

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

USO DE BIO-PLAGUICIDAS PARA EL MANEJO DE POBLACIONES DE *Plutella xylostella* (Lepidoptera:Plutellidae) EN EL CULTIVO DE REPOLLO EN LA
UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

POR:

GABRIELA LIZZETH ZELAYA BANEGAS

TESIS



CATACAMAS

OLANCHO

SEPTIEMBRE, 2023

USO DE BIO-PLAGUICIDAS PARA EL MANEJO DE POBLACIONES DE *Plutella*
xylostella (Lepidoptera:Plutellidae) EN EL CULTIVO DE REPOLLO EN LA
UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

POR:

GABRIELA LIZZETH ZELAYA BANEGAS

MARIO EDGARDO TALAVERA SEVILLA, PhD

Asesor Principal

TESIS

PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERÍA EN RECURSOS NATURALES Y AMBIENTE

CATACAMAS

OLANCHO

SEPTIEMBRE, 2023

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

Catacamas, Olancho

ACTA DE SUSTENTACIÓN

Los suscritos miembros del Comité Evaluador del Informe Final de Tesis certificamos que:

La estudiante **GABRIELA LIZZETH ZELAYA BANEGAS** del IV año de la carrera de Ingeniería en Recursos Naturales y Ambiente presentó su informe intitulado:

“USO DE BIO-PLAGUICIDAS PARA EL MANEJO DE POBLACIONES DE *Plutella xylostella* (Lepidoptera:Plutellidae) EN EL CULTIVO DE REPOLLO EN LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA”

El cual, a criterio de los evaluadores, **APROBÓ** el presente trabajo de investigación como requisito previo para optar al título de Ingeniero en Recursos Naturales y Ambiente

Dado en la ciudad de Catacamas, Departamento de Olancho, a los 31 días del mes de agosto del año dos mil veintitrés. .

PhD. Mario Edgardo Talavera Sevilla

Asesor principal

M.Sc. José Adolfo Pineda Roque

Asesor Auxiliar

M.Sc. Gustavo Ramón López Hernández

Asesor auxiliar

DEDICATORIA

A **DIOS NUESTRO CREADOR** por darme la fortaleza y resiliencia y guiar cada uno de mis pasos y ayudarme a cumplir un sueño y una meta más en mi vida.

Esta tesis la dedico a **MI MADRE** Liceth Edilcia Banegas que estuvo siempre a mi lado brindándome su mano y un hombro donde poder reposar, tu bendición a diario a lo largo de mi vida me protege y me lleva por el camino del bien, gracias por escucharme siempre por cumplir el papel de madre y padre, por ser una mujer luchadora y mantenerte constante pese a todas las dificultades y adversidades que la vida te ha presentado, agradezco a Dios por tu vida Madre y por darme consejos sabios al momento de enfrentar adversidades en mi vida.

Escribo esta dedicatoria con un nudo en la garganta y con lágrimas en los ojos cumpliendo uno de tus sueños más anhelados **PAPÁ Moisés Banegas (Q.E.P.D.)** tu Gaby se va a graduar de Ingeniero, con todo el esfuerzo, amor y mucho cariño besos y abrazos hasta el cielo gracias por tanto

El señor es bueno todo el tiempo y agradezco a Dios por tu vida **ABUELA** Delia María, te la dedico por enseñarnos a trabajar y ser mujeres que imponemos respeto y ímpetu.

A **MIS HERMANOS** Jorge Moisés, Sharon Ivonne, Debby Monzerrath que en el día a día con su presencia respaldo y cariño me impulsan y motivan a salir adelante los amo con todo mi corazón, también a Angie Raudales por darme el privilegio de ser tía, mis sobrinos que son mi motor y alegría Mateo y Sharlotte tía los ama.

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, agradezco a **DIOS** todo poderoso la honra y gloria sea para el por permitirme tener una buena experiencia dentro de mi alma mater (UNAG) por cada uno de los recuerdos que me llevo grabados en mi corazón y también darme el privilegio de conocer personas extraordinarias y formar una hermandad durante mi etapa como estudiante.

Agradezco también a mi asesor principal **Ing. Mario Edgardo Talavera** por haberme brindado la oportunidad de recurrir a su capacidad y conocimiento científico, así como también haberme tenido toda la paciencia del mundo para guiarme al desarrollo de mi tesis.

También agradezco a mis asesores auxiliares **Ing. Gustavo López** y **Ing. José Adolfo Pineda** por su apoyo durante la ejecución de mi tesis así también como haberme tenido toda la paciencia del mundo.

A mi amiga de clases y aventuras **Roció Mendoza** por ser esa compañera de lucha y esfuerzo constante durante estos 5 años de altas y bajas y por estar siempre para mí en mis momentos difíciles.

Y para finalizar también agradezco a todas las personas que formaron parte de este proceso el desarrollo de esta tesis no lo puedo catalogar como algo fácil, pero lo que sí puedo hacer es afirmar que durante este tiempo pude disfrutar y aprender de cada momento y que cada proceso me dispuse que así fuera, Ebenezer hasta aquí nos ha ayudado Dios.

CONTENIDO

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
LISTA DE TABLAS	vii
LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE ANEXOS	x
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCION	1
II. OBJETIVOS	3
2.1. Objetivo General	3
2.2. Objetivos Específicos.....	3
III. REVISION DE LITERATURA	4
3.1. Sistemas de producción sostenible.....	4
3.2. Bioplaguicidas.....	5
3.2.1. Aceite de Neem	6
3.2.2. Guanábana.....	8
3.2.3. <i>Isaria fumosorosea</i>	9
3.2.4. Chile, ajo y cebolla.....	10
3.2.5. Lambda cyhalothrin	12
3.3. El cultivo del repollo.....	12
3.3.1. Generalidades	12
3.3.2. Importancia económica.....	13

3.3.3. Enfermedades del repollo	14
3.3.4. Insectos plaga del repollo	16
3.4. <i>Plutella xylostella</i>	17
3.4.1. Ciclo reproductivo.....	17
3.4.2. Fluctuación poblacional.....	18
3.4.3. Daño ocasionado.....	19
3.4.4. Nivel de daño económico de la plaga <i>Plutella xylostella</i>	20
3.4.5. Manejo integrado.....	21
3.5. Demandas del mercado sobre residuos de plaguicidas	21
3.5.1. LMRs como norma comercial	22
3.6. Costo ambiental del uso de plaguicidas sintéticos	24
IV. MATERIALES Y METODO.....	25
4.1. Ubicación del experimento	25
4.2. Materiales y equipo.....	25
4.3. Diseño experimental.....	26
4.4. Manejo del ensayo.....	27
4.4.1. Preparación del terreno	27
4.4.2. Trasplante.....	27
4.4.3. Fertilización.....	27
4.4.4. Riego.....	28
4.4.5. Manejo de malezas	28
4.4.6. Cosecha.....	28
4.5. Descripción de los tratamientos	28
4.6. Variables evaluadas.....	31
4.6.1. Número de larvas vivas y masas de huevos de <i>Plutella xylostella</i>	31

4.6.2. Número de cabezas de repollo sin daño	31
4.6.3. Porcentaje de daño foliar	31
4.6.4. Relación Beneficio/Costo	32
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
5.1. Número de larvas y masas de huevos de <i>Plutella xylostella</i> por planta por tratamiento.....	33
5.2. Fluctuación poblacional de larvas y masas de huevos de <i>Plutella xylostella</i> por tratamiento	35
5.2.1. Insecticida a base de extracto de semillas de neem	35
5.2.2. Insecticida a base de extracto de semillas de guanábana	38
5.2.3. Insecticida a base de <i>Isaria fumosorosea</i>	40
5.2.4. Insecticida a base de chile, ajo y cebolla	42
5.2.5. Insecticida a base de Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin).....	45
5.2.6. Control	47
5.3. Cabezas de repollo con daño.....	48
5.4. Análisis correlacional entre las variables.....	50
5.5. Relación beneficio costo	55
VI. CONCLUSIONES.....	57
VII. RECOMENDACIONES	58
VIII. BIBLIOGRAFIA.....	59
ANEXOS.....	69

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Densidad poblacional promedio (larvas/planta) durante tres ciclo de cultivo de repollo en Puebla México 2004-2005.....	18
Tabla 2. Descripción de los bio-insecticidas e insecticidas químicos utilizados durante el estudio.....	30
Tabla 3. Método de muestreo de la cantidad de larvas y masas de huevos de <i>Plutella xylostella</i> presentes en el cultivo	31
Tabla 4. Promedio de larvas vivas de <i>Plutella xylostella</i> por planta por tratamiento	34
Tabla 5. Número de masas de huevos de <i>Plutella xylostella</i> por planta por tratamiento ...	35
Tabla 6. Porcentaje y nivel de daño ocasionado por <i>Plutella xylostella</i> en las cabezas de repollo.....	49
Tabla 7. Análisis correlacional entre las variables estudiadas.....	52
Tabla 8. Presupuesto parcial de los beneficios netos y costos variables por cada tipo de insecticida aplicado.....	56

