de ambas especies (*M. persicae* y *B. brassicae*) producidas asexualmente pasan por cuatro estadios antes de alcanzar edad adulta. El tiempo de desarrollo desde el primer estadio hasta la edad adulta suele ocurrir dentro de 7-10 días en *M. persicae* y 8-15 días en *B. brassicae*, variando en respuesta a condiciones ambientales y planta huésped.

Control químico

El control del pulgón en cultivos de brásicas se basa actualmente en las aplicaciones rutinarias de pesticidas químicos sintéticos, con gran dependencia de una pequeña cantidad de productos químicos (principalmente piretroides, carbamatos y

neonicotinoides). Los productores enfrentan presiones para reducir el uso de pesticidas debido a preocupaciones sobre residuos en los alimentos, además de un creciente reconocimiento público de los efectos nocivos que los pesticidas pueden tener sobre organismos beneficiosos y que no son objetivo de estos. Adicionalmente, la excesiva dependencia a pesticidas químicos sintéticos para el manejo de plagas de pulgones ha resultado en fallas de control cada vez más comunes como resultado de la selección por resistencia hereditaria en las poblaciones objetivo. Hasta la fecha, más de 20 especies de pulgones han desarrollado resistencia a una o más clases de pesticidas químicos sintéticos. El primer caso de resistencia de *M. persicae* a insecticidas fue reportado por primera vez en 1955; desde entonces se ha reportado resistencia a la mayoría de las clases de insecticidas, incluidos los organofosforados, carbamatos, piretroides, ciclodienos y neonicotinoides. Investigaciones sobre la base molecular de la resistencia ha llevado al descubrimiento de al menos nueve mecanismos de resistencia genéticamente independientes en *M. persicae*. Estos incluyen (1) mutaciones en el sitio objetivo en el gen del canal de sodio (resistencia al derribo, *kdr*) que confieren resistencia a los piretroides, (2) mutaciones en el sitio objetivo en los genes de la acetilcolinesterasa (*ace1* o *ace2*) para la resistencia a los organofosforados, (3) la presencia de genes de desintoxicación metabólica adicionales como las esterasas E4 que producen resistencia a carbamato, organofosforado y piretroides y (5) múltiples duplicaciones de un único gen P450 (*CYP6CY3*) que confiere resistencia a los neonicotinoides.

Dado los antecedentes expuestos respecto al efecto negativo en el ecosistema y a la resistencia que ha generado el uso excesivo de insecticidas de síntesis química, se ha hecho necesaria la búsqueda de alternativas respetuosas con el medio ambiente. Esto ha conllevado la incorporación de insecticidas botánicos para manejar sustentablemente la plaga y retrasar el desarrollo de resistencia contra los insecticidas convencionales. Los aceites insecticidas o los productos a base de jabón pueden ser eficaces para controlar los pulgones, especialmente en áreas pequeñas o huertos. Estos productos ayudan a asfixiar a los pulgones y son menos dañinos para el medio ambiente.

Adicionalmente, es importante tener en cuenta la capa cerosa del pulgón y de las plantas para emplear surfactantes o adherentes para una mejor acción de los plaguicidas, así como contemplar el equipo de aplicación y la correcta calibración. Otro factor de importancia es el momento de aplicación, de manera de conservar las poblaciones de enemigos naturales. Por último, es importante tener un programa de rotación de ingredientes activos con base en su modo de acción para evitar generar resistencia de la plaga.

Literatura consultada

- Guerrieri, E., & Digilio, M. C. (2008). Aphid-plant interactions: A review. *Journal of Plant Interactions*, 3(4), 223-232. <https://doi.org/10.1080/17429140802567173>.
- Ahamada, K., Thapad, R., Regmic, R., Thapab, R., & Gautam, B. (2020). Efficacy and profitability of using different IPM (integrated pest management) measures for the control of cauliflower aphids (*Brevicoryne brassicae* Linn.) in different genotypes of cauliflower in Chitwan District, Nepal. *Sustainability in Food and Agriculture (SFNA)*, 1(2), 80-87. <https://doi.org/10.26480/sfna.02.2020.80.87>.
- Ahmad, M., & Akhtar, S. (2013). Development of insecticide resistance in field populations of *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Aphididae) in Pakistan. *Journal of Economic Entomology*, 106, 954-958. <https://academic.oup.com/jee/article/106/2/954/842156>.
- Bass, C., Puinean, A., Zimmer, C., Denholm, I., Field, L., Foster, S., Gutbrod, O., Nauen, R., Slater, R., & Williamson, M. (2014). The evolution of insecticide resistance in the peach potato aphid, *Myzus persicae*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 51, 41-51. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2014.05.003>.
- Blackman, R., & Eastop, V. (2020). *Aphids on the world's crops: An identification and information guide* (2nd ed.). Wiley.
- CABI Compendium. (2021). <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.35642>
- Cisternas, E. (2018). Capítulo X. Principales insectos-plaga asociados al cultivo de papas en Magallanes. En C. Martínez (Ed.), *Antecedentes para la producción de papas en Magallanes* (Boletín N°396, pp. 304). Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigación Kampenaike.
- Chandel, R., Chandla, V., Verma, K., & Mandeep, P. (2022). Chapter 21. Insect pests of potato in India. In A. Alyokhin, S. I. Rondon, & Y. Gao (Eds.), *Insect pests of potato: Global perspectives on biology and management* (2nd ed.). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821237-0.11001-7>.
- Dedryver, C.-A., Relec, A. L., & Fabre, F. (2010). The conflicting relationships between aphids and men: A review of aphid damage and control strategies. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 539-553. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2010.03.009>.
- Dubrovsky, N., Ricci, M., Polack, L., & Marasas, M. (2017). Conservation biological control: Evaluation of natural enemies of *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Aphididae) in an agroecological management in the outdoor production of cabbage (*Brassica oleracea*) in the Horticultural Belt of La Plata, Buenos Aires, Argentina. *Revista Facultad de Agronomía*, 116(1), 141-154.

- Dwivedi, S., Nameirakpam, L., & Tomer, A. (2021). Brassica-Aphid interaction: Modulated challenges and sustainable approach for management. In A. K. M. Aminul Islam, M. A. Hossain, & A. K. M. Mominul Islam (Eds.), *Brassica breeding and biotechnology*. IntechOpen. <https://www.intechopen.com/books/9686>.
- Fericean, L., Palagesiu, I., Palicica, R., Vârteiu, A., & Prunar, S. (2011). The behaviour, life cycle and biometrical measurements of *Myzus persicae*. *Research Journal of Agricultural Science*, 43(1), 34–39. <https://www.researchgate.net/publication/268292315>.
- Gabrys, B. (2005). Cabbage aphid, *Brevicoryne brassicae* (L.) (Hemiptera: Aphididae). In *Encyclopedia of Entomology* (pp. 651–654). Springer. https://doi.org/10.1007/0-306-48380-7_651.
- Gladman, A. (2022). Understanding interactions between biopesticides and partial crop resistance for management of aphid pests of Brassica crops (PhD thesis). University of Warwick. <https://wrap.warwick.ac.uk/171642/>.
- Hauer, M., Hansen, B., Manderyck, B., Olsson, A., Raaijmakers, E., Hanse, B., Stockfisch, N., & Märkländer, B. (2017). Neonicotinoids in sugar beet cultivation in Central and Northern Europe: Efficacy and environmental impact of neonicotinoid seed treatments and alternative measures. *Crop Protection*, 93, 132–142. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.11.034>
- INTAGRI S.C. (2025). Manejo integrado del pulgón del repollo. <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-del-pulgón-del-repollo>. Consultado 1 de abril 2025.
- Mezei, I., Bielza, P., Siebert, M., Torne, M., Gomez, L., Valverde-Garcia, P., et al. (2020). Sulfoxaflor efficacy in the laboratory against imidacloprid-resistant and susceptible populations of the green peach aphid, *Myzus persicae*: Impact of the R81T mutation in the nicotinic acetylcholine receptor. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 166, 104582. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.104582>
- Patel, A., Joshi, D., Khan, A., Jaisval, G., Kumar, A., Pathania, R., Hasan, W., & Kushwaha, T. (2024). Biology, diversity, distribution, and characterization of *Brevicoryne brassicae* (L.) cabbage. *International Journal of Plant & Soil Science*, 36(3), 336–347. <https://www.researchgate.net/publication/378302060>
- Shonga, E., & Getu, E. (2021). Efficacy of plant-derived and synthetic insecticides against cabbage aphid, *Brevicoryne brassicae* (L.) (Homoptera: Aphididae) and their effect on coccinellid predators. *Ethiopian Journal of Health Sciences*, 44(1), 27–37. <https://doi.org/10.4314/sinet.v44i1.3>

- Sial, M., Mehmood, K., Saeed, S., Husain, M., Rasool, K., & Aldawood, A. (2022). Neonicotinoid resistance monitoring, diagnostic mechanisms and cytochrome P450 expression in green peach aphid [*Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae)]. PLoS ONE, 17(1), e0261090. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0261090>
- Ward, S., Jalali, T., van Rooyen, A., Reidy-Crofts, J., Moore, K., Edwards, O., & Umina, P. (2023). The evolving story of sulfoxaflor resistance in the green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulzer). Pest Management Science, 80, 866–873. <https://doi.org/10.1002/ps.7821>

Capítulo 3

Manejo Integrado *Plutella xylostella* (Linnaeus, 1758), *Brevicorynes brassicae* (L.) y *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) en brásicas

Nancy Vitta Palacios

Ingeniero Agrónomo, M.Sc.

nvitta@inia.cl

El Manejo Integrado de Plagas (MIP) es un enfoque para controlar las plagas de una forma económica viable, socialmente aceptable y ambientalmente segura. Cambios en el sistema del cultivo, introducción de variedades/híbridos de alto rendimiento con uso intensivo de insumos y variaciones en las condiciones climáticas son la causa fundamental de un cambio en el estado de las plagas de insectos en el tiempo y el espacio, lo que resulta en un mayor daño causado por ellas en todo el mundo.

Los problemas de plagas de hortalizas se han alterado a lo largo del tiempo y el espacio, y esto se debe principalmente a cambios en los patrones de cultivo, ecosistemas y hábitat, así como a cambios en el clima y al uso inadecuado de agroquímicos. Actualmente existen varios enfoques que se pueden utilizar en los programas de MIP en lugar de la sola aplicación de pesticidas sintéticos convencionales. El desafío clave que enfrentan los entomólogos aplicados es crear, validar y poner a disposición del área específica el módulo MIP biointensivo.

El Manejo Integrado de Plagas

El MIP privilegia su manejo en función del potencial de daño económico. Por lo tanto, es importante seleccionar las herramientas de manejo considerando aspectos tales como:

- Efectividad contra la plaga.
- Compatibilidad con otros métodos de control (por ejemplo, control biológico).
- Impacto ambiental. El uso de parasitoides y depredadores, feromonas, repelentes, variedades resistentes a la plaga, tiene un efecto nulo o muy bajo sobre el medio ambiente.

- Efectos duraderos en el medio y que contribuyan a modificarlo, para que sea más favorable a la planta y menos apropiado para las plagas.
- Economía, desde el punto de vista costo/beneficio.
- Factibilidad técnica de su empleo.
- Aceptación por los productores y en general por la sociedad.

La educación y capacitación continua de los agricultores es crucial para el éxito del manejo integrado de plagas. Se debe informar a los agricultores sobre las mejores prácticas de manejo, la correcta identificación de plagas y sus enemigos naturales y las técnicas de monitoreo. La participación de la comunidad también es importante, ya que el manejo de plagas en grandes áreas requiere la cooperación de todos los productores de la región.