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ubicación Espacial del Campus de la Universidad Nacional de Agricultura	25
Figura 2. Distribución de los tratamientos en el sitio experimental	26
Figura 3. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de neem.	36
Figura 4. Fluctuación del número masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de neem.	37
Figura 5. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de semillas de guanábana.	38
Figura 6. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de guanábana.	39
Figura 7. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de <i>Isaria fumosorosea</i>	40
Figura 8. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de <i>Isaria fumosorosea</i>	41
Figura 9. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base extracto de chile, ajo y cebolla.	42
Figura 10. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida a base de chile, cebolla y ajo.	43
Figura 11. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin).	45
Figura 12. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> antes y después de la aplicación del insecticida Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin).	46
Figura 13. Fluctuación del número de larvas por planta de <i>P. xylostella</i> en la parcela Control.	47
Figura 14. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de <i>P. xylostella</i> en la parcela control.	48

Figura 15. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y el número de larvas vivas por planta de <i>P. xylostella</i> antes de la aplicación de los insecticidas.	52
Figura 16. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y el número de larvas vivas por planta de <i>P. xylostella</i> después de la aplicación de los insecticidas.....	53
Figura 17. Correlación entre la producción de repollo y el número de larvas vivas por planta de <i>P. xylostella</i> antes de la aplicación de los insecticidas.	53
Figura 18. Correlación entre la producción de repollo y el número de larvas vivas por planta de <i>P. xylostella</i> después de la aplicación de los insecticidas.....	54
Figura 19. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y la producción total de repollo (kg)	54

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Componentes del desarrollo sostenible	69
Anexo 2. Plan de fertilización para el cultivo de repollo	70
Anexo 3. Pruebas de normalidad para evaluar si las variables se ajustan a una distribución normal.....	71
Anexo 4. Prueba de Levene para evaluar la homogeneidad de Varianzas.....	72
Anexo 5. ANOVA de un factor de Kruskal-Wallis para datos que no siguen una distribución normal.....	73
Anexo 6. Base de datos sobre los nuestros acerca del número de larvas vivas por planta ..	80
Anexo 7. Base de datos sobre los muestreos del número de masas de huevos por planta ...	88
Anexo 8. Base de datos sobre el muestreo del daño ocasionado por <i>P. xylostella</i> sobre las cabezas de repollo.....	96
Anexo 9. Base de datos sobre el nivel de daño provocado a las cabezas de repollo.....	97

ZELAYA BANEGAS, GL. 2023. Uso de bio-plaguicidas para el manejo de poblaciones de *Plutella xylostella* (Lepidoptera:Plutellidae) en el cultivo de repollo en la Universidad Nacional de Agricultura, Tesis de grado, Ingeniería en Recursos Naturales y Ambiente, Catacamas, Olancho, Honduras, C.A. 102 p.

RESUMEN

El estudio se centró en evaluar la eficacia de bioplaguicidas en el control de la polilla del repollo (*P. xylostella*). Se probaron cinco tratamientos, que incluyeron cuatro insecticidas biológicos, como extracto de semillas de guanábana, extracto de Neem, extracto de ajo, chile, cebolla, y el hongo *Isaria fumosorosea*; también se incluyó un insecticida químico-sintético (Lambda cyhalothrin) y la aplicación de agua. Se evaluaron variables como el número de larvas y masas de huevos de la polilla por planta, el daño en las cabezas de repollo y el análisis de costo-beneficio. Los resultados demostraron que los bioplaguicidas y el insecticida químico fueron igualmente efectivos en la reducción de larvas y masas de huevos, con reducciones promedio de entre el 55% y el 67% para los bioplaguicidas y del 37% para el insecticida químico. Además, los bioplaguicidas protegieron eficazmente las cabezas de repollo contra el daño de la polilla, con un bajo porcentaje de cabezas dañadas (20% - 32%) y niveles mínimos de daño en las hojas (0% - 1%). En contraste, el control mostró una alta incidencia de cabezas dañadas (100%) y niveles de afectación en las hojas del 6% al 10%. El análisis correlacional reveló una fuerte correlación positiva entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y el número de larvas de *P. xylostella*, así como una correlación negativa entre el número de larvas y la producción de repollo. Al analizar la relación costo-beneficio, se concluyó que los insecticidas basados en *I. fumosorosea* y extracto de semillas de neem resultaron ser las opciones más rentables, equiparándose al insecticida químico Cintanegra 2.5EC. Estos hallazgos sugieren que existen alternativas ambiental y económicamente viables para reemplazar los plaguicidas químicos sintéticos en el control de la polilla del repollo.

Palabras clave: azadirachtina, acetogeninas, *Isaria fumosorosea*, Capsaicina, alicina, Lambda cyhalothrin, plagas del repollo.

I. INTRODUCCION

En los últimos años, la producción de hortalizas orgánicas ha experimentado un notable crecimiento en el mercado mundial, especialmente en países desarrollados. Sin embargo, este éxito se ve obstaculizado por el manejo de plagas, una cuestión cada vez más difícil debido a la escasez de información sobre productos plaguicidas y sus dosificaciones en la agricultura ecológica. Además, el uso excesivo de plaguicidas sintéticos ha llevado al aumento de enfermedades y poblaciones resistentes de insectos plaga, generando pérdidas económicas significativas y una preocupante contaminación ambiental.

El repollo es un alimento fundamental en la dieta de muchas personas, tiene una larga tradición en ciertas zonas de la región centroamericana. Aunque muchos pequeños agricultores participan en este tipo de producción, se enfrentan a la problemática del uso excesivo de insumos externos, especialmente plaguicidas, sin contar con el conocimiento adecuado, ni el asesoramiento técnico necesario. Esta práctica ha generado problemas con residuos químicos en el repollo y una mayor resistencia de algunas plagas.

Para abordar estos desafíos, la utilización de bioplaguicidas se destaca como una alternativa eficaz para el control de plagas agrícolas sin provocar daños ambientales significativos o aumentar la contaminación. La investigación y el desarrollo de su aplicación en el campo buscan reducir la contaminación causada por residuos de plaguicidas químicos, al tiempo que fomentan la sostenibilidad en la agricultura. Se prevé que el desarrollo continuo de nuevos bioplaguicidas impulsará la modernización del sector agrícola, reemplazando gradualmente a los plaguicidas químicos sintéticos. En ambientes agrícolas libres de contaminación, los bioplaguicidas representan una opción ideal para sustituir a sus homólogos químicos tradicionales (Leng *et al.* 2011).

Con este trasfondo, el presente trabajo de investigación se enfocó en la evaluación de bioplaguicidas utilizados para el manejo de poblaciones de la polilla del repollo (*Plutella xylostella*). Con esta investigación se está proporcionando a los productores alternativas para el manejo ecológico de esta importante plaga, promoviendo así la obtención de repollo más saludable para el consumo y reduciendo la contaminación ambiental.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

Determinar la susceptibilidad de la polilla del repollo (*Plutella xylostella*) a la aplicación de plaguicidas biológicos en la Universidad Nacional de Agricultura.

2.2. Objetivos Específicos

Medir la eficiencia de cinco bioplaguicidas para el manejo de poblaciones de *Plutella xylostella* en el cultivo de repollo.

Comparar la relación beneficio-costos de la aplicación de los cinco bioplaguicidas para el manejo de poblaciones de *Plutella xylostella* en el cultivo de repollo.

III. REVISION DE LITERATURA

3.1. Sistemas de producción sostenible

El concepto de sostenibilidad expresa la mutua interdependencia entre los sistemas naturales y el desarrollo humano. Se refiere a un proceso constante de cambio, donde la explotación de los recursos naturales, la dirección de la inversión, el progreso científico y tecnológico permiten compatibilizar la satisfacción de las necesidades de las sociedades actuales y futuras (*Bifani 1994*).

La sostenibilidad se basa en principios éticos como el respeto y la armonía con la naturaleza; valores políticos, como la democracia participativa y la equidad social; y normas morales, como la racionalidad ambiental. La sostenibilidad es equitativa, descentralizada y autogestionada; capaz de satisfacer las necesidades básicas de la población, respetando la diversidad cultural y mejorando su calidad de vida (*Garren & Brinkmann 2018; Leff 2002*).

En el contexto de la producción agropecuaria se utiliza el término sostenibilidad asociado a la necesidad de minimizar la degradación de las tierras agrícolas, sin reducir la productividad. Implica considerar la extensa gama de actividades agrícolas, como el manejo del suelo, el agua, una transformación en el manejo de cultivos, la conservación de la biodiversidad y su interacción mutua, sin perder de vista el objetivo de proporcionar alimentos y materias primas. La sostenibilidad del sistema de producción agrícola tropical se refiere a la capacidad de ser resiliente sin alterar progresivamente su calidad ni su capacidad productiva (*Bifani, 1999*).