Monitoreo de plagas

El monitoreo de plagas es una práctica esencial en el manejo integrado, jugando un papel fundamental en la prevención de los daños económicos causados por las plagas en los cultivos agrícolas. A través de la observación regular y sistemática, el monitoreo permite a los agricultores identificar la presencia de plagas en el campo, comprender sus poblaciones y su dinámica en el tiempo. Este proceso ayuda a detectar signos tempranos de infestación, lo que permite intervenciones más efectivas y oportunas, reduciendo el uso excesivo de pesticidas y previniendo el desarrollo de resistencia a las plagas. El monitoreo también contribuye a tomar decisiones más informadas sobre el control de plagas, optimizar los recursos y minimizar los impactos ambientales. Esto ayuda a garantizar que las acciones de control se tomen de manera oportuna y efectiva, evitando el uso innecesario de pesticidas.

Control cultural

Algunas de las medidas de control clásicas que se han probado con cierto éxito son los cultivos intercalados, el uso de riego por aspersión, trampas cultivo, rotación y cultivo limpio.

El control cultural es una estrategia fundamental en el manejo integrado de plagas y puede ser particularmente efectivo para controlar *B. brassicae* en cultivos de col rizada. Este enfoque implica modificar las prácticas de cultivo y manejo para reducir la infestación y propagación de la plaga. Entre las diversas prácticas de control cultural, se incluye la rotación de cultivos, la siembra de cultivos resilientes, el manejo de la densidad de plantas, la eliminación de plantas hospedantes innecesarias, la adopción de prácticas de riego apropiadas, el uso de manto, herramientas y equipos de limpieza y desinfección, y la incorporación de plantas hospedantes.

Para la Polilla se recomienda rotar los cultivos de crucíferas con otras hortalizas, incorporando los rastrojos al suelo, eliminar malezas como la mostaza, preparar el terreno y manejar el riego.

Cultivos intercalados

Los cultivos menores se plantan dentro de un cultivo principal y pueden considerarse como un tipo de cultivo intercalado. Pueden plantarse en hileras adyacentes al cultivo principal, dentro de la misma hilera que el cultivo principal y/o muy cerca del cultivo principal. Las plantas que no forman parte del cultivo se utilizan normalmente como cultivos vivos en sistemas de hortalizas, entre ellas el trébol blanco, *Trifolium repens* L. Algunos de los beneficios de utilizar mantillos vivos incluyen la reducción de las poblaciones de plagas, el aumento de la densidad de insectos beneficiosos y la mejora de la textura y la estructura del suelo debido a la materia orgánica añadida al mismo. Aunque el cultivo intercalado es una práctica de cultivo normal, actualmente no es tan utilizado para el manejo, pero más bien por razones hortícolas y económicas. Por ejemplo, plantar una hilera de coliflor tardía con una hilera de tomate de la temporada principal reduce significativamente la incidencia de *P. xylostella*, cuando la coliflor se siembra 30 días después del tomate.

Rotación de cultivos

La rotación de cultivos favorece a un período libre de crucíferas que interrumpen el ciclo de reproducción de la plaga. Asimismo, en cultivos asociados en los que se alternan filas de plantas diferentes, la población de las plagas disminuye. También existen plantas que pueden servir de refugio de enemigos naturales (productoras de néctar o polen) o como repelentes de plagas (algunas aromáticas).

El establecimiento de vedas para el cultivo de las crucíferas a través de rotación de cultivos, destrucción de los residuos del cultivo, trasplantar planta limpia de huevos y larvas neonatas de *P. xylostella*, son prácticas realizadas en México, para disminución de poblaciones.

Cultivos trampa

La principal característica del cultivo a utilizar como cultivo trampa es que debe proporcionar más atractivo como fuente de alimento y lugar de oviposición en comparación con la planta huésped. El cultivo trampa se basa en la manipulación de los mecanismos de búsqueda de hospedantes de los insectos y de sus preferencias. Es una planta que aleja a una plaga del cultivo principal. El uso eficaz de los cultivos trampa requiere que los insectos concentrados en ellos sean destruidos mediante pulverización o labranza antes de que se dispersen a otras plantas. Estos cultivos trampa pueden intercalarse con el cultivo principal, aunque es más frecuente que se planten en el perímetro del campo. En algunos casos, el cultivo trampa y el cultivo principal son el mismo cultivo, pero el cultivo trampa se planta antes que el cultivo principal.

Una práctica común, por ejemplo, es plantar franjas de una planta económicamente menos importante muy preferida por *P. xylostella* dentro de un campo comercial de crucíferas. Los cultivos preferidos, principalmente pueden ser mostaza blanca o mostaza india (*Brassica juncea*), que atraen a adultos de *P. xylostella*. Para atrapar a la mayoría de los adultos de *P. xylostella* en un campo, debe haber mostaza de crecimiento saludable en la etapa vegetativa disponible en todo el campo (Figura 3.1).



Figura 3.1. Cultivo trampa de mostaza (entre líneas rojas) en el borde de un cultivo de brásicas.

P. xylostella ha demostrado tener preferencia por distintas especies e, incluso, ciertos cultivares de *Brassica oleraceae*. Los mecanismos asociados a esto son de tipo químico, ya que se ha demostrado que la presencia de determinados metabolitos secundarios puede influir en la selección de oviposición de las hembras de esta plaga. En estudios llevados a cabo en condiciones de semicampo, hembras de *P. xylostella* a las que se les ofreció al mismo tiempo plantas de repollo, brócoli, rúcula y col forrajera, demostraron preferencia de oviposición por la rúcula. Si bien los mecanismos asociados no han sido estudiados aún, es posible pensar que metabolitos secundarios específicos podrían estar influyendo en la interacción insecto-planta.

El repollo intercalado con cebolla y tomate produce un menor daño en la hoja y la cabeza, y un mayor rendimiento que los intercalados con pimienta. Esta técnica no solo puede tener impacto en la plaga, sino también en el aumento de los parasitoides, y sugiere que los efectos de los cultivos intercalados son mejores a largo plazo.

Se pudo corroborar que, en los ambientes seminaturales, para el caso de *B. brassicae*, se encuentran altas riquezas de familias y abundancia de enemigos naturales del fitófago en cuestión, así como una mayor cantidad de gremios tróficos, que pueden migrar a la zona cultivada en ausencia de aplicaciones de agroquímicos.

Rotación y cultivo limpio

La presencia de rastrojo o de remanente de un cultivo se convierte en refugio de las plagas; desde ese material vegetal emergerán los adultos para trasladarse a los cultivos recientemente trasplantados. Por lo tanto, la implementación de técnicas de cultivos limpios puede ser un factor importante en el manejo de *P. xylostella*. Eliminar los restos de cosecha es una práctica eficiente y fácil que permite cortar el ciclo de la plaga y eliminar los individuos inmaduros que continúan desarrollándose (Figura 3.2).



Figura 3.2. Desechos de cultivo de brásicas que actúan como hospederos de la plaga.

La rotación de cultivos rara vez se practica para el control de *P. xylostella* y áfidos en áreas de cultivo intensivo de hortalizas por los altos precios que alcanzan las hortalizas crucíferas. Sin embargo, puede resultar necesaria debido a que la siembra continua de crucíferas permite generaciones continuas de estas plagas, lo que conduce al uso frecuente de insecticidas y al desarrollo de resistencia a los pesticidas.

Debido a que *P. xylostella* tiene un rango reducido de huéspedes (crucíferas solamente), la rotación de cultivos puede reducir los niveles de población y daño. Se han establecido períodos obligatorios libres de crucíferas para una región, como estrategia de control de *P. xylostella* en México y Australia. Sin embargo, esta táctica a menudo no es factible en áreas productoras de hortalizas comerciales debido a la demanda por hortalizas crucíferas, su alto precio o ambos. La gestión de los campos individuales puede minimizar el daño de las plagas; sin embargo, el mayor potencial para mejorar el control a través de prácticas culturales es incorporar estos cambios en escalas temporales y espaciales más amplias. Las rotaciones hacia prácticas de cultivo limpio y sin brásicas, aunque no son novedosas, son las mejores tácticas de manejo que se pueden emplear actualmente.

Feromonas sexuales

El uso de feromonas sexuales como perturbadores del apareamiento se considera un método importante, debido a la especificidad y baja toxicidad para organismos no objetivo, entre varias alternativas de control.

Las feromonas son compuestos químicos que liberan los adultos de los insectos de una misma especie para el apareamiento u otros fines. Las feromonas sexuales en agricultura se utilizan principalmente para el control y monitoreo de plagas y, dado que están basadas en sustancias naturales, se incluyen dentro de programas de MIP, combinando su uso con otros métodos de control biológico. Ejemplo de esto son las trampas pegajosas de feromona que atraen y capturan a los machos adultos de *P. xylostella* (Figura 3.3).



Figura 3.3. Feromona específica para monitoreo de *P. xylostella*, el dispositivo (septa) contiene la feromona.

Trampas amarillas pegajosas

La predicción y el seguimiento de las plagas se consideran partes importantes de la estrategia de MIP. El monitoreo de plagas se lleva a cabo mediante el uso de diversas herramientas de monitoreo, como las trampas de luz y adhesivas de colores, trampas de caída y trampas de succión.

Las trampas adhesivas se utilizan como una estrategia eficaz de MIP para diferentes plagas de insectos en la mayor parte del mundo. Proporcionan un método sencillo para estimar la densidad de población de plagas. En el programa de monitoreo, antes de observar daños a las plantas, las trampas adhesivas brindan una advertencia temprana de la presencia de plagas, lo que es útil para desarrollar una estrategia de control más segura y respetuosa con el medio ambiente. Las trampas adhesivas son económicamente asequibles debido a su menor costo y menor necesidad de mano de obra técnica.

Para monitorear las poblaciones de insectos, se ha adoptado ampliamente el uso de trampas de luz tradicionales y el muestreo con estas trampas muestra una mayor eficiencia para la dinámica de las poblaciones de lepidópteros. Para monitorear las

poblaciones de *P. xylostella* en los campos, las trampas de feromonas sexuales y las trampas adhesivas amarillas se consideran herramientas valiosas (Figura 3.4). Adicionalmente, las trampas adhesivas amarillas atraen a los pulgones debido a que simulan la luz reflejada por las hojas jóvenes. Estas trampas se colocan a una altura adecuada (aproximadamente 20 cm sobre el cultivo) sobre el dosel de las plantas y se distribuyen uniformemente por todo el campo. Presentan la ventaja de capturar pulgones alados que migran a nuevas áreas del cultivo, lo que permite a los agricultores evaluar el riesgo de nuevas infestaciones. Es por esto que el trameo de pulgones se ha realizado desde hace años con el objeto de conocer la llegada de los primeros individuos al cultivo, así como de seguir su dinámica de población. La captura de los primeros individuos alados de una especie transmisora de virus constituye una alerta preliminar, y la importancia numérica de los ejemplares capturados permite, en cierta medida, predecir el riesgo para el cultivo. Para ello, las trampas deben revisarse periódicamente y se registra el número de pulgones capturados para determinar la necesidad de control (Figura 3.5). Si bien las trampas amarillas pegajosas contribuyen a reducir las poblaciones de insectos voladores antes y durante el establecimiento del cultivo, debe considerarse que también atraen enemigos naturales, especialmente parasitoides (microavispa) y depredadores (como chinitas, crisopas, sírfidos, entre otros) y que resultan muertos a causa del pegamento.



Figura 3.4. Trampas amarillas pegajosas instaladas en campo con brásicas (brócoli).

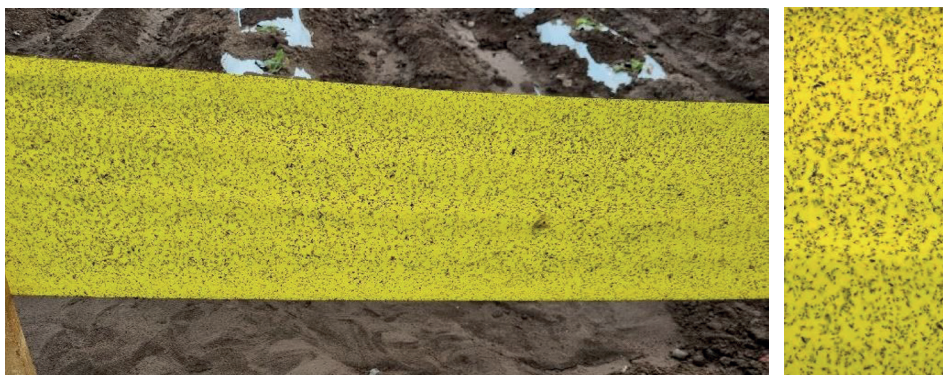


Figura 3.5. Pulgones alados capturados en trampa pegajosa amarilla.