La sostenibilidad sugiere la articulación armónica entre sus componentes, el económico, el social y el ecológico. Al buscar un desarrollo económico sin deteriorar los recursos naturales se lograría viabilidad en el proceso. Al procurar equilibrar los aspectos sociales y ecológicos, se logra un proceso soportable. Al buscar el desarrollo económico incluyendo a toda la sociedad se logra un proceso equitativo.

El término desarrollo sostenible (o desarrollo sustentable), se utilizó por primera vez en el informe Brundtland en 1987, en cual se proponen los siguientes objetivos:

- Satisfacer las necesidades humanas.
- Llevar a cabo dos tipos de restricciones: una ecológica, es decir, la conservación de nuestro planeta Tierra; y otra de tipo moral o ética, es decir, renunciar a los niveles de consumo a los que no todos los individuos puedan aspirar.
- Crecimiento económico sin poner en peligro los sistemas naturales y culturales que sostienen la vida en la Tierra.
- El uso de los recursos no renovables debe ser lo más eficiente posible y fomentar las conductas individuales de respeto a la naturaleza y a las culturas.

3.2. Bioplaguicidas

Los bioplaguicidas son derivados de materiales naturales como animales, plantas, microorganismos y minerales. Los bioplaguicidas son altamente específicos contra las plagas objetivo y generalmente representan poco o ningún riesgo para las personas o el medio ambiente. Los pesticidas tradicionales, por el contrario, en general son materiales sintéticos, que no sólo afectan a la plaga objetivo, sino también organismos no deseados, tales como insectos benéficos, la vegetación circundante y la vida silvestre (EPA 2010).

Existen algunos inconvenientes en cuanto al uso de los bioinsecticidas, por ejemplo, estos pueden ser dañinos para otros organismos que no son el objetivo, o si se trata de un organismo bioregulador, este elimine a otro que es importante en la cadena trófica de un ecosistema, lo que repercutiría en la población de individuos que se alimentan del insecto plaga que se está tratando de regular (*Simberloff 2012; Kehrlí y Wratten 2011*). Por lo tanto, se debe tener cuidado cuando se quiera utilizar algún bioinsecticida o introducir algún organismo para este fin.

Los bioplaguicidas son eficaces en el control de plagas agrícolas, sin causar daños graves al ambiente o empeorar la contaminación del medio ambiente. La investigación y el desarrollo de su aplicación práctica en el campo se enfocan a mitigar la contaminación ambiental causada por residuos de plaguicidas químicos, aunque por su naturaleza biológica también promueven el desarrollo sustentable de la agricultura. El desarrollo de nuevos bioplaguicidas estimula la modernización de la agricultura y sin duda, va a reemplazar gradualmente a una cantidad de los plaguicidas químicos. En la producción agrícola, en ambientes libres de contaminación, los bioplaguicidas son sustitutos ideales para sus homólogos químicos tradicionales (*Leng et al. 2011*).

Los bioplaguicidas se dividen en general en dos grandes grupos: agentes o plaguicidas microbianos, que incluyen las bacterias, hongos, virus y protozoos, y agentes o plaguicidas bioquímicos, que comprenden los atrayentes, hormonas, reguladores del crecimiento de plantas e insectos, enzimas y sustancias de señalización química, muy importantes en la relación planta-insecto (*Alfonso 2002*).

3.2.1. Aceite de Neem

El árbol del neem (*Azadirachta indica* A. Juss.), contiene diversos componentes con actividad insecticida, de los cuales el más importante es la azadiractina (AZA), un tetranortriterpenoide natural (*NIIR Board 2004*). Sin embargo, la concentración de los compuestos bioactivos del neem no es alta en las diferentes partes de la planta. La

preparación de bioinsecticidas efectivos a base de neem requiere que el proceso de extracción separe e incremente el contenido de AZA y otros componentes relacionados con la actividad insecticida de los extractos. Para la extracción de AZA se han propuesto varios métodos y destacan aquellos que usan como solvente al etanol, hexano, acetona, acetato de etilo y metanol (Koul y Wahab 2004). También se ha evaluado el uso de isopropanol con evaporación al vacío o gases licuados (D'Andrea et al. 1994).

El efecto de la AZA depende de su dosis y de la especie plaga a controlar, ya que puede reducir la alimentación, supervivencia, viabilidad de ninfas, progenie, e incluso puede producir toxicidad aguda. Aunque la AZA se ha usado para controlar áfidos, se requieren concentraciones mayores a 100 ppm para inducir un efecto primario antialimentario (Nisbet et al. 1993), el cual se puede deber a su escasa movilidad en el floema. Además de una disminución en la alimentación, los sustratos impregnados con AZA pueden reducir la supervivencia de *Macrosiphum rosae* L. y *Macrosiphoniella sanbornii* Gillete (Koul 1999).

Según Nisbet et al. (1994), se reduce la cantidad de ninfas viables producidas por adultos ápteros con una dieta con 25 ppm de AZA durante 24 a 52 h. Incluso, Lowery e Isman (1996) indican que las aplicaciones de 1 % de aceite de *A. indica* redujeron la progenie de *Myzus persicae* Sulzer en 82 % y la de *Nasonovia ribisnigri* Mosley en 66 %. El extracto acuoso de semilla de *A. indica* provoca mortalidad de *Aphis nerii* Boyer, aunque no logra prevenir que éste transmita el virus de la mancha anular del papayo (Hernández-Castro et al., 2005).

Modo de preparación y dosis

Los frutos maduros y las hojas se deben recolectar directamente del árbol para evitar la contaminación por hongos, y durante la época seca cuando los niveles de azadiractina son altos. Los frutos se despulpan para extraer las semillas, las cuales, junto a las hojas, se secarán en horno de convección durante 24 horas. Tan pronto las semillas sin cáscara y hojas sin pecíolo estén secas, deben ser sometidas a un proceso de molido, utilizando molinos manuales o eléctricos hasta lograr un tamaño de partícula de 1 a 2 mm (Perez 2002).

Para extraer el ingrediente activo, se mezclan 400 g de hojas o 100 g de semillas molidas en 1 litro de agua, esta mezcla se deja reposar por 24 horas; después de este periodo se separa la parte líquida por decantación o filtrado. Para producir el aceite Neem se deben machacar suavemente las semillas y las hojas, hasta formar una pasta acuosa. Esta masa debe ser amasada a mano durante algún tiempo para que el aceite comience a escurrir. De 1 kg de semillas se extraen aproximadamente 100-150 ml de aceite, y la pasta resultante puede ser utilizada como fertilizante (*Perez 2002*).

A la hora de aplicarlo es muy importante hacerlo durante el atardecer para evitar que la mezcla se degrade a causa de la radiación solar y para evitar que, en caso de que el sol dé muy directo a la planta y sea fuerte, haya quemaduras en esta. En el caso de utilizar el aceite de Neem como método preventivo, se recomienda pulverizar las plantas cada 15 o 20 días, en una dosis de 5 ml por cada litro de agua. Si la planta ya está infectada, se debe aplicar en intervalos de 5 a 7 días, hasta erradicar la plaga (*Acosta 2022*).

3.2.2. Guanábana

Una de las familias vegetales más promisorias para la obtención de fitoinsecticidas es *Anonaceae* a la cual pertenece la guanábana *Annona muricata* L. (*Morales et al. 2004*). De las semillas de esta familia se han aislado químicamente un grupo de metabolitos secundarios bioactivos conocidos como acetogeninas. Estos compuestos policétidos cuentan con una prometedora actividad antitumoral, antiparasitaria e insecticida (*Rupprecht et al. 1990*). Las acetogeninas exhiben su potencial bioactivo a través de una reducción de los niveles de ATP inhibiendo el complejo I, afectando directamente el proceso de transporte de electrones en la mitocondria y causando apoptosis (*Alali et al. 1999*).

En muchas de las industrias destinadas a la producción de pulpas de fruta, las semillas se convierten en desecho sin ningún valor aparente. Tal es el caso de la guanábana (*A. muricata*) donde existe la posibilidad de dar un valor agregado a través de la utilización de sus semillas como materia prima para la elaboración de fitoinsecticidas.

Modo de preparación y dosis

El endospermo de las semillas se corta y macera en etanol al 96% a temperatura ambiente durante una semana. Luego el solvente se evapora mediante baño maría a 50 °C y el extracto seco obtenido se redissuelve en agua destilada a la misma temperatura de evaporación. Para preparar 100 ml de producto, es necesario utilizar 100g de endospermo, 500 ml de etanol, y 100 ml de agua destilada (Álvarez *et al.* 2002). El mismo autor menciona que, se necesitan de 8 a 12 ml de extracto etanólico de las semillas de *A. muricata*, por cada litro de agua utilizada, para producir porcentajes de mortalidad del 100% a las 24 horas de aplicación en larvas de *Anopheles sp.*

3.2.3. *Isaria fumosorosea*

Isaria fumosorosea es uno de los hongos entomopatógenos más estudiados, debido a que ha demostrado un alto potencial en el control de plagas de insectos de diversos órdenes. Se usa principalmente en el control de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Gennadius. Asimismo, ha resultado ser inofensivo contra organismos benéficos (Flores *et al.* 2015). Actualmente, es aplicado como un insecticida fúngico vendido comercialmente como PFR-97TM 20% WDG, el cual es utilizado no solamente por agricultores en los cultivos, sino por la población en general en patios, jardines y bosques. Las aplicaciones frecuentes de *I. fumosorosea* pueden favorecer la cantidad de propágulos fúngicos en el ambiente, mientras que la persistencia y la viabilidad de dichos propágulos pueden ser influenciadas directa o indirectamente por muchos factores abióticos (Ayala 2012).

Según Hayek y Leger (1994), los propágulos de los hongos entomopatógenos son dispersados de forma pasiva y, en la mayoría de los casos, esto ocurre por la acción de los componentes meteorológicos como viento y lluvia. En un estudio realizado por Ayala (2012), quien evaluó la persistencia y dispersión de *I. fumosorosea* en el ambiente tras la aspersión, observaron la presencia del hongo a 100 y 150 metros del borde de la parcela donde el hongo fue asperjado.

Dosis y modo de aplicación

Existen productos comerciales elaborados a partir de *I. fumosorosea*, tal es el caso de NOFLY® WP que se encuentra elaborado a una concentración de 2×10^9 UFCs de *I. fumosorosea* por gramo de producto, en la cual, el fabricante recomienda aplicar de 200 – 250 g/100 L, en pulverización normal en cualquier etapa del cultivo ante la evidencia de presencia de la plaga. El mismo recomienda que, las primeras aplicaciones deben realizarse al observarse los primeros síntomas de presencia del insecto en las hojas, y repetir los tratamientos en un intervalo de 5-7 días hasta un máximo de 4 aplicaciones por campaña. En caso de poca presión de plaga, se podrá espaciar las aplicaciones hasta cada 15 días (Kenogard 2017).

3.2.4. Chile, ajo y cebolla

Hoy en día se sabe que el chile es una planta que tiene importantes atributos como repelentes de algunas plagas agrícolas, especialmente por la sustancia conocida como capsicina o capsaicina que contiene, por lo que en la actualidad existen lugares donde se utiliza como “repelente” o “excitante” y en sinergia con insecticidas químicos (INTAGRI 2018).

De la misma forma, se conocen algunos efectos fungicidas y bactericidas del género *Allium*. Por ejemplo, se ha reportado que los compuestos como los tioles, sulfuros y disulfuro de metilo; tienen actividad sobre: *Botrytis allii*, *Aphanomices eutiches* (causante de la podredumbre de la raíz del chícharo), *Phytophthora infestans* (causante del mildiú del tomate y la papa), *Verticillium*, etc. Los compuestos azufrados en *Allium* tienen efectos insecticidas y actúan sobre la fisiología del insecto y sobre el comportamiento locomotor. Los efectos más comunes sobre la plaga son: inhibición de la puesta, repelente, antiapetente, acción ovicida, mortalidad larvaria y toxicidad (Tello et al. 2010).

En un estudio realizado por Jiménez (2018), en la cual evaluó productos botánicos y químicos para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci*, *Gennadius*), dentro de los cuales se

encontraba el crisantemo (*Chrysanthemum cinerariaefolium* Trevir) en una dosis de 450 g de producto molido, así como, un tratamiento a base de 4 oz Chile + 4 oz Ajo + 2 oz de Jabón, determinó que el crisantemo presentó los menores promedios de mosca blanca con respecto a los demás, seguido de los tratamientos Chile+Ajo+Jabón y Madero Negro.

Asimismo, en un trabajo efectuado por Jiménez y Gómez (2012), en el cual el objetivo fue evaluar cuatro alternativas botánicas para el manejo del chinche patas de hoja y la mosquita negra, utilizando Chile + ajo + jabón, 2) cebolla + crisantemo, 3) chile + ajo, 4) chile + jabón, con dosis de 1 l de solución por bomba de 20 l para todos los tratamientos; encontraron los mejores resultados utilizando chile + ajo y chile + ajo + jabón con 0.75 chinches por árbol para ambos tratamientos. Además, se encontraron las poblaciones más bajas de mosquita negra usando chile + ajo + jabón seguido de chile + jabón con 1 y 2 insecto por árbol respectivamente. Los mayores rendimientos fueron en las plantas tratadas con chile + ajo y chile + ajo + jabón con mayores brotes florales, se considera la efectividad de estos extractos para el manejo de chinches y mosquita negra.

En otro estudio realizado por Borst y Rodríguez (2018), en el que evaluaron cuatro extractos botánicos para el manejo de plagas asociadas al cultivo del pipián, utilizando: 1) Chile + ajo + detergente, 2) chile + detergente, 3) madero negro, y 4) neem; determinaron que los tratamientos neem y chile + ajo + detergente obtuvieron mejor efecto en el manejo de pulgones, maya y tortuguilla, mientras que el madero negro y chile + ajo + detergente obtuvieron mejor efecto sobre minador, mosca blanca y menos efecto en organismos benéficos como lorito verde, avispa y *Solenopsis* sp., mientras que neem y chile + ajo + detergente tuvieron efectos negativos sobre estos insectos.

Modo de preparación y dosis

Jiménez y Gómez (2012), recomiendan preparar un bioinsecticida a partir de ajo, chile, cebolla y detergente, utilizando 225 g de chile molido, 400 g de ajo molido, 300 g de cebolla molida y 250 g de detergente, disueltos en 2.5 L de agua y dejando reposar por 24 horas.

Posteriormente se utiliza 1 L de producto elaborado diluido en 20 L de agua, el cual se asperja directamente a la planta.

3.2.5. Lambda cyhalothrin

Lambda cyhalothrin es un insecticida de contacto e ingestión que presenta un buen efecto residual. Actúa sobre la cutícula del insecto interrumpiendo la conducción de las señales del sistema nervioso mediante la dilatación de los canales de sodio, afectando la permeabilidad de las membranas de las células nerviosas. La interrupción de los impulsos causa la pérdida del control muscular, dando como resultado la caída del insecto, hiperexcitación, convulsiones, parálisis, y finalmente la muerte. Actúa en forma preventiva y curativa, dando resultados rápidos y protección persistente.

Se recomienda utilizar para los cultivos de ajo, algodón, ajonjolí, apio, arroz, berenjena, brócoli, café, cebolla, chile, frijol, frutas, lentejas, lechuga, maíz, maní, melón, papa, pasto, remolacha, repollo, sandía, sorgo, tomate, yuca, zanahoria y piña. La dosis recomendada por el fabricante para el cultivo de repollo es de 0.5-0.7 L ha⁻¹ o bien 0.5-0.7 ml por litro de agua utilizada, y su intervalo de aplicación es de quince días, o bien al observarse la presencia de los primeros insectos en el cultivo (*Adama sf*).

3.3. El cultivo del repollo

3.3.1. Generalidades

Se cultiva para el aprovechamiento de las hojas que conforman la cabeza, que puede consumirse en estado fresco, cocinada de diversas formas y encurtidas. Este cultivo es alto en vitamina C, en hierro y en contenido de glucosinatos; también, ha sido probado como efectivo para el cáncer, principalmente, el pulmonar. De igual forma, se le atribuyen efecto en la reducción de colesterol sanguíneo. Cien gramos de repollo contienen 2.2 gramos de proteína, 4.1 de carbohidratos, 1.5 de fibras, 49 miligramos de Calcio 130 unidades

internacionales de vitamina A y 47 miligramos de vitamina C. Esta cualidad lo hace un producto recomendable para su incorporación en la dieta familiar (*Cerquín 2019*).

Es originario específicamente de las costas del Mediterráneo y Europa Occidental, crece de manera silvestre encontrándose en lugares como Dinamarca, Inglaterra, Francia y Grecia, aunque siempre en zonas litorales y costeras, pero se desarrolla mejor en zonas de clima fresco. Fue cultivado, al parecer, por los egipcios 2,500 años a.C. y posteriormente por los griegos. En la antigüedad era considerada una planta digestiva y eliminadora de la embriaguez (*Nina 2014*).

3.3.2. Importancia económica

Según estadísticas de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), en el 2020 se cosecharon a nivel mundial 2.414 millones de hectáreas de repollo, obteniéndose una producción de 70.862 millones de toneladas, con un rendimiento promedio mundial de 29.354 TM-ha⁻¹. En la región centroamericana, Nicaragua obtuvo los mejores rendimientos, en el que cosechó en ese 1,276 ha, produjo 73,822 toneladas, con un rendimiento de 57.85 TM-ha⁻¹. Honduras por su parte, cosechó 2,545 hectáreas, produjo 84,742 ton, con un rendimiento promedio de 33.29 TM-ha⁻¹. De acuerdo con estas estadísticas, Guatemala registra rendimientos por área a nivel centroamericano con 32.13 TM-ha⁻¹, mientras que en México es de 33.60 TM-ha⁻¹ (*FAOSTAT 2022*).