Bandejas de color amarillo

Las bandejas de color sirven especialmente para detectar infestaciones tempranas de pulgones. En su confección se utilizan bandejas amarillas con agua mezclada con un poco de detergente o jabón líquido con el fin de romper la tensión superficial del agua, para que los insectos puedan hundirse y ahogarse (Figura 3.6). También hay que considerar que atraen insectos benéficos, al igual que las trampas amarillas pegajosas. Una de las trampas activas más utilizadas son las trampas de color amarillo o de Moericke. Están basadas en la atracción que ejerce sobre los pulgones el color amarillo (de rango de absorción luminosa entre 500 y 600 nm). Entre las ventajas que presentan, podemos destacar: su mayor selectividad al no atraer por igual a todas las especies de pulgón y su menor costo y complejidad. Además, son bastante precisas para conocer el momento en que se produce la colonización del cultivo por parte de los áfidos y pueden ofrecer una relación cuantitativa entre el número de alados capturados y el nivel de individuos encontrados en el cultivo. El inconveniente que presentan es que su campo de acción es pequeño, de algunos metros cuadrados, por lo que es necesario colocar varios puntos de muestreo, por ejemplo, cada 10 metros.



Figura 3.6. Trampas amarillas de agua instaladas en campo con brásicas (brócoli).

Golpe de plantas

El muestreo por golpe de hojas es otro método que se puede utilizar para estimar la densidad de *B. brassicae*. Este método consiste en agitar vigorosamente las hojas de la planta sobre una bandeja o tela blanca, donde caen los pulgones y se pueden contar. Este método es eficaz para recolectar rápidamente una gran cantidad de pulgones, especialmente en condiciones de campo donde el monitoreo visual puede verse obstaculizado por plantas densas o condiciones de luz desfavorables. Sin embargo, es posible que el muestreo por golpe de hojas no capture huevos o ninfas más pequeñas que todavía estén firmemente adheridas a la planta, lo que lo hace más apropiado para adultos y ninfas más grandes. Este método es útil para monitorear rápidamente grandes áreas agrícolas, brindando una visión general de la infestación.

Mix florales

Para avanzar hacia un manejo de la biodiversidad del campo, se pueden integrar bandas florales al plan de manejo de Buenas Prácticas Agrícolas (BPA), que son una parte integral de un sistema sostenible. Los efectos del manejo de los hábitats mediante introducción de este tipo de cultivos florales pueden resultar en mejoras en el manejo de insectos y ácaros plagas.

La incorporación de diversidad funcional en los agroecosistemas permite implementar cambios que favorecen tanto la abundancia como la efectividad de los enemigos naturales. Para lograr esto, es fundamental integrar flora funcional, específicamente plantas con flores que atraen y sustentan a estas especies mediante sus recursos de néctar y polen (Figura 3.7).



Figura 3.7. Distintas especies florales como bandas en bordes de campo para atracción de polinizadores y controladores biológicos.

Los pulgones (*B. brassicae*, *M. persicae*) normalmente están suficientemente controlados por enemigos naturales, como los sírfidos. Las franjas florales (por ejemplo, caléndula) y las plantas asociadas pueden mejorar aún más su eficacia, mientras que el uso de insecticidas de amplio espectro afecta negativamente a los enemigos naturales.

Los setos y bandas florales generalmente se sitúan en los bordes del cultivo y entre hileras, pero se prefiere la ubicación en los bordes, ya que de esta manera se pueden utilizar tierras que no son aptas para la agricultura o espacios reducidos que no interfieren con la producción del cultivo y sus labores mecánicas. Una de las especies más evaluadas como banda floral en cultivos hortícolas es *Calendula officinalis* L. (Asteraceae) (Figura 3.8).



Figura 3.8. Flor de caléndula con pulgones.

Control natural

En el control biológico de conservación, las poblaciones de enemigos naturales locales se fortalecen mediante el manejo de su hábitat, ya que esta es una estrategia que promueve la biodiversidad y consigue regular las plagas agrícolas, a través de la implementación de infraestructuras ecológicas, que corresponden a especies vegetales que interactúan con los enemigos naturales locales. Los hábitats más heterogéneos favorecerán tanto la abundancia como una mayor diversidad de enemigos naturales.

Los parasitoides atacan a las plagas en diferentes etapas de su desarrollo (Figura 3.9). Es relevante determinar la asociación entre agentes de control biológico y etapas específicas de las plagas para mejorar las estrategias de control biológico. Más de 90

especies han sido reportadas para el control biológico de *P. xylostella* y solo en Brasilia (Brasil) se hallaron siete especies diferentes en cultivos de repollo. En Argentina se mencionan himenópteros de las familias Ichmeumonidae, Braconidae, Eulophidae y Chalcididae, pero no se han identificado otras especies que pueden ser importantes en el control biológico, tales como los parasitoides de huevos.

Una amplia gama de enemigos naturales, incluyendo virus, hongos entomopatógenos, bacterias, artrópodos depredadores y parasitoides, se asocian a los diferentes estadios de desarrollo de *P. xylostella*. En el mundo hay relatos de 130 especies de parasitoides asociados a diferentes estadios de desarrollo de *P. xylostella* sin embargo, no todos son eficaces en la reducción poblacional de la plaga.

Por otra parte, los artrópodos depredadores constituyen uno de los grupos más importantes de enemigos naturales de plagas agrícolas, y pertenecen principalmente a las clases Insecta y Arachnida. La mayoría de los depredadores se alimentan de un gran número de insectos plaga durante su desarrollo, pero algunos resultan más eficaces que otros en el momento de controlar a las plagas. Muchas especies son depredadores tanto en el estado larval como en el adulto, aunque no necesariamente cacen el mismo tipo de presa (Figura 3.9). Otros son depredadores sólo en estado larval, mientras que como adultos se alimentan de néctar, mielecilla, etc. Algunos proveen presas para sus larvas y ponen sus huevos entre ellas, ya que en ciertas ocasiones éstas son incapaces de encontrar las presas por sí mismas.

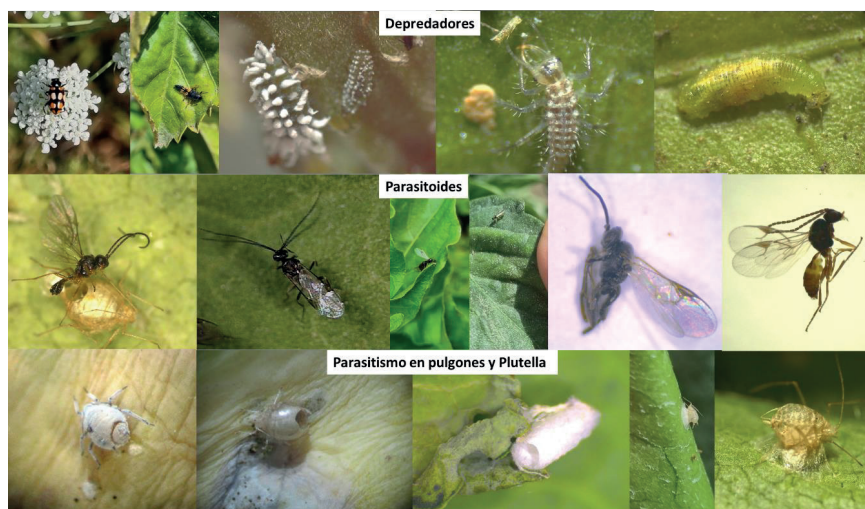


Figura 3.9. Depredadores y parasitoides de *Plutella* y pulgones.

A continuación, se detalla en Cuadros 3.1 y 3.2 depredadores y parasitoides de pulgones y *Plutella*.

Cuadro 3.1. Depredadores de *B. brassicae*, *M. persicae*.

Orden	Familia	Nombre común	Plaga
Coleoptera	Coccinellidae	Chinitas	Pulgones
	Carabidae	Carabidos	Pulgones
Hemiptera	Anthocoridae	Chinches	Pulgones
	Nabidae	Chinches	Pulgones
	Reduviidae	Chinches	Pulgones
Diptera	Syrphidae	Moscas de las flores	Pulgones
	Cecidomyiidae	Mosca de las agallas	Pulgones
Neuroptera	Chrysopidae	Crisopas	Pulgones
	Hemerobiidae	Crisopas pardas	Pulgones
Hymenoptera	Formicidae	Hormigas	Pulgones
	Mantidae	Mantis	Pulgones

Fuente: Diaz et al. 2020; Lietti et al. 2020.

Cuadro 3.2. Parasitoides *P. xylostella*, *B. brassicae*, *M. persicae*.

Orden	Familia	Nombre común	Plaga
Hymenoptera	Aphelinidae	Microavispa	Pulgones
	Aphididae	Microavispa	Pulgones
	Eulophidae	Microavispa	Polilla
	Braconidae	Microavispa	Polilla, pulgones
	Trichogrammatidae	Microavispa	Polilla
	Ichneumonidae	Microavispa	polilla
	Miridae	Tupiocoris	pulgones
Diptera	Syrphidae	Moscas de las flores	pulgones
	Cecidomyiidae	Mosca	pulgones
	Tachinidae	Mosca	Polilla

Fuente: Diaz et al. 2020; Lietti et al. 2020.

Literatura consultada

- Ahamada, K., Thapad, R., Regmi, R., Thapa, R., & Gautam, B. (2020). Efficacy and profitability of using different IPM (integrated pest management) measures for the control of cauliflower aphids (*Brevicoryne brassicae* Linn.) in different genotypes of cauliflower in Chitwan District, Nepal. Sustainability in Food and Agriculture (SFNA), 1(2), 80–87. <https://doi.org/10.26480/sfna.02.2020.80.87>.
- Álvarez-Álvarez, A., Feito, I., & Seco-Fernández, M. (2004). Dinámica de vuelo de los áfidos (Homoptera: Aphididae) plaga de la judía de Asturias (*Phaseolus vulgaris* L.) y su relación con las condiciones ambientales. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas, 30, 533–546.
- Bashir, M., Alvi, A., & Naz, H. (2014). Effectiveness of sticky traps in monitoring insects. Journal of Environmental and Agricultural Sciences, 1(5), 1–2. <https://www.researchgate.net/publication/265415028>.
- Blanco, S., Tello, V., Rioja, T., & Carevic, F. (2023). Uso de setos y bandas florales para el manejo de plagas agrícolas en el cultivo de *Solanum lycopersicum* L. para reducir el uso de plaguicidas. IDESIA (Chile), 41(2), 127–134.
- Collantes, R., & Pittí, J. (2021). La polilla del repollo *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) que afecta los cultivos de crucíferas en Tierras Altas, Chiriquí (Folleto No. 2). Proyecto de Alternativas Tecnológicas y Estrategias de Biocontrol aplicadas a los Sistemas Productivos Hortícolas de Tierras Altas, IDIAP.
- Curis, M., Bertolaccini, I., Lutz, A., & Favaro, J. (2019). Estado del MIP de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) en Argentina. Revista FAVE. Ciencias Agrarias, 18(2), 7–18.
- Daniel, C., Hommes, M., & Koller, M. (2016). Plant protection in organic production of Brassica vegetables and oilseed rape. IOBC-WPRS Bulletin, 118, 110–115.
- Dara, S. (2019). The new integrated pest management paradigm for the modern age. Journal of Integrated Pest Management, 10(1), 1–9. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmz010>.
- Díaz, B., La Rosa, F., & López, A. N. Maza. (2020). Depredadores. En L. Polack, R. Leucona & S. López (Eds.), Control biológico de plagas en horticultura. Experiencias argentinas de las últimas tres décadas (p. 561). INTA Ediciones.
- Divekar, P., Halder, J., Srivastava, K., & Sridhar, V. (2024). Emerging insect pests of vegetable crops under changing climate scenario. Vegetable Science, 51, 66–76. <https://doi.org/10.61180/vegsci.2024.v51.spl.07>.
- Dubrovsky, N., Ricci, M., Polack, L., & Marasas, M. (2017). Conservation biological control: Evaluation of natural enemies of *Brevicoryne brassicae* (Homoptera: Aphididae) in an agroecological management in the outdoor production of cabbage (*Brassica oleracea*) in the Horticultural Belt of La Plata, Buenos Aires, Argentina. Revista Facultad de Agronomía, 116(1), 141–154.