Tomando en cuenta las tendencias de los precios, el repollo es una hortaliza que manejada adecuadamente por el productor e intensificando sus rendimientos deja ganancias satisfactorias, aunque sus precios fluctúan en corto tiempo, ya que tiene alta demanda durante todo el año en el mercado hondureño.

3.3.3. Enfermedades del repollo

El cultivo de repollo puede ser afectado por una o varias enfermedades en cualquier etapa de su desarrollo, estas pueden causar un daño leve, severo e inclusive destruirlo por completo. La prevención es la clave para controlar todas las enfermedades que afectan al repollo y otras plantas de la familia de las crucíferas. De observarse alguna enfermedad, un diagnóstico rápido y la implementación de un manejo adecuado, son pasos esenciales para asegurar el desarrollo adecuado del cultivo, el rendimiento y su calidad. Cuanto más conozcamos sobre una enfermedad, mayor es la posibilidad de desarrollar mejores estrategias de su manejo y control, las cuales pueden incluir desde aquellas que propicien el vigor y la salud de la planta hasta la aplicación de los plaguicidas recomendados para este cultivo (Márquez 2014).

La pudrición negra es causada por *Xanthomonas campestris* var. *campestris*, ocurre tanto en repollo como en las demás Brassicas alrededor del mundo. Es la enfermedad bacteriana más severa que afecta este cultivo. Puede penetrar por aperturas naturales de la planta o raíces, y/o por heridas causadas por daño mecánico. Los síntomas pueden aparecer en cualquier etapa del desarrollo de las cabezas de repollo. Si la infección ocurre en etapa de plántulas estas se amarillan y eventualmente mueren. Estos síntomas de amarillamiento pueden confundirse con deficiencia nutricional.

En plantas adultas, las lesiones comienzan típicamente con marchitamiento en el margen de las hojas externas seguido de amarillamiento. A medida que progresa la enfermedad, la lesión amarilla se extiende del borde de la hoja hacia la vena central en forma de "V". Las venas en el área afectada se van ennegreciendo, dando la apariencia de una redcilla negra, y con el tiempo el tejido de la hoja se torna color marrón y muere. El ennegrecimiento de las venas es un síntoma que siempre está presente en esta enfermedad.

El añublo lanoso es causado por el hongo *Peronospora parasitica* y puede aparecer en cualquier etapa del desarrollo del repollo y afectar todas las partes aéreas de la planta. Los síntomas del añublo lanoso son más severos cuando aparecen durante la etapa de plántula y

por lo general, esta muere. Una vez el hongo invade las hojas, los síntomas iniciales son pequeñas manchas amarillas. A medida que progresa la enfermedad las manchas se agrandan y se tornan color marrón con apariencia de una red de color negro azulado. En condiciones de humedad en el envés de las hojas se puede observar el desarrollo de una masa de micelio algodonoso la cual es correspondiente a la mancha observada en el haz. Este es tal vez el síntoma más distintivo de esta enfermedad.

Las cabezas de repollo con esta enfermedad generalmente no son mercadeables. Presentan manchas irregulares color liláceas y puede haber o no la presencia de micelio en las hojas externas. Si las hojas inferiores son contaminadas durante la etapa de crecimiento, los tallos podrían infectarse. El desarrollo de esta enfermedad se favorece por extensos períodos de humedad en las hojas, los cuales pueden ser causados por el rocío, neblina, riego o lluvia. Este hongo sobrevive en la semilla, residuos de cosecha y malezas hospederas. Se puede diseminar por el viento y el salpicado de la lluvia

La pudrición blanda acuosa o pudrición del tallo, es causada por el hongo *Sclerotinia spp.* y se observa inicialmente en la parte inferior del tallo y de la cabeza cercanos al suelo. En repollo, los síntomas producidos por este hongo son pequeñas lesiones circulares de apariencia húmeda las cuales con el tiempo se agrandan y se cubren de micelio blanco de apariencia algodonosa. El tejido afectado se torna blando y acuoso. A medida que la infección avanza la masa de micelio invade la cabeza de repollo y produce los esclerocios que son las estructuras de reproducción. Los esclerocios son de color negro, varían de tamaño y pueden persistir en el suelo por varios años.

Este hongo no solo afecta las cabezas de repollo en el campo, sino que también puede causar pudrición durante su transporte y/o almacenamiento. El hongo puede diseminarse en el campo por semilla contaminada, desechos de cosecha, movimiento de suelo infectado por maquinarias, escorrentías de agua y/o trabajadores. También puede diseminarse por el viento a las cabezas de repollo.

3.3.4. Insectos plaga del repollo

Cerca de 15 especies de insectos afectan el cultivo de repollo, estos incluyen los áfidos, minadores, chinches de ala de encaje, moscas blancas y gusanos, siendo las orugas las que causan mayores daños ya que tienen un comportamiento muy agresivo y han logrado desarrollar resistencia a varias familias de insecticidas (García 2000). La principal plaga que afecta el cultivo de repollo es la palomilla dorso de diamante, *Plutella xylostella*, seguido en orden de importancia por los áfidos del repollo (*Brevicoryne brassica*), la gallina ciega (*Phyllophaga sp.*) y los gusanos del repollo (*Asciu monuste*). Con menor intensidad se incluyen los gusanos cortadores *Agrotis sp.*, y el áfido *Myzus persicae* (Delgado 2001).

El pulgón gris de las crucíferas o pulgón de la col (*Brevicoryne brassicae*) se alimenta exclusivamente de especies de la familia *Brassicaceae*. Gracias a su aparato bucal, los pulgones son capaces de alimentarse de la savia de la planta hospedera. Su alimentación continua causa amarillamiento, marchitez y atrofia a las plantas. Una gran densidad de pulgones puede llevar a la muerte y descomposición de las hojas. La planta hospedera influye en su nivel de infestación, ya que cuando se alimenta de col dicha infestación asciende hasta 40.2 % y por el contrario al atacar el nabo este porcentaje desciende a 32.6 %. En cultivos como brócoli o coliflor contamina el producto con sólo su presencia (INTAGRI 2017)

La gallina ciega (*Phyllophaga spp.*) es una plaga que ocasiona daños considerables a diversos cultivos y en muchos casos pérdida total de la producción. Las larvas bien desarrolladas destruyen todo el sistema de raíces de la planta en el transcurso de unos cuantos días, por lo que su control depende generalmente de productos químicos. Estas larvas se hospedan y alimentan de las raíces de las plantas causándoles un daño físico. La sintomatología de su ataque son follajes amarillentos, marchitez, acame o muerte de las plantas como consecuencia del mal desarrollo y funcionamiento de sus raíces.

La mariposa blanca mayor del sur (*Ascia monuste*) es una especie subtropical y tropical, y es principalmente encontrada en áreas costeras. El tiempo de desarrollo desde huevo a la

emergencia del adulto es aproximadamente 32 días a 77 °F. Es considerado una plaga importante de plantas de col, incluyendo especies silvestres como el repollo de la playa (*Cakile maritima* Scopoli), y plantas cultivadas como la col rizada, coliflor, brócoli, arúgula, repollo y mostaza. Las larvas mordisquean las hojas de la planta, alimentándose usualmente en grupos. Las larvas recién emergidas consumen las cáscaras de los huevos y cualquier huevo que aún no haya emergido. Los adultos se alimentan del néctar de muchas flores.

3.4. *Plutella xylostella*

3.4.1. Ciclo reproductivo

La palomilla de dorso de diamante (*P. xylostella*), es la plaga que mayores daños causa en el cultivo de repollo, esta plaga pertenece al orden Lepidóptera, familia *Plutellidae*. Se la conoce comúnmente con los nombres de palomilla del dorso de diamante, plutela, rasquiña, polilla, plumilla y "diamondback moth". El ciclo biológico se divide en huevo, larva, pupa y adulto. Las hembras ponen 160 huevos en promedio, mismos que son depositados en el envés de las hojas. Tienen un diámetro de 0.5 mm y poseen un color amarillento. Su periodo de incubación es de 4 a 8 días, mismo que varían con el clima (*Huaripata 2018*).

En el periodo de larva, estas tienen una coloración amarillenta con un color pardo en la cabeza. Este va aumentando de tamaño a medida que pasa el tiempo, empezando más o menos con 1.7 mm de largo y acabando más o menos con unos 11 mm de longitud. Cuando la larva alcanza este tamaño, su color ha cambiado completamente tornándose en un verde claro y tiende a adelgazar en los extremos. Cuando las larvas se ven amenazadas, éstas, como acción de protección, tienden a retorcerse y dejarse caer en el suelo quedando sujetadas por un fino hilo de seda. Este periodo varía de 10 a 30 días, dependiendo, al igual que los huevos, del clima (*Rodríguez et al. 2021*).

El periodo de pupa toma entre 5 y 15 días. La larva se encarga de tejer una red de seda que sirve para sostener la pupa mientras se desarrolla el adulto. Esta está localizada en el envés

de la hoja, cerca de la vena central. Al finalizar el periodo pupal, el adulto emerge de la redescilla. Este tiene entre 8 y 10 mm de longitud y posee un color marrón. Los adultos tienden a volar rápidamente cuando son molestados y son mucho más activos durante la noche. En este periodo es cuando las hembras depositan los huevos en las plantas. El ciclo en su totalidad varía de 15 a 40 días dependiendo de las condiciones climáticas (*Mota et al. 2020*).

3.4.2. Fluctuación poblacional

En un estudio realizado por *Tovar et al. (2007)* en México, se observa la presencia de larvas de *P. xylostella* a lo largo de los tres ciclos de cultivo (verano, primavera y otoño-invierno), con un aumento en su densidad poblacional durante la formación de la inflorescencia y madurez. Destacan el comportamiento de la densidad poblacional de esta especie plaga, ya que en el primer ciclo de cultivo no se aprecia una diferencia significativa entre parcelas con y sin aplicación de insecticidas; explican que este fenómeno está directamente relacionado con la alta densidad poblacional proveniente de los residuos de la cosecha anterior. Asimismo, señalan que en los ciclos segundo y tercero se evidencia una mayor densidad poblacional en la condición sin aplicación de insecticidas, lo cual sugiere que las poblaciones muestran respuestas a la utilización de agroquímicos.

Tabla 1. Densidad poblacional promedio (larvas/planta) durante tres ciclo de cultivo de repollo en Puebla México 2004-2005.

Ciclo de cultivo	Condición	-Cultivo		
		Brócoli	Repollo	Coliflor
Verano	Sin insecticidas	46.00±21.68	51.25±23.95	60.50±27.80
	Con insecticidas	52.22±26.06	27.56±13.29	75.78±35.76
Primavera	Sin insecticidas	6.67±3.28	27.11±13.76	9.50±4.27
	Con insecticidas	2.75±1.32	14.89±7.43	6.00±2.70
Otoño-Invierno	Sin insecticidas	17.50±8.50	50.89±25.84	68.00±35.73
	Con insecticidas	3.25±2.03	1.25±0.60	4.75±2.27

Tomado de *Tovar et al. (2007)*

Estos resultados sobre la densidad poblacional difieren de los reportados por Martínez (1997) para brócoli, col y coliflor en Querétaro, México. Durante la etapa vegetativa, Martínez observó que el pico máximo poblacional de *P. xylostella* se registró en marzo y abril, con un promedio de 5.56 y 4.0 insectos por planta, respectivamente. En la etapa reproductiva, la máxima densidad fue de 3.1 insectos y ocurrió en mayo. El autor también notó que la plaga mostraba una mayor incidencia en las etapas avanzadas del cultivo, que proporcionaban más alimento para las larvas y les brindaban mayor protección contra las condiciones climáticas adversas y sus enemigos naturales.

Por otro lado, *Salas y Salazar (1998)*, al llevar a cabo muestreos semanales en plantaciones escalonadas de brócoli en el Bajío, México, entre 1989 y 1992, observaron un aumento poblacional de *P. xylostella* a partir de marzo, manteniéndose en niveles elevados hasta septiembre. Sin embargo, durante este último mes, las poblaciones experimentaron una notable disminución debido a las condiciones atmosféricas de menor temperatura y humedad relativa en la región de estudio.

3.4.3. Daño ocasionado

Las larvas son masticadoras, por lo que se alimentan del follaje, causando gran daño al tejido vegetal, tanto el cogollo como la cabeza, siendo esta última la más importante. El daño no es tanto por el área consumida sino más bien por los hoyos y excremento que le restan calidad a la cabeza, haciendo que su comercio sea imposible (*Rodríguez et al. 2021*).

El daño que causa *P. xylostella*, es en forma de hoyos, conocidos también como "ventanas", por donde luego, debido al viento y a daños adicionales, la hoja termina por agujerarse. Este fenómeno es conocido como el "mosquitero" o en inglés "shot hole effect". Con una población abundante de esta plaga ya no solo se puede ver afectada la calidad, sino también el crecimiento y el rendimiento, dándose casos de hasta un 100% de pérdida (*Huaripata 2018*).

3.4.4. Nivel de daño económico de la plaga *Plutella xylostella*

En la agricultura moderna, la utilización del nivel de daño económico para la toma de decisión sobre la aplicación de un insecticida es considerado un paso importante para la reducción del uso de plaguicidas para el manejo adecuado de plagas. Según *Hruska y Rosset (1987)* el NDE es la densidad poblacional de una plaga que realiza una cantidad de daño económico cuyo valor económico perdido si no se protege iguala al costo de protección para salvar esa posible pérdida. Para estimar el NDE de una plaga es necesario conocer datos biológicos y datos económicos. Los datos económicos son el costo de control, precio que recibe el productor por la cosecha y los rendimientos esperados en ausencia de plaga, los datos biológicos son efectividad del método de control y la relación entre el rendimiento y la densidad de plaga.

Los niveles de daño económico (NDE) en repollo son variables en la bibliografía del mundo. Para *Shelton et al. (1982)*, este cultivo desde el inicio de formación de cabeza puede tolerar 0.5 larvas/ planta, mientras que para *Kirby & Slosser (1984)* es de 0.3 larvas/planta. La época de formación de cabeza se puede considerar como el período crítico del daño de *P. xylostella* en repollo. Durante la época de formación de cabeza el nivel de daño económico, para *Rueda (1990)* relacionando la pérdida y las poblaciones de la plaga, resulto ser de 0.83 larvas/planta.

Para brócoli y coliflor, *Bujanos Muñoz et al. (2013)* recomiendan los siguientes NDE: 0.5 larvas o más por planta desde el trasplante hasta los primeros 45 días, y 0.2 larvas o más por planta desde los 45 días hasta el último corte. *Gashawbeza (2006)* observó que la etapa previa a la formación de la cabeza es el período crítico, para la infestación, lo que sugiere la necesidad de proteger el cultivo durante esta etapa de crecimiento. Como se observa, el NDE en cultivos hortícolas es mucho más bajo que en la colza, ello está dado porque en este tipo de cultivo, no solo se considera el daño en el área foliar, desde el punto de vista de una baja en la tasa fotosintética, sino también la pérdida en la calidad comercial (*Srinivasan y Krishna 2008*).

3.4.5. Manejo integrado

En cuanto al control de *P. xylostella*, el repetido y continuo uso de insecticidas químicos ha resultado ahora en la resistencia hacia este método de control. Ya hay casos reportados de resistencia para malathion, inethyl parathion, DDT, diazinon, mevinphos, dichlorvos y carbaryl. También se han reportado resistencia para grupos de insecticidas como piretroides y carbamatos. Es por esto por lo que ha existido una tendencia hacia investigar y reexaminar los recursos botánicos y biológicos como una nueva alternativa para el control de esta plaga (Chávez y Hurtado 2010).

Sobrino *et al.* (2016), opina que entre las mejores prácticas culturales tenemos que ubicar semilleros lejos de las posibles fuentes de contaminación o áreas de producción. Se deben destruir posibles fuentes de contaminación cercanas a las áreas de producción. Es recomendable evitar cultivarlo en época seca que es cuando la plaga es más peligrosa, o hacerlo arriba de los 1000 msnm. Al momento de cosechar, evitar dejar rastrojo en el campo, ya que son focos de contaminación. El efecto de lluvia del riego por aspersión hace que exista menor población de la plaga. Tratar de hacer rotación de cultivo, evitando sembrar donde haya habido previamente un cultivo de la misma familia del repollo.

El control biológico viene dado generalmente por los enemigos naturales de *P. xylostella*, y también existen productos comerciales que son considerados biológicos y están a la venta. Entre los principales enemigos naturales están *Diadegma insulare*, una *Hymenóptera: ichneumonidae*, la cual ataca a las larvas depositándose en sus huevos. Esto significa que *Diadegma* usa a la *P. xylostella* como nido para el desarrollo de sus crías. Al momento que los huevos eclosionan estos matan a su hospedero (Pérez 2013).

3.5. Demandas del mercado sobre residuos de plaguicidas

Los Límites Máximos de Residuos (LMRs) representan tanto una norma comercial como una medida regulatoria que establece el nivel legalmente aceptable de residuos de plaguicidas en

los alimentos, asegurando que estos sean seguros para el consumo humano cuando se aplican los plaguicidas correctamente. Los LMRs se definen de manera muy rigurosa, garantizando que estén significativamente por debajo de los umbrales de seguridad establecidos. Esta rigurosa pauta se implementa para garantizar la idoneidad de los alimentos producidos con el uso de plaguicidas, lo que a su vez fomenta la confianza de los consumidores en la calidad y seguridad de los productos alimenticios adquiridos. Es importante destacar que los niveles residuales de plaguicidas, en caso de existir, son tan insignificantes que su ingestión a niveles que pudieran causar daño es prácticamente imposible (*Meyer 2019*).