- Greco, N., & Rocca, M. (2020). Depredadores. En L. Polack, R. Leucona & S. López (Eds.), Control biológico de plagas en horticultura. Experiencias argentinas de las últimas tres décadas (p. 561). INTA Ediciones.
- Kogan, M. (1998). Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. *Annual Review of Entomology*, 43, 243–270. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.43.1.243>.
- Lietti, M., Grilli, M., Fernández, C., & Espinoza, G. (2020). *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae): Bioecología y control biológico. En L. Polack, R. Leucona & S. López (Eds.), Control biológico de plagas en horticultura. Experiencias argentinas de las últimas tres décadas (p. 561). INTA Ediciones.
- Mason, P. (2022). *Plutella xylostella* (diamondback moth). CABI Compendium. <https://doi.org/10.1079/cabicompendium.42318>.
- Morandin, L., Long, R., & Kremen, C. (2014). Hedgerows enhance beneficial insects on adjacent tomato fields in an intensive agricultural landscape. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 189, 164–170.
- Nicholls, C. (2008). Control biológico de insectos: Un enfoque agroecológico. Editorial Universidad de Antioquia.
- Pedigo, L., & Rice, M. (2014). *Entomology and pest management* (6th ed.). Waveland Press.
- Perera, S., & Trujillo, L. (2013). La polilla de la col. AgroCabildo. Cabildo de Tenerife.
- Peterson, R., Higley, L., & Pedigo, L. (2018). Whatever happened to IPM? *American Entomologist*, 64(3), 146–150. <https://doi.org/10.1093/ae/tmy049>.
- Philips, C., Fu, Z., Kuhar, T., Shelton, A., & Cordero, R. (2014). Natural history, ecology, and management of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae), with emphasis on the United States. *Journal of Integrated Pest Management*, 5(3), D1–D11. <https://doi.org/10.1603/IPM14012>.
- Prasad, Y., & Prabhakar, M. (2012). Pest monitoring and forecasting. En D. Abrol & U. Shankar (Eds.), *Integrated pest management: Principles and practice* (p. 513). Sher-e-Kashmir University of Agricultural Sciences and Technology.
- Salas, C., & Pastene, P. (2020). Mix florales y su contribución al control biológico. *Revista Red Agrícola*, (11), 94–98.
- Salas, C., & Quiroz, C. (2016). Manejo integrado de plagas. En C. Quiroz E., F. Luengo C., C. Salas F., P. Abarca R., P. Bermúdez O., P. Lobos L., G. Larraín S., P. Rodríguez A., F. Riquelme S., & S. Santelices S. (Eds.), *Manejo integrado de las plagas del nogal en la provincia de Choapa* (Boletín INIA N° 324). Instituto de Investigaciones Agropecuarias. <https://hdl.handle.net/20.500.14001/6523>.

- Shakeel, M., Farooq, M., Nasim, W., et al. (2017). Environment polluting conventional chemical control compared to an environmentally friendly IPM approach for control of diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.), in China: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 24, 14537–14550. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-8996-3>.
- Sharma, M., & Mal, D. (2022). Preparation of yellow sticky trap and its benefits. *Indian Farmer*, 9(10), 455–457.
- Smith, H., & Liburd, O. (2012). Intercropping, crop diversity and pest management: ENY862 IN922, 2 2012. EDIS, 3. <https://doi.org/10.32473/edis-in922-2012>.
- Vitta, N., & Aguilar, V. (2020). Uso de trampas amarillas: opción ecológica para el control de insectos en cultivos hortícolas [Ficha técnica]. INIA La Platina, (Nº 44). <https://hdl.handle.net/20.500.14001/66933>.

Capítulo 4

Mecanismos de acción de hongos entomopatógenos y *Bacillus* sobre plagas de brásicas

Fabiola Altimira Passalacqua

Bioquímica, Dra.

fabiola.altimira@inia.cl

Microorganismos entomopatógenos

Los hongos y bacterias entomopatógenos son microorganismos que controlan de forma natural las poblaciones de insectos y otros artrópodos. Esta capacidad ha conllevado a que sean propagados, formulados y comercializados a nivel industrial para su uso como bioplaguicidas.

Los géneros de hongos entomopatógenos mayormente estudiados y disponibles en el mercado pertenecen a los géneros *Metarhizium* y *Beauveria*. Estos géneros tienen un rango de huéspedes relativamente amplio y son fáciles de producir a gran escala. Mientras que los bioplaguicidas en base a la especie bacteriana *Bacillus thuringiensis* son los más utilizados en el mundo, gracias a su toxicidad y especificidad hacia una amplia gama de plagas de insectos. Cabe señalar que los microorganismos entomopatógenos generan un menor impacto en el medio ambiente que los plaguicidas de síntesis química y son inocuos para los seres humanos.

A continuación, se presenta una concisa revisión del mecanismo de acción insecticida de los hongos y bacterias entomopatógenos.

Hongos entomopatógenos

Los hongos entomopatógenos (HEP) desempeñan un papel importante como agentes de control natural de insectos y otros. Para llevar a cabo esta acción, los HEPs penetran directamente en la cutícula del artrópodo, desarrollando un mecanismo de invasión finamente regulado para impedir que el huésped genere una respuesta inmune, que conlleve una melanización y/o esclerotización sistémica que impida la diseminación y esporulación del hongo desde el cadáver. Las etapas del mecanismo de acción de los HEPs se describen a continuación:

a. Adhesión

El proceso de infección comienza con la adhesión de las esporas del HEP a la cutícula del huésped. En el caso de los insectos, la cutícula está constituida por quitina, agua, proteínas, esclerotina (proteínas unidas a ortoquinonas), catecol, polifenoles, ácidos grasos, lípidos y, ocasionalmente, metal y minerales. Este tejido funciona como una armadura corporal, siendo la primera barrera que deben enfrentar los hongos para lograr la colonización. Por su parte, los HEPs presentan en su superficie proteínas hidrofóbicas denominadas hidrofobinas y adhesinas que participan en la adhesión a la cutícula del insecto (Figura 4.1 A).

b. Germinación

Subsecuentemente, la spora germina; para ello presenta enzimas adosadas a su pared celular. Estas enzimas pueden degradar la superficie del huésped y liberar nutrientes que estimulan su germinación. Adicionalmente, la degradación de lípidos en la cutícula incrementa la hidrofobicidad y la adherencia de la spora que está en proceso de germinación. La germinación rápida es un atributo de cepas virulentas; facilita la infección mientras las condiciones climáticas tales como humedad y temperatura sean favorables. La temperatura promedio óptima para el crecimiento y germinación de los HEPs es entre 20 y 30 °C.

c. Penetración

Una vez que germina la spora, se forma una protuberancia rígida denominada apresorio (Figura 4.1 B). Su función es ejercer presión sobre la superficie de la cutícula del insecto, para generar la ruptura mecánica de la matriz. Adicionalmente, los HEPs secretan enzimas líticas tales como proteasas, lipasas y quitinasas, cuya función principal es la lisis de los componentes de la cutícula del insecto, facilitando la penetración del apresorio hacia el interior de los artrópodos. Las lipasas secretadas por los HEPs degradan una mezcla heterogénea de lípidos, alquenos de cadena larga, ésteres y ácidos grasos que componen la epicutícula (capa externa de la cutícula). A su vez degradan las lipoproteínas, grasas y ceras. Complementariamente, las proteasas degradan las proteínas de la cutícula y las proteínas antifúngicas. Una de las primeras proteasas descritas es la subtilisina Pr1 tipo serin proteasa (endoproteasa), que degrada proteínas de la cutícula del insecto y modifica su superficie, facilitando la adhesión de las esporas. Las proteasas trabajan en conjunto con las quitinasas en la digestión de la cutícula para permitir que el hongo acceda al hemocele (sistema circulatorio del insecto), rico en nutrientes, y emerja para la esporulación externa. Luego de la penetración de la cutícula, los HEPs secretan fosfolipasas que hidrolizan los enlaces fosfodiéster de los fosfolípidos de las membranas celulares de los insectos, permitiendo que el hongo ingrese al hemocele y colonice la hemolinfa (sangre del insecto).

d. Colonización

Una vez que el HEP invade el hemocele, se multiplica como blastospora. Este tipo de estructura celular posee una delgada pared celular (Figura 4.1 C). Presenta una forma similar a las levaduras y ofrece una gran relación superficie/volumen para la absorción de nutrientes de la hemolinfa. Esta estructura fúngica coloniza rápidamente el hemocele, donde se encuentra con las defensas celulares y humorales del huésped y presión osmótica elevada (300 a 500 mOsmol/l). En el hemocele, las blastosporas secretan la enzima trehalasa ácida (ATM1) que hidroliza la trehalosa (principal carbohidrato de la hemolinfa) para su nutrición. Ante la invasión de los HEPs, los insectos presentan un sistema inmune que reconoce a las blastosporas para facilitar la eliminación del microbio mediante fagocitosis. Adicionalmente, las células de los insectos pueden producir una amplia gama de defensas humorales para resistir la infección por hongos. Esto incluye la producción de lectinas, inhibidores de proteasas, fenoloxidasa, péptidos antimicrobianos y radicales reactivos de oxígeno y nitrógeno. Concomitantemente, los HEPs han desarrollado estrategias para minimizar el impacto de las defensas inmunes del huésped, que incluyen la represión de las proteasas que activan la fenoloxidasa, eliminación de los carbohidratos de la superficie inmunogénica que son reconocidos por el sistema inmune del insecto, secreción de inmunomoduladores y tolerancia a péptidos antimicrobianos secretados por el insecto. *M. anisopliae* produce una proteína de evasión inmune similar al colágeno, denominada MCL1. La interrupción de MCL1 aumenta el ataque de las blastosporas por parte de los hemocitos (células del sistema inmune del insecto) y reduce la virulencia. La función de MCL1 es actuar como una “capa” protectora antiadhesiva que enmascara los componentes antigénicos de la pared celular (β -glucanos) que son reconocidos por el sistema inmune del insecto. Adicionalmente, los HEPs secretan abundantes compuestos orgánicos de menor masa molecular llamados metabolitos secundarios (Figura 4.1 C). Estos son necesarios tanto para suprimir el sistema de defensa del insecto como para impedir que los microorganismos oportunistas se propaguen. La producción de compuestos con funciones duales o múltiples asegura la colonización eficiente del huésped.

e. Emergencia y esporulación del HEP

Cuando el insecto ha muerto y los nutrientes en el hemocele se agotan, el hongo debe crecer fuera del insecto para producir y dispersar sus esporas. Las blastosporas que aún circulan en el hemocele se diferencian a la estructura de hifas, las cuales emergen hacia el exterior del insecto para la posterior esporulación en la superficie del huésped (Figura 4.1 D). Esto último ocurre cuando el HEP presenta las condiciones ambientales adecuadas para esporular.

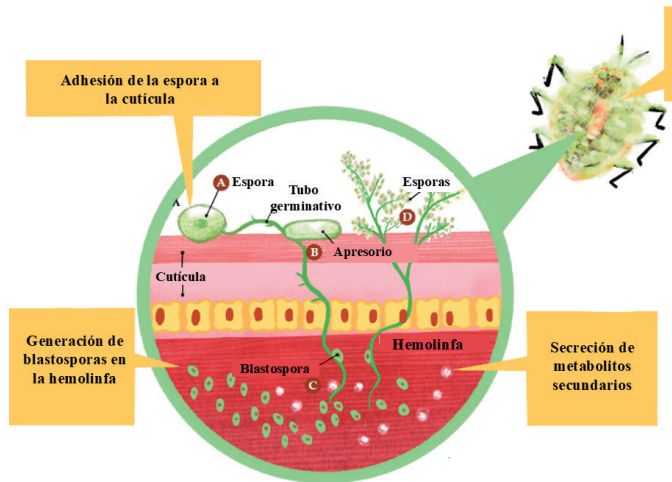


Figura 4.1. Ilustración del mecanismo de acción insecticida de los hongos entomopatógenos. Se ilustran las etapas de la infección por HEP: adhesión (A), penetración (B), colonización (C) y emergencia (D).

Las desventajas que presentan los HEPs como biocontroladores son:

- Sensibilidad a la variación de las condiciones climáticas como temperaturas extremas, desecación y luz ultravioleta. Estas limitantes están siendo contrarrestadas mediante el uso de aditivos en la formulación (protectores solares, aceites y antidesecantes).
- Requieren de condiciones de almacenamiento más exigentes que las moléculas inorgánicas, para evitar que pierdan su patogenicidad.
- En general, los insecticidas biológicos no matan instantáneamente. Alcanzan buenos niveles de control entre una y tres semanas después de la aplicación, dependiendo de la plaga y del ambiente. Sin embargo, el insecto deja de ser plaga al ser parasitado por el hongo, deja de alimentarse mucho antes de morir, disminuyendo el daño.

Las principales ventajas de los HEPs como biocontroladores son:

- Presentan un mecanismo de acción multivariado para ejercer su rol entomopatógeno, secretando un cóctel de enzimas y metabolitos secundarios.
- Si el HEP encuentra las condiciones adecuadas para introducirse y colonizar un ecosistema, se reproduce y renueva en forma continua, es decir, se vuelve persistente, haciendo innecesarias nuevas aplicaciones.
- No afectan al hombre u otros animales superiores.

Bacillus thuringiensis

Bacillus thuringiensis (*Bt*) es el biopesticida microbiano más utilizado en la agricultura, la silvicultura y el control de mosquitos. *Bt* fue descubierto por primera vez en Japón en 1901 por Shigetane Ishiwata; sin embargo, fue plenamente identificado y denominado como *Bacillus thuringiensis* por el bacteriólogo alemán Ernst Berliner en el año 1915. Actualmente, el *Bt* se utiliza común y ampliamente como biopesticida seguro para el medio ambiente y la salud humana y específico para el huésped (plaga de interés).

Mecanismo de acción insecticida de *Bacillus thuringiensis*

Los insecticidas a base de *Bt* se han utilizado durante décadas para controlar una amplia gama de plagas de insectos, principalmente lepidópteros (por ejemplo, larvas), dípteros (por ejemplo, mosquitos y moscas negras) y coleópteros (por ejemplo, larvas de escarabajos). *Bt* se caracteriza por la producción, durante la esporulación, de endotoxinas, conocidas como proteínas Cry (Figura 4.2). No obstante, estas proteínas insecticidas se producen como protoxinas que son activadas en el intestino de las larvas. Tras la ingestión de *Bt*, la acción de proteasas y las condiciones alcalinas del intestino medio del insecto provocan la solubilización de los cristales, convirtiéndolos en fragmentos tóxicos (Figura 4.3). Estas proteínas tóxicas se unen a receptores (glicoproteínas o glicolípidos) ubicados en las células epiteliales del intestino medio del insecto. Tras la unión, la toxina cambia su conformación, lo que le permite insertarse en la membrana celular y formar un canal selectivo de cationes (Figura 4.3). Cuando se forman suficientes canales de este tipo, varios cationes entran en la célula. Esto provoca un desequilibrio osmótico dentro de la célula, lo que resulta en la pérdida de la integridad del epitelio del intestino medio. Esto permite que los jugos intestinales alcalinos y las bacterias atraviesen la membrana basal del intestino medio, matando al insecto (Figura 4.3).

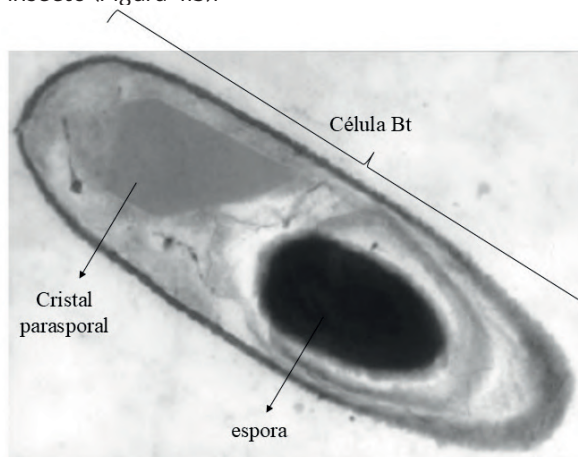


Figura 4.2. Micrografía electrónica de transmisión de una sección longitudinal de *Bt*. Se observa la espora (estructura ovoide negra) y el cristal parasporal (proteína Cry) con propiedades insecticidas (inclusión bipiramidal) (Adaptado de Sanchis y Bourguet, 2008).

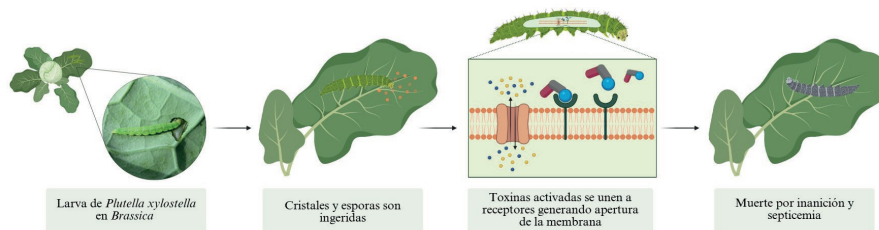


Figura 4.3. Actividad insecticida de *Bacillus thuringiensis* sobre una larva de Lepidoptera. Se indican con las flechas la secuencialidad de la acción de *B. thuringiensis* y su toxina Cry.

Los principales desafíos de los *Bt* como biocontroladores son:

Desde la entrada en el mercado de los productos *Bt*, estos se han enfrentado a diversos desafíos. Algunos de estos se mencionan a continuación:

- Distribución uniforme en todas las partes de la planta.
- Resistencia a la luz ultravioleta.
- Realización de prácticas de monitoreo de la plaga, debido a que las larvas o ninfas de estadios iniciales son más susceptibles a *Bt* que las larvas de los últimos estadios de desarrollo. Por lo tanto, es clave monitorear el ciclo de la plaga en terreno.

Las ventajas que presentan los *Bt* como biocontroladores:

- Los *Bt* son fáciles de producir en gran escala.
- Presentan alta especificidad.
- Son los agentes de biocontrol más utilizados en el mundo.
- Sus formulaciones se han aplicado a lo largo de los años a múltiples cultivos para protegerlos, con notable éxito, contra un gran número de plagas de insectos.

Actualmente, los bioplaguicidas que se comercializan mundialmente a base de *Bt* son Costar®, Dipel®, Javelin®, Thuricide® y Bactospeine®. Estos se utilizan para controlar diversas plagas pertenecientes al orden de las Lepidópteras (por ejemplo, polillas). La subespecie *Bt israelensis*, disponible comercialmente bajo los nombres comerciales VectoBac®, Teknar® y Bactimos®, también es particularmente importante debido a su amplio uso para controlar insectos dípteros (por ejemplo, moscas y mosquitos), vectores de enfermedades tropicales como la malaria, el dengue, el virus del Nilo, el virus del Zika y el virus del Chikungunya.

Formulaciones comerciales de microorganismos entomopatógenos para el control de plagas que afectan a las brásicas

Por décadas, el microorganismo biocontrolador más empleado para el control de *P. xylostella* ha sido *B. thuringiensis* var. *kurstaki*. Este microorganismo junto con su endotoxina se ha utilizado en productos comerciales como aerosol foliar, imitando a los insecticidas convencionales (Cuadro 4.1). Por otra parte, los hongos entomopatógenos (HEP) pertenecientes a las especies *Beauveria bassiana* (Bassi), *Metarhizium anisopliae* (Mechinikov), *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize), *Lecanicinium lecani* son los agentes microbianos de bioplaguicidas comerciales en base a HEPs para el control de lepidópteros de la familia Plutellidae, chinches y áfidos (Cuadro 4.2). Cabe destacar que los HEP presentan un mecanismo de control constituido por una batería de enzimas hidrolíticas y metabolitos secundarios que le permiten penetrar y colonizar los insectos de diferentes órdenes y estados de desarrollo. La versatilidad de su mecanismo de acción dificulta la generación de resistencia por parte de los insectos. Por otra parte, tanto los HEP como los Bt son más fáciles de producir a gran escala en comparación con los enemigos naturales y los nematodos entomopatógenos.

Cuadro 4.1. Productos comerciales formulados con base en *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* (Btk) para el control de plagas de brásicas.

Producto registrado	País de registro del Producto	Plaga blanco
Costar®	Chile	<i>P. xylostella</i>
Dipel®	Estados Unidos, México, Brasil, Colombia, España, Chile, más de 60 países en total	<i>P. xylostella</i>
Javelin®	Chile	<i>P. xylostella</i>
Bactospeine®	México	<i>P. xylostella</i>

Cuadro 4.2. Productos comerciales basados en HEP para el control de plagas de brásicas.

Producto registrado	País de registro del Producto	Plaga blanco
Bio-power	INDIA	Plaga de la familia Plutellidae
BotaniGard ES	EE. UU.	Chinche y áfidos
Mycotrol-ESO	EE. UU.	Chinche y áfidos
Botanidgard	EE. UU.	Chinche y áfidos
Naturalis	EE. UU. y España	Áfidos
Vertalec	Finlandia, Suiza, Reino Unido, Japón y Brasil	Áfidos
Bio-Catch	India	Áfidos
Verti-Sin	México	Áfidos
Micosplag	Colombia, Ecuador, Chile, Perú y Panamá	Chinche

*En el caso de Chile, Micosplag está registrado en el SAG como un producto nematocida.

A pesar de que los microorganismos entomopatógenos son prometedores plaguicidas biológicos, no son ampliamente utilizados para el control de plagas. Una de las principales barreras para su adopción es la falta de información acerca de su eficacia y compatibilidad con los pesticidas de síntesis química. Es por esto que en el presente proyecto se diseñó una estrategia de manejo integrado de plagas para el cultivo de brásicas. Esta estrategia utiliza como herramienta clave los bioplaguicidas (Capítulo 5), conllevando a un menor impacto en el ecosistema y en la resistencia de las plagas por el uso persistente de insecticidas de síntesis química.