Los gobiernos a nivel mundial llevan a cabo la vigilancia de los residuos de plaguicidas mediante la recolección de muestras. Un ejemplo de esto es la Autoridad Europea para la Seguridad de los Alimentos (EFSA), la cual emite anualmente un informe sobre el monitoreo de residuos. Este informe revela que en la Unión Europea, aproximadamente la mitad de todas las muestras analizadas no presentan rastros detectables de residuos. En el restante 45%, los residuos encontrados se encuentran dentro de los límites legales establecidos (LMRs). Tan solo un 2% de las muestras evaluadas excedieron dichos límites, aunque esto no representó un riesgo para la salud debido a la cantidad detectada y a los amplios márgenes de seguridad existentes (*Cuarental et al. 2022*).

3.5.1. LMRs como norma comercial

Los LMRs, basados en los estándares de residuos establecidos por las autoridades regulatorias, tienen como finalidad verificar y garantizar el uso adecuado de plaguicidas por parte de los agricultores. La certeza en la seguridad para el consumidor constituye un requisito ineludible para la determinación de los LMRs. De esta manera, tanto los comerciantes como los importadores pueden confiar plenamente en que los alimentos que adquieren cumplen con los más altos estándares de seguridad y calidad, lo que asegura la viabilidad comercial de dichos productos. Cabe destacar que, en caso de excederse el LMR establecido, la normativa prohíbe la comercialización del producto y dicta su disposición (*Meyer 2019*).

A nivel mundial, coexisten diversos sistemas para la fijación de LMRs. Por ejemplo, tanto Estados Unidos como la Unión Europea han desarrollado sus propios sistemas, mientras que el Codex Alimentarius opera como una entidad internacional. En cada mercado, el establecimiento de un LMR es un proceso de rutina previo al registro de un pesticida, aunque no se realiza de manera automática en los mercados de importación. Cuando un producto no cuenta con registro en un mercado de importación, el fabricante debe gestionar una solicitud ante las autoridades regulatorias de dicho mercado para la definición de un nivel de tolerancia de importación. Idealmente, este nivel coincidirá con el LMR establecido en el mercado exportador (*Bielza 2000*).

En el transcurso del último siglo, ha tenido lugar un vertiginoso incremento en la comercialización internacional de alimentos. En este contexto, los Límites Máximos de Residuos (LMRs) han emergido como un pilar fundamental para facilitar dicho comercio. De hecho, la viabilidad comercial de un cultivo está sujeta a su conformidad con los LMRs establecidos. Sin embargo, subsiste la ausencia de un sistema de LMRs armonizado a nivel global, lo cual plantea un desafío significativo para los agricultores, quienes deben asegurarse de cumplir con las normativas tanto del país de origen como del país de destino de sus productos (*Cuarental et al. 2022*)

Un ejemplo ilustrativo de esta complejidad se presenta en la exportación de berries desde Chile hacia la Unión Europea. En tal caso, es imprescindible que los productos se adhieran tanto a los LMRs chilenos como a los europeos. En consecuencia, resulta esencial que los agricultores cuenten con un profundo conocimiento de los requisitos de LMRs vigentes en cada uno de sus mercados, además de verificar la alineación de las instrucciones de etiquetado local con las normativas de residuos del país importador (*Meyer 2019*).

Por otro lado, los exportadores, conscientes del riesgo de que sus productos no cumplan con las tolerancias de importación y sean rechazados, generalmente mantienen un alto grado de familiaridad con los LMRs en múltiples jurisdicciones internacionales. Asimismo, se recomienda de manera contundente a los agricultores que estén en constante vigilancia de

cualquier modificación en los LMRs a nivel global, una tarea en la que las entidades dedicadas a la fabricación de plaguicidas y las organizaciones agrícolas también desempeñan un papel preponderante (*Bielza 2000*). Lo anterior demuestra la importancia de encontrar alternativas al uso indiscriminado e irracional de plaguicidas sintéticos en la agricultura, cuyos residuos están deteriorando aceleradamente los recursos naturales y generan múltiples problemas de salud en los consumidores.

3.6. Costo ambiental del uso de plaguicidas sintéticos

La contaminación ambiental causada por plaguicidas representa un desafío de proporciones globales, ya que estos agentes químicos generan residuos perjudiciales que contaminan cultivos, suelos, cuerpos de agua, biodiversidad y el aire, con consecuencias que se extienden a través de las cadenas alimentarias, impactando así la salud humana (*Hernández y Hansen 2011*). Esta forma de contaminación puede surgir debido a diversos factores, como la bioacumulación, el transporte, la precipitación pluvial, la evaporación, el escurrimiento, la infiltración y la lixiviación (*Leyva et al. 2014*)

A pesar de la amplia gama de más de 80 mil productos disponibles en el mercado, únicamente un 15 % de estos ha sido sometido a evaluaciones para determinar su impacto en las poblaciones más susceptibles que tienen un contacto directo con su aplicación (*López et al. 2018*). En el contexto mexicano, se estima que se comercializan aproximadamente 100 mil toneladas de estos compuestos anualmente, representando alrededor del 40 % del consumo mundial (*García et al. 2018*).

El uso excesivo de plaguicidas puede representar una seria amenaza para la salud humana y el medio ambiente, resultando en impactos perjudiciales en ambos. Dada la amplia gama de sustancias y sus consecuencias, los efectos adversos de los plaguicidas son evaluados desde tres enfoques fundamentales: 1) la toxicidad para seres humanos y animales domésticos, 2) la toxicidad en organismos que actúan como indicadores de contaminación, y 3) la persistencia en el entorno (*Guigón y González 2007*).

IV. MATERIALES Y METODO

4.1. Ubicación del experimento

El experimento se llevó a cabo en los lotes de la estación experimental “Raúl Rene Valle” perteneciente a la Universidad Nacional de Agricultura. Este campus se ubica en el departamento de Olancho en la carretera hacia Dulce Nombre de Culmí, kilómetro 215, Barrió El Espino ciudad de Catacamas, Honduras. La extensión de Catacamas es de 7,228.5 km², la ciudad de Catacamas está situada entre los (14°; 54', 04”), latitud Norte y (85°; 55', 31”), del Meridiano de Greenwich.

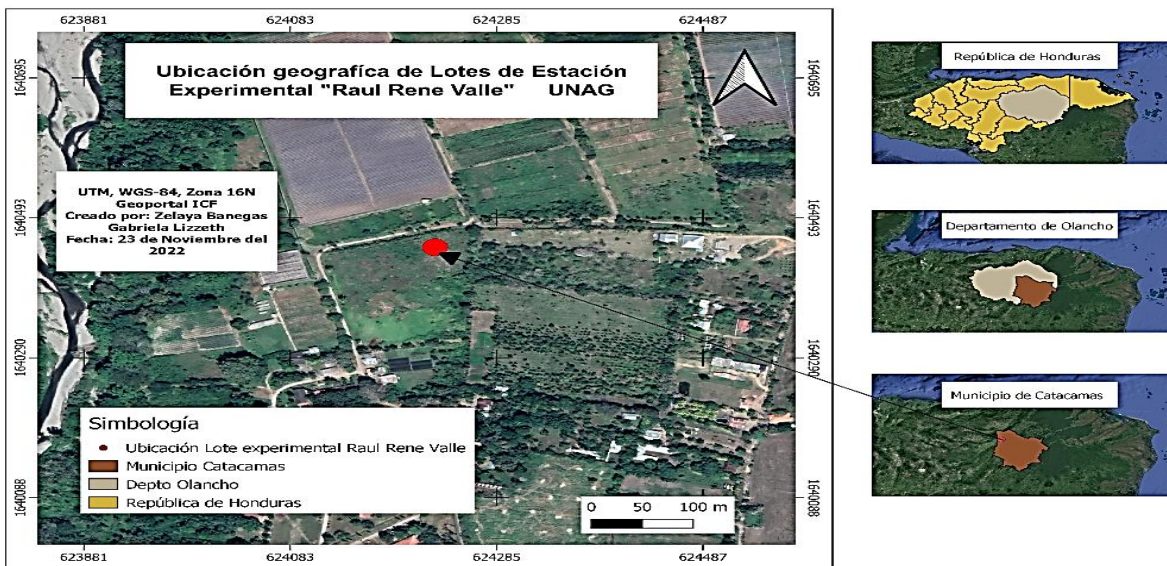


Figura 1. Ubicación Espacial del Campus de la Universidad Nacional de Agricultura

4.2. Materiales y equipo

Para la ejecución del trabajo fue necesario el uso de herramientas para la limpieza, marcado y preparación del suelo, como ser: machete, azadón, cabuya, cinta métrica, estacas, rastrillos.