Literatura consultada

- Azizoglu, U., Salehi Jouzani, G., Sansinenea, E., et al. (2023). Biotechnological advances in *Bacillus thuringiensis* and its toxins: Recent updates. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*, 22, 319–348. <https://doi.org/10.1007/s11157-023-09652-5>.
- Bravo, A., Likitvivatanavong, S., Gill, S. S., & Soberon, M. (2011). *Bacillus thuringiensis*: A story of a successful bioinsecticide. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 41(7), 423–431. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2011.02.006>.
- Butt, T. M., Coates, C. J., Dubovskiy, I. M., & Ratcliffe, N. A. (2016). Entomopathogenic fungi: New insights into host–pathogen interactions. In *Advances in Genetics* (Vol. 94, pp. 307–364). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/bs.adgen.2016.01.006>.
- Cañedo, V., & Ames, T. (2004). *Manual de laboratorio para el manejo de hongos entomopatógenos*. Centro Internacional de la Papa (CIP).
- Derua, Y. A., Kahindi, S. C., Moshia, F. W., Kweka, E. J., Atieli, H. E., Wang, X., Zhou, G., Lee, M. C., Githeko, A. K., & Yan, G. (2018). Microbial larvicides for mosquito control: Impact of long lasting formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* on non-target organisms in western Kenya highlands. *Ecology and Evolution*, 8(13), 7563–7573. <https://doi.org/10.1002/ece3.4250>.
- do Nascimento, J., Goncalves, K. C., Dias, N. P., de Oliveira, J. L., Bravo, A., & Polanczyk, R. A. (2022). Adoption of *Bacillus thuringiensis*-based biopesticides in agricultural systems and new approaches to improve their use in Brazil. *Biological Control*, 165, 104792. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104792>.
- Donatti, A. C., Furlaneto-Maia, L., Fungaro, M. H. P., & Furlaneto, M. C. (2008). Production and regulation of cuticle-degrading proteases from *Beauveria bassiana* in the presence of *Rhammatocerus schistocercoides* cuticle. *Current Microbiology*, 56(3), 256–260. <https://doi.org/10.1007/s00284-007-9074-z>.
- Jiang, H., Vilcinskas, A., & Kanost, M. R. (2010). Immunity in lepidopteran insects. In N. S. Beckage (Ed.), *Invertebrate immunity* (pp. 181–204). Springer.
- Kumar, P., Kamle, M., Borah, R., Mahato, D. P., & Sharma, B. (2021). *Bacillus thuringiensis* as microbial biopesticide: Uses and application for sustainable agriculture. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 31, 95. <https://doi.org/10.1186/s41938-021-00440-3>.
- Litwin, A., Nowak, M., & Różalska, S. (2020). Entomopathogenic fungi: Unconventional applications. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*, 19, 23–42. <https://doi.org/10.1007/s11157-020-09528-1>.

- Ortiz, A., & Sansinenea, E. (2021). Recent advancements for microorganisms and their natural compounds useful in agriculture. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 105, 891–897. <https://doi.org/10.1007/s00253-020-11049-4>.
- Ortiz-Urquiza, A., & Keyhani, N. O. (2013). Action on the surface: Entomopathogenic fungi versus the insect cuticle. *Insects*, 4(3), 357–374. <https://doi.org/10.3390/insects4030357>.
- Pedrini, N., Rosana, C., & Juarez, M. P. (2007). Biochemistry of insect epicuticle degradation by entomopathogenic fungi. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 146(1-2), 124–137. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2006.09.008>.
- Pedrini, N., Zhang, S., Juarez, M. P., & Keyhani, N. O. (2010). Molecular characterization and expression analysis of a suite of cytochrome P450 enzymes implicated in insect hydrocarbon degradation in the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. *Microbiology*, 156(8), 2549–2557. <https://doi.org/10.1099/mic.0.037325-0>.
- Ramirez, J. L., Dunlap, C. A., Muturi, E. J., Barletta, A. B. F., & Rooney, A. P. (2018). Entomopathogenic fungal infection leads to temporospatial modulation of the mosquito immune system. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 12(4), e0006433. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006433>.
- Sanchis, V. (2011). From microbial sprays to insect-resistant transgenic plants: History of the biopesticide *Bacillus thuringiensis*. *Agronomy for Sustainable Development*, 31(1), 217–231. <https://doi.org/10.1051/agro/2010027>.
- Sanchis, V. (2012). Genetic improvement of Bt strains and development of novel biopesticides. In E. Sansinenea (Ed.), *Bacillus thuringiensis* biotechnology (pp. 247–263). Springer. https://doi.org/10.1007/978-94-007-3021-2_12.
- Sanchis, V., & Bourguet, D. (2008). *Bacillus thuringiensis*: Applications in agriculture and insect resistance management. *Agronomy for Sustainable Development*, 28(1), 11–20. <https://doi.org/10.1051/agro:2007059>.
- Sansinenea, E. (2019). Applications and patents of *Bacillus* spp. in agriculture. In H. B. Singh, C. Keswani, & S. P. Singh (Eds.), *Intellectual property issues in microbiology* (pp. 133–146). Springer. https://doi.org/10.1007/978-981-13-7466-1_8.
- Santi, L., Beys da Silva, W. O., Berger, M., Guimarães, J. A., Schrank, A., & Vainstein, M. H. (2010). Conidial surface proteins of *Metarhizium anisopliae*: Source of activities related with toxic effects, host penetration and pathogenesis. *Toxicon*, 55(5), 874–880. <https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2009.12.010>.

- Shah, F. A., Wang, C. S., & Butt, T. M. (2005). Nutrition influences growth and virulence of the insect-pathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *FEMS Microbiology Letters*, 251(2), 259-266. <https://doi.org/10.1016/j.femsle.2005.08.034>.
- Small, C. L., & Bidochka, M. J. (2005). Up-regulation of Pr1, a subtilisin-like protease, during conidiation in the insect pathogen *Metarhizium anisopliae*. *Mycological Research*, 109(3), 307-313. <https://doi.org/10.1017/S0953756204002005>.
- Vincent, J., & Wegst, U. (2004). Design and mechanical properties of insect cuticle. *Arthropod Structure & Development*, 33(3), 187-199. <https://doi.org/10.1016/j.asd.2004.05.006>.
- Wang, C., & St. Leger, R. J. (2007). The *Metarhizium anisopliae* perilipin homolog MPL1 regulates lipid metabolism, appressorial turgor pressure, and virulence. *Journal of Biological Chemistry*, 282(29), 21110-21115. <https://doi.org/10.1074/jbc.M701732200>.
- Wang, C., & St. Leger, R. J. (2007). The MAD1 adhesin of *Metarhizium anisopliae* links adhesion with blastospore production and virulence to insects, and the MAD2 adhesin enables attachment to plants. *Eukaryotic Cell*, 6(5), 808-816. <https://doi.org/10.1128/EC.00024-07>
- Zhang, S., Xia, Y. X., Kim, B., & Keyhani, N. O. (2011). Two hydrophobins are involved in fungal spore coat rodlet layer assembly and each play distinct roles in surface interactions, development, and pathogenesis in the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. *Molecular Microbiology*, 80(3), 811-826. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2958.2011.07609.x>.

Capítulo 5

Resultados de eficacia de bioplaguicida y Manejo Integrado de Plagas de repollo en campo

Barbara Araya Vega

Ing. Agrónoma
barbara.araya@inia.cl

Marco López Menares

Técnico Agrícola
m.lopezmenares@gmail.com

Ignacia Rivera Flores

Lic. Cs. Agropecuarias
ignacia.rivera.1@ug.uchile.cl

Ignacia Rosales Moya

Lic. Cs. Agropecuarias
ignacia.rosales@ug.uchile.cl

Fabiola Altimira Passalacqua

Bioquímica, Dra.
fabiola.altimira@inia.cl

Eduardo Tapia Rodríguez

Ing. en Biotecnología, Dr.
etapia@inia.cl

El control de plagas es uno de los retos más relevantes para el desarrollo de una agricultura sostenible. Sin embargo, este reto se ha enfrentado principalmente mediante el empleo de plaguicidas de síntesis química, cuya aplicación indiscriminada ha generado problemas ambientales y toxicológicos, como la pérdida de biodiversidad, el brote de plagas secundarias, la resistencia a los insecticidas y riesgos para la salud humana. En consecuencia, se han desarrollado normativas más restrictivas para frenar el uso exacerbado de plaguicidas, tales como la prohibición de moléculas de alta toxicidad y el establecimiento de niveles máximos de residuos permitidos en los alimentos. Bajo este escenario, la ciencia agrícola tiene el desafío de desarrollar bioplaguicidas con eficacia y tiempos de respuesta similares a los encontrados en los plaguicidas sintéticos. No obstante, los bioplaguicidas, tales como los hongos entomopatógenos (HEPs), presentan una eficacia que depende de factores medioambientales, de la plaga objetivo y del cultivo. Adicionalmente, su actividad controladora se basa en procesos biológicos que constan de etapas que conllevan a que el insecto cambie su comportamiento, incluyendo la alimentación y reproducción hasta terminar en su muerte.

Para sortear el desafío que implica la generación de un bioplaguicida que posea alta eficacia y tiempos de respuesta acordes con los requerimientos productivos de un cultivo, es indispensable contar con una batería de aislados para realizar una selección de las cepas más virulentas contra la plaga objetivo en las condiciones ambientales en

que esta se desarrolla. Adicionalmente, la propagación y la formulación juegan un rol primordial para obtener una buena cantidad de inóculo junto con coadyuvantes que contribuyan al HEP a adaptarse a las condiciones medioambientales (por ejemplo, radiación UV, baja humedad) en donde se aplicará. Finalmente, la incorporación de esta herramienta de control como una de las estrategias dentro de un manejo integrado de plagas (MIP) contribuye al éxito en el rendimiento del cultivo de interés.

En este trabajo se presentan los resultados para evaluaciones en invernadero y campo del efecto de los tratamientos de HEPs en el control de las principales plagas que afectan a las brásicas en Chile: la polilla del dorso de diamante negro (*Plutella xylostella*), el pulgón de las coles (*Brevicoryne brassicae*) y el pulgón verde del duraznero (*Myzus persicae*). Los ensayos en invernadero permitieron seleccionar a dos cepas de HEPs, *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184 y *Metarhizium robertsii* RGM 678, formuladas en formato polvo mojable (WP) y/o polvos secos (GP), para su evaluación en condiciones de campo. Los ensayos de eficacia de los formulados de HEPs en invernadero y campo incluyeron un tratamiento de referencia (control químico), uno de polvo seco (tierra de diatomea) y un tratamiento testigo (sin aplicación). El control químico correspondió a un producto comercial constituido por un neonicotinoide, Acetamiprid al 8 % p/v y un regulador de crecimiento, Novaluron al 10 % p/v, cuya combinación es comúnmente utilizada por los agricultores debido a su eficacia y bajo costo. Cabe señalar que, para llevar a cabo los ensayos de invernadero y campo, fue necesario montar crianzas de las plagas para contar con un grado de infestación idóneo que permitiera medir la eficacia de los tratamientos (aplicación de formulaciones de HEPs y/o insecticidas químicos) sobre las plagas de interés.

Cabe mencionar que los prototipos de los productos (formulaciones de HEPs) generados en INIA fueron desarrollados y clasificados según las Resoluciones Exentas N° 9074 y N° 5392 del SAG, respectivamente. Además, fueron evaluados según las directrices de la Resolución Exenta N° 923 del SAG.

Materiales y métodos

A continuación, se detalla de forma simplificada los materiales y la metodología empleada en los ensayos de eficacia de los HEPs sobre las plagas *P. xylostella*, *M. persicae* y *B. brassicae* en condiciones de campo.

Material biológico utilizado en los ensayos

Hongos entomopatógenos

Las cepas de hongos entomopatógenos utilizadas en este trabajo, *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184 y *Metarhizium roberstsi* RGM 678, son aislados nativos chilenos que fueron proporcionados por la Colección Chilena de Recursos Genéticos Microbianos (CChRGM, Chillán, Chile). Para su uso en los ensayos, estas cepas se cultivaron en biorreactores y se formularon siguiendo la metodología de la patente CL2018002396A1.

Crianzas de insectos plagas

Se estableció la crianza de los insectos plagas, *P. xylostella*, *M. persicae* y *B. brassicae*. La crianza de *P. xylostella* se mantuvo en cámaras bioclimáticas en condiciones controladas de 26 °C de temperatura, 50-60 % de humedad relativa (HR) y fotoperiodo de 16 h de luz y 8 h de oscuridad (Figura 5.1 A). Se depositaron 100 pupas de *P. xylostella* en frascos con papel aluminio para facilitar la oviposición de los individuos adultos que emerjan de las pupas (Figura 5.1 B). Además, se les adicionó algodón húmedo como fuente de agua y humedad. Las larvas que emergieron se depositaron en cajas con hojas de repollo que se monitorearon frecuentemente para mantener los individuos de cada estadio separados y con suficiente alimentación (Figura 5.1 A). Por otra parte, los áfidos *M. persicae* y *B. brassicae* se mantuvieron en 10 plantas de repollos dispuestas en carpas entomológicas dentro de un invernadero (Figura 5.1 C-E) a 25 °C + 5 °C y 40-50 % HR. Cada 5 o 7 días se realizó recambio de las plantas dependiendo de su tamaño para la alimentación permanente de la crianza de los áfidos.

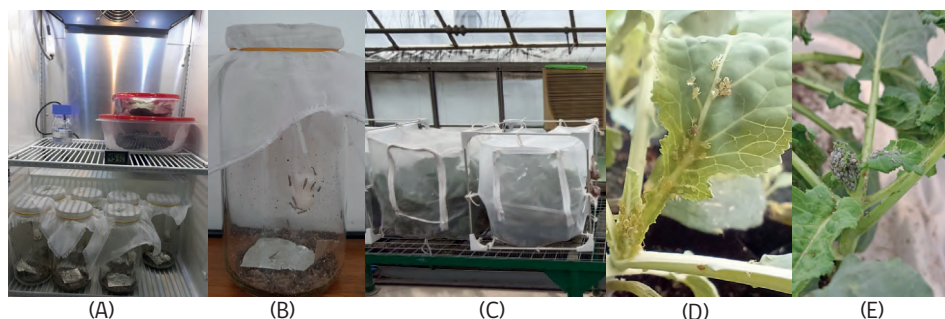


Figura 5.1. Crianzas de insectos plagas. (A) Cámara bioclimática de crianza de *P. xylostella*. (B) Frascos de crianza de *P. xylostella*. (C) Crianza de pulgones confinada en carpas entomológicas establecidas en invernadero. (D) Colonia de *M. persicae*. (E) Colonia de *B. brassicae*.

Ensayo de evaluación de la eficacia de los HEPs en condiciones de campo

El ensayo experimental se estableció en el Centro Regional INIA La Platina y se dividió en 24 parcelas de 4 x 1 m². En cada una de ellas se plantaron 33 plántulas de repollo en un marco de plantación 36 cm sobre hilera x 30 cm entre hilera. En cuanto al riego, se realizó por goteo con 2 riegos de 20 minutos al día con un caudal de 2,5 L/h. La fertilización fue de manera semanal, iniciando con ultrasol inicial durante el primer mes de establecimiento para continuar con ultrasol el resto del ciclo productivo. Además, semana por medio se realizaron aplicaciones de *Trichoderma* spp. (dosis 1 g/L para un mojamiento de 25 L). La aplicación de fertilizantes y bioestimulantes se realizó con Venturi a través del riego.

Las plantas se trasplantaron al campo cuando presentaron 4 hojas verdaderas en la temporada de verano 2024–2025. Una vez que las plantas alcanzaron de 6 a 8 hojas verdaderas, se realizó el ensayo con un diseño experimental en bloques al azar constituidos por 33 plantas (unidades experimentales) que fueron tratadas con los tratamientos descritos en el Cuadro 5.1. Las plantas de cada tratamiento fueron previamente infestadas con 20 huevos de *P. xylostella* depositados en papel aluminio y sujetos con un alfiler (Figura 5.2). Adicionalmente, se realizaron infestaciones de áfidos ápteros, *M. persicae* y *B. brassicae* (sin diferenciar entre adultos y ninfas) simultáneamente. Para iniciar las aplicaciones de los tratamientos en los ensayos, se establecieron como umbrales un 5 % de huevo cabeza negra de *P. xylostella* y un mínimo de infestación de áfidos que correspondió a 50 individuos de *M. persicae* y *B. brassicae*, respectivamente, por unidad experimental. Las aplicaciones de los tratamientos en el caso de la determinación de eficacia fueron una vez por semana y para los tratamientos MIP fueron en base a monitoreo durante el transcurso de 2 meses.

Cuadro 5.1. Tratamientos del ensayo de eficacia de distintas formulaciones de HEP.

Tratamiento	Descripción*
T1	Testigo sin aplicar
T2	GP Control polvo seco (Tierra de diatomea (1 kg por parcela de 80 plantas)
T3	Control químico 350 cc/ha (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v)
T4	GP HEP <i>Metarhizium robertsii</i> RGM 678 **
T5	WP HEP <i>Metarhizium robertsii</i> RGM 678 **
T6	GP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184-a**
T7	WP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184-a**
T8	GP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184 -b**
T9	WP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184 -b**
T10	MIP1. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP <i>Metarhizium robertsii</i> RGM 678 y WP <i>Bacillus thuringiensis</i> var. <i>kurstaki</i> .
T11	MIP2. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP <i>Metarhizium robertsii</i> RGM 678 y WP <i>Bacillus thuringiensis</i>
T12	MIP3. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184-a y WP <i>Bacillus thuringiensis</i> var. <i>kurstaki</i> .
T13	MIP4. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP <i>Beauveria pseudobassiana</i> RGM 2184-a y WP <i>Bacillus thuringiensis</i> var. <i>kurstaki</i> .

*A todos los tratamientos se les aplicó 125 µL/L de Silwet® TX 100, según instrucciones del fabricante. **La dosis que se empleó fue de 30g/L(WP) o 30 g/kg(GP). -a, RGM 2188 formulado por INIA. -b, RGM 2184 formulado por Bionativa.

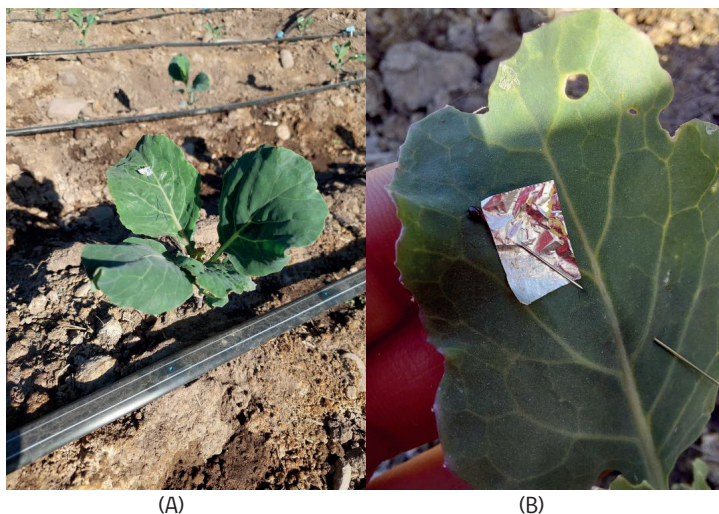


Figura 5.2. Infestación con huevos de *P. xylostella*. (A) Planta de repollo infestada. (B) Papel aluminio con huevo de *P. xylostella*.

Monitoreo de plagas y evaluaciones de daños de *P. xylostella*

El monitoreo se realizó 2 días después de cada aplicación. Para ello, se arrancaron 3 plantas para su revisión en cada evaluación, monitoreando 3 papeles aluminio con huevos de *P. xylostella* bajo lupa estereoscópica, registrando la cantidad de huevos amarillos, huevos cabeza negra, huevos muertos y huevos eclosados para determinar la viabilidad de la infestación. Además, se revisaron todas las hojas de las plantas, contabilizando larvas vivas y número de áfidos vivos, diferenciando entre especies. Adicionalmente, en cada evaluación se analizó la incidencia de daños en las plantas, categorizándolos en una escala de I al V (Figura 5.3), donde:

- I. Planta sana
- II. Hojas con galerías (daño por larvas estadio 1)
- III. Hojas con galerías y hojas con agujeros (daño por larvas estadio 2 en adelante)
- IV. Hojas con galerías, agujeros y con bordes dañados (pedazos de hojas comidos)
- V. Planta con un 30 % o más de su área foliar dañada

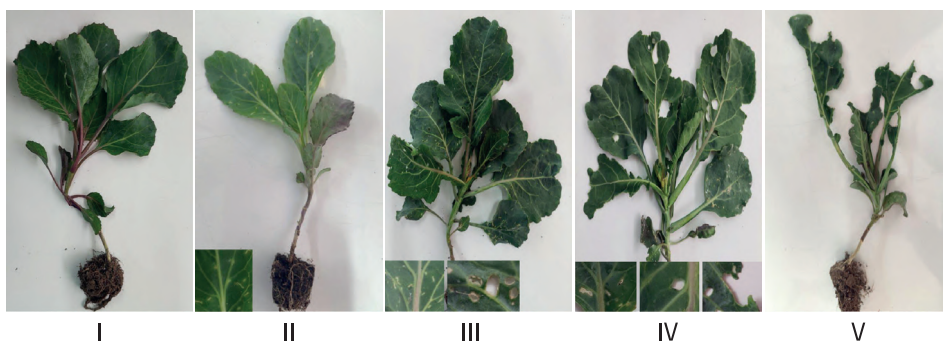


Figura 5.3. Escala grafica de daño por *P. xylostella*.

Análisis de datos

Los datos obtenidos de los monitoreos de las poblaciones de los insectos plagas pre y post aplicaciones de los tratamientos se registraron en planillas de datos de Excel. Las poblaciones fueron graficadas en conjunto con las eficacias normalizadas por la ecuación de mortalidad corregida de Henderson y Tilton (1955). Finalmente, los tratamientos fueron comparados a través de un modelo lineal generalizado usando el programa Statgraphics Centurion XVI (© 2025 Statgraphics Technologies, Inc.).

Resultados de ensayo de eficacia de HEP en sus distintas formulaciones

En la Figura 5.4 se presenta la dinámica de la población de *M. persicae* junto a la eficacia de cada tratamiento. Consistentemente con lo esperado, en la mayoría de los casos, el aumento de la eficacia de los tratamientos con HEP estuvo acompañado de una disminución del número de individuos de *M. persicae*. No obstante, en algunos puntos no fue posible determinar la eficacia debido a que las poblaciones en el tratamiento control disminuyeron, impidiendo el cálculo normalizado de eficacia. Cabe destacar que los tratamientos de las formulaciones de *B. bassiana* RGM 2184 y *M. robertsii* RGM 678 mantuvieron un número de individuos bajo de *M. persicae*, excepto en el tiempo 5 (t5), en donde se requerirá prolongar la vida útil de las formulaciones de T8 y T9 en campo. La dinámica poblacional de los *B. brassicae* en los tratamientos experimentales (tratados con formulaciones de HEP e insecticidas químicos, respectivamente) a lo largo del ensayo fue similar a lo observado en *M. persicae* (Figura 5.5). No obstante, el número de individuos presentes en los tratamientos fue mayor que el de *M. persicae*, probablemente debido a su hábito de proteger sus colonias refugiándose entre hojas hacia el ápice.

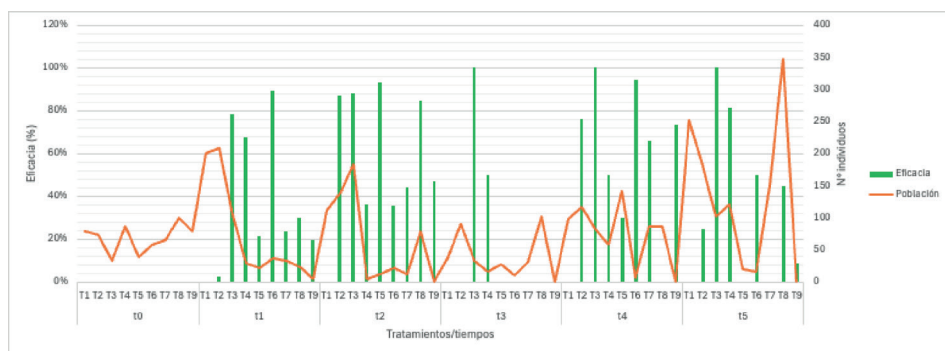


Figura 5.4. Monitoreo de poblaciones de *M. persicae* (naranja) y eficacia de los tratamientos (verde). T1: Testigo sin aplicar. T2: Control polvo seco (Tierra de diatomea). T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T4: GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T5: WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T6: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T7: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T8: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b. T9: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b.

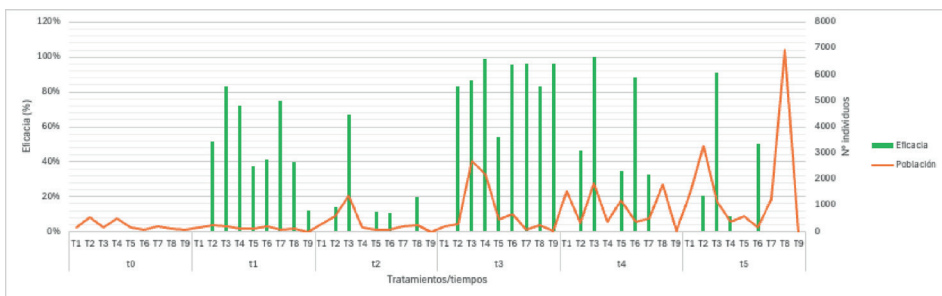


Figura 5.5. Monitoreo de poblaciones de *B. brassicae* (naranja) y eficacia de los tratamientos (verde). T1: Testigo sin aplicar. T2: Control polvo seco (Tierra de diatomea). T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T4: GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T5: WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T6: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T7: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T8: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b. T9: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b.

En el caso de *P. xylostella* (Figura 5.6), el número de individuos disminuyó en el transcurso del ensayo. Sin embargo, no fue posible determinar la eficacia debido a que las poblaciones en el tratamiento control disminuyeron a niveles similares a los tratamientos experimentales. Esto se pudo deber a factores como enemigos naturales o persistencia de los HEP en el ambiente. No obstante, el nivel de daño de las plantas fue entre III y IV debido al daño generado por las poblaciones iniciales de esta plaga por infestación natural (previo al inicio de la aplicación de los tratamientos).

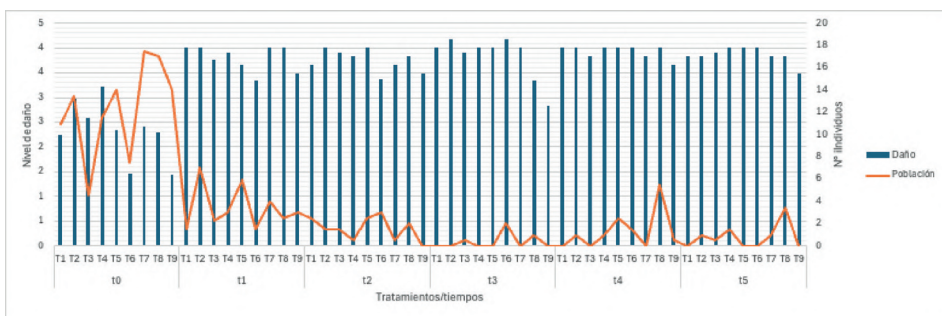


Figura 5.6. Monitoreo de poblaciones de *P. xylostella* (naranja) y daño según tratamientos (azul). T1: Testigo sin aplicar. T2: Control polvo seco (Tierra de diatomea). T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T4: GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T5: WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678. T6: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T7: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a. T8: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b. T9: WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-b.

De acuerdo con los análisis del modelo lineal generalizado de los tratamientos versus eficacia de los ensayos de HEPs en el tiempo, el grupo con diferencia estadística (LSD, p-valor: 0.05) para control de *M. persicae* fue T3: control químico junto a T4: GP HEP *M. robertsii* RGM 678, seguido por T6: GP HEP *B. pseudobassiana* RGM 2184-a separándose del resto de resultados de eficacia. Estos resultados se mantuvieron para *B. brassicae*.

Resultados de ensayo de eficacia de distintos tratamientos de MIP

Para el ensayo de MIP, se seleccionaron los HEP formulados como WP y GP debido a que presentaron una disminución significativa de las poblaciones de áfidos y *P. xylostella* en el ensayo anterior. La dinámica poblacional de las plagas sometidas a tratamientos de MIP mantuvo la tendencia reportada en los ensayos anteriores, en donde el número de individuos de áfidos disminuyó al aumentar las eficacias y la población de larvas tiende a desaparecer en el caso de *P. xylostella*, permaneciendo el daño inicial (Figuras 5.5-5.7). Cabe destacar que los MIP solo tuvieron dos aplicaciones de producto químico; de acuerdo con el monitoreo de los umbrales mencionados, fue aplicado Btk y finalmente los HEP.

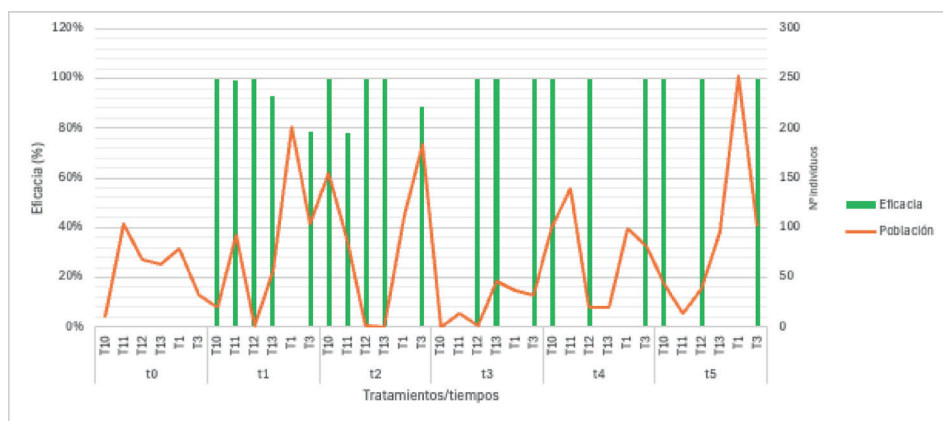


Figura 5.7. Monitoreo de poblaciones de *M. persicae* (naranja) y eficacia de tratamientos (verde). T1: Testigo sin aplicar. T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T10: MIP1. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T11: MIP2. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T12: MIP3. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T13: MIP4. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki.

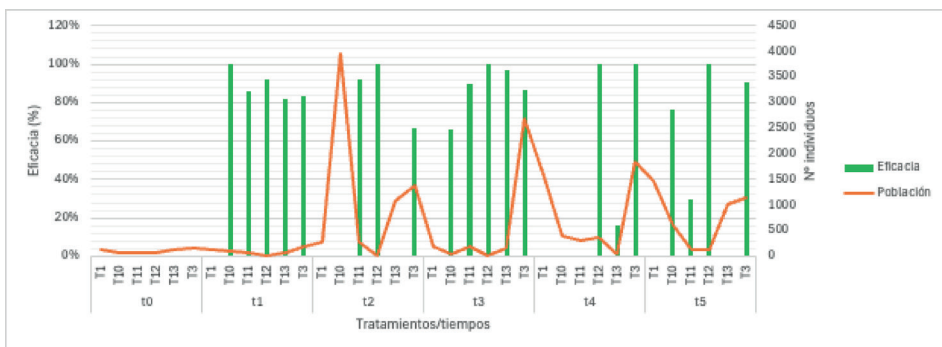


Figura 5.8. Monitoreo de poblaciones de *B. brassicae* (naranja) y eficacia de tratamientos (verde). T1: Testigo sin aplicar. T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T10: MIP1. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T11: MIP2. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T12: MIP3. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T13: MIP4. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki.

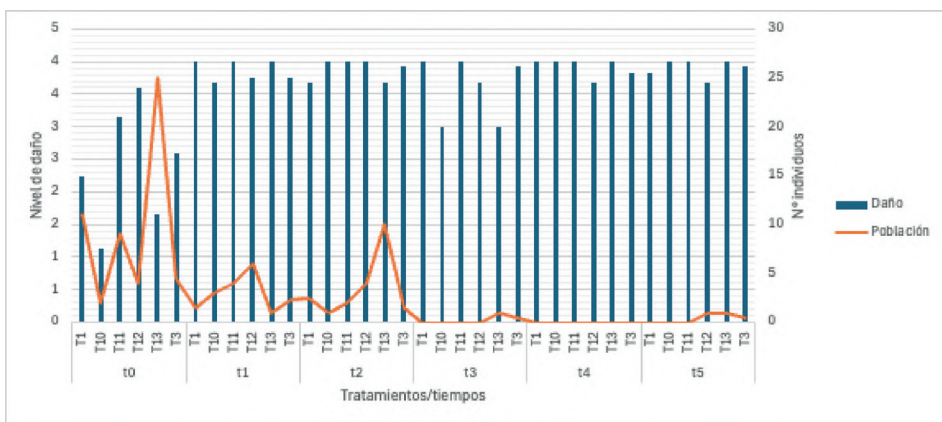


Figura 5.9. Monitoreo de poblaciones de *P. xylostella* (naranja) y daño según tratamientos (azul). T1: Testigo sin aplicar. T3: Control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v). T10: MIP1. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T11: MIP2. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T12: MIP3. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki. T13: MIP4. Rotación de control químico (EC Acetamiprid al 8 % p/v y Novaluron al 10 % p/v), WP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a y WP *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki.

De acuerdo con los análisis del modelo lineal generalizado de los tratamientos versus eficacia de los ensayos de HEPs en el tiempo, el grupo con diferencia estadística (LSD, p-valor: 0.05) para control de *Myzus* fueron T3: control químico junto a T12: GP HEP *Metarhizium robertsii* RGM 678 y T10: GP HEP *Beauveria pseudobassiana* RGM 2184-a, separándose de los otros tratamientos. Estos resultados se mantuvieron para *B. brassicae*.

En base a los resultados obtenidos en el presente trabajo, se puede concluir que la incorporación de bioplaguicidas en base HEP en un manejo integrado de plagas permite mitigar las poblaciones de *P. xylostella* y áfidos, utilizando de forma racional insecticidas de síntesis química. Adicionalmente, el control de *P. xylostella* mediante las estrategias de MIP planteadas en este ensayo permiten manejar los efectos nocivos que generó inicialmente esta plaga en el cultivo.

En una proyección a mediano y largo plazo desde el punto de vista de investigación y desarrollo, se requerirán más temporadas para afianzar los resultados presentados junto con comprender la interacción de estos productos de base biológica con la entomofauna benéfica que se encuentra en el campo. Además, los resultados actuales permiten proyectar que la inclusión de los HEP RGM 2184 y RGM 678 en sus formatos WP y GP en un MIP son herramientas prometedoras que posibilitan mantener números de individuos bajos de áfidos y *P. xylostella* en el desarrollo del cultivo de repollo. Finalmente, nuestros experimentos continuarán para mejorar el desarrollo del MIP con bioplaguicidas, parches florales y enemigos naturales para obtener una agricultura sostenible.

Literatura consultada

- Altimira, F., De La Barra, N., Godoy, P., Roa, J., Godoy, S., Vitta, N., & Tapia, E. (2022). *Lobesia botrana*: A Biological Control Approach with a Biopesticide Based on Entomopathogenic Fungi in the Winter Season in Chile. *Insects*, 13(1), 8. <https://doi.org/10.3390/insects13010008>
- Altimira, F., De La Barra, N., Rebufel, P. et al. Potential biological control of the pupal stage of the European grapevine moth *Lobesia botrana*: by the entomopathogenic fungus *Beauveria pseudobassiana* in the winter season in Chile. *BMC Res Notes* 12, 548 (2019). <https://doi.org/10.1186/s13104-019-4584-6>
- Resolución N° 5392 Exenta SAG. Establece denominación y códigos de formulación de plaguicidas y deroga resolución no 2.197 de 2000. <https://bcn.cl/3lb9m>
- Resolución N° 923 Exenta SAG. Modifica resolución no 9.074, de 2018, que establece condiciones y requisitos para autorizar plaguicidas microbianos para comercialización. <https://bcn.cl/3lq4j>
- Resoluciones N° 9074 Exenta SAG. Establece condiciones y requisitos para autorizar plaguicidas microbianos para comercialización. <https://bcn.cl/2mllly>
- Tapia, E., Altimira, F., De La Barra, N., Vitta, N., Estay, N. (2018) Composición biopesticida en base a hongos entomopatógenos nativos para el biocontrol y/o manejo integrado de *Lobesia botrana* en vides, ciruelos y arándanos, y método de aplicación de dicha composición, en diapausa invernal, en pupas ubicadas en zonas posteriores/no expuestas del ritidoma de la planta. CL2018002396A1. Instituto de Investigaciones Agropecuarias.