En cuanto a la siembra y desarrollo del cultivo, fue necesario la adquisición de semillas de repollo, fertilizantes granulados como ser urea y 18-46-0; y los insecticidas biológicos y químicos objeto de estudio de esta investigación: extracto de semillas de Neem (T1), extracto de semillas de guanábana (T2), insecticida a base de chile, ajo, cebolla y detergente (T3), y *I. fumosorosea* (T4); además, se usó un insecticida químico de la familia de los piretroides, como ser Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin) (T5).

4.3. Diseño experimental

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cinco tratamientos, que incluían cuatro insecticidas biológicos, un insecticida químico-sintético y un grupo de control con agua. Cada tratamiento se repitió cuatro veces en un área de prueba con 24 unidades experimentales. Cada unidad consistía en dos camas separadas por 1 metro, con 10 plantas en cada hilera y un total de 40 plantas por tratamiento. Se realizaron análisis estadísticos utilizando el software SPSS v. 25, aplicando la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y comparando las medias con la prueba de Games Howell, con un nivel de significancia del 5%.

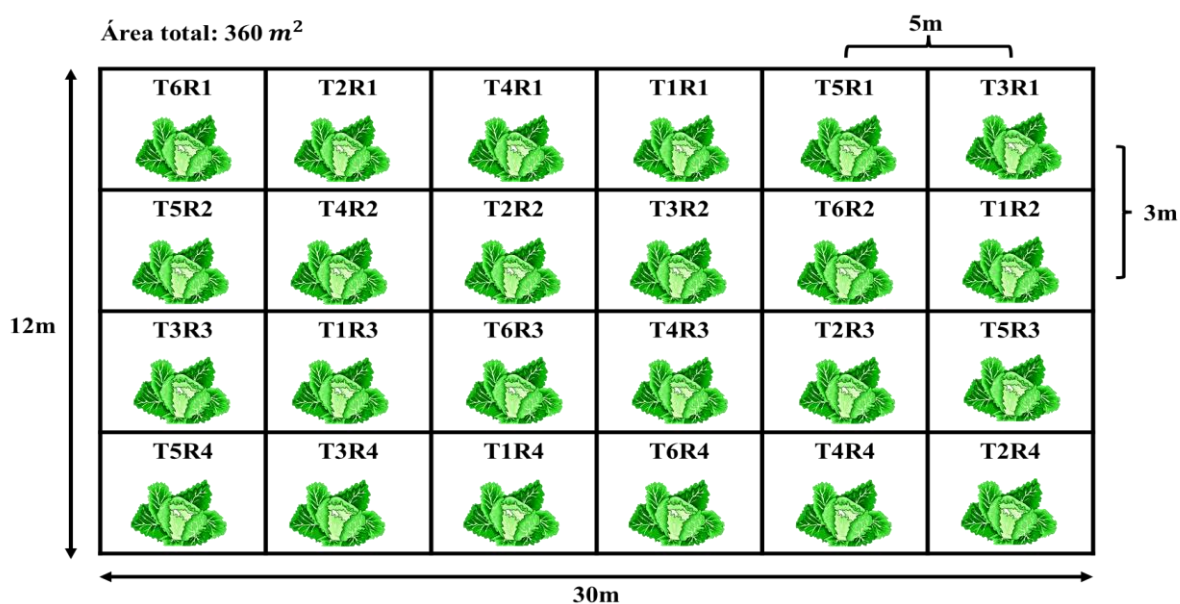


Figura 2. Distribución de los tratamientos en el sitio experimental

4.4. Manejo del ensayo

La variedad que se utilizó fue Izalco, sembrada inicialmente en bandejas. Estas fueron regadas diariamente con regadera manual a razón de dos galones de agua diario para las ocho bandejas, en horas tempranas de la mañana y al ponerse el sol para evitar que el sustrato se secase.

4.4.1. Preparación del terreno

La limpieza del terreno se realizó de forma manual, se rastrilló y se sacó el rastrojo fuera de los límites de la parcela. La limpieza fue realizada 16 días antes del trasplante para eliminar vegetación existente. Al día 15 antes del trasplante se realizó el primer y único pase de la rastra para remover el terreno, al día 14 se definieron los surcos con azadón y el día 13 antes del trasplante se instaló el sistema de riego por goteo.

4.4.2. Trasplante

Las plántulas de repollo fueron obtenidas de la sección de Hortalizas de la Universidad Nacional de Agricultura, la cual utiliza la variedad Izalco. El trasplante se realizó a los 15 días después de la germinación de las semillas. El trasplante se efectuó con una densidad de siembra de 0.50 m entre planta y 0.75 m entre hileras, dando un total de 960 plántulas trasplantadas.

4.4.3. Fertilización

Se realizaron aplicaciones de nutrientes esenciales de la siguiente manera: 362 kg-ha⁻¹ de nitrógeno en forma de urea, 152 kg-ha⁻¹ de fósforo mediante DAP 18-46-0, y 456 kg-ha⁻¹ de potasio a través de KCL. Adicionalmente, se aplicaron 205 kg-ha⁻¹ de Sulfato de Magnesio y 117.9 kg-ha⁻¹ de melaza. El calendario de fertilización se muestra en el anexo 2.

4.4.4. Riego

Se estableció un sistema de riego por goteo, el cual se utilizó cada dos días siempre y cuando el cultivo lo requiriera. El trasplante se llevó a cabo por horas de la tarde. Antes del trasplante las plantas fueron sometidas a un proceso de adaptabilidad para que al momento de llevarla al campo la planta no sufriera de estrés. A medida que el tamaño de la planta aumentó también incrementó el tiempo de riego hasta llegar a una hora diaria distribuida a manera de 30 minutos en la mañana y 30 minutos en la tarde (*Rikolto* 2018).

4.4.5. Manejo de malezas

El control de malezas se realizó de forma manual utilizando azadón. El primer control se hizo a los 10 días después del trasplante, arrancando las plantas de los callejones y alrededor del cultivo de repollo. Posteriormente, se hizo control de estas cada cinco días hasta los 70 días. Después de este tiempo solo se realizaron limpiezas en las calles cada 10 días debido al tamaño de las plantas de repollo.

4.4.6. Cosecha

La cosecha es el momento indicado de recolección del producto vegetal apto para su utilización, consumo y comercialización. La cosecha se realizó a los 110 días después de trasplante, momento en el cual las plantas de repollo alcanzaron su madurez técnica y comercial, indicado por su ciclo biológico y la consistencia de la cabeza.

4.5. Descripción de los tratamientos

Los bioinsecticidas utilizados se elaboraron artesanalmente a partir de i) extracto de semillas de guanábana, ii) aceite esencial de Neem, iii) insecticida a base de ajo, chile, cebolla y detergente, y iv) el hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* el cual actúa por contacto de las esporas con la cutícula de los insectos. Asimismo, se utilizó el insecticida químico

Cintanegra 2.5EC (Lambda Cyhalothrin), de la familia de los piretroides que actúa por contacto e ingestión sobre el sistema nervioso de los insectos; y un testigo absoluto.

Para la elaboración del insecticida a partir de guanábana se utilizó la metodología propuesta por *Álvarez et al.* (2002), en la cual se recolectaron frutos, y fueron transportados al Laboratorio de Química de la Universidad Nacional de Agricultura, donde se desinfectaron y procesaron en condiciones controladas para evitar su degradación. Se utilizó el endospermo de las semillas, el cual se cortó y maceró en etanol al 96% a temperatura ambiente durante una semana. Luego el solvente se evaporó mediante baño maría a 50 °C y el extracto seco obtenido se disolvió en agua destilada a la misma temperatura de evaporación. Para preparar 100 ml de producto, fue necesario utilizar 100g de endospermo, 500 ml de etanol, y 100 ml de agua destilada (*Álvarez et al.* 2002). De acuerdo con Augusto (2008), los insecticidas elaborados a partir de Anonáceas son más efectivos por ingestión que contacto.

De la misma forma, se preparó un insecticida botánico utilizando 300 g de chile molido, 300 g de ajo molido, 300 g de cebolla molida y 300 g de detergente, disueltos en 2.5 L de agua y dejando reposar por 24 horas. Posteriormente se utilizó 1 L de producto elaborado, diluido en 20 L de agua, el cual se asperjó directamente a la planta, basado en la metodología propuesta por *Jiménez y Gómez* (2012). Los estudios demuestran que los insecticidas elaborados a partir de este producto actúan por contacto.

Para la elaboración del insecticida a base de Neem se utilizó la metodología propuesta por *Perez* (2002), en la cual se usaron semillas y hojas recolectadas en el área circundante de la Universidad Nacional de Agricultura. Los frutos se despulparon para extraer las semillas, las cuales, junto a las hojas, se secaron en horno de convección durante 24 horas. Tan pronto las semillas sin cáscara y hojas sin pecíolo estuvieron secas, fueron sometidas a un proceso de molido, utilizando molinos manuales hasta lograr un tamaño de partícula de 1 a 2 mm.

Para extraer el ingrediente activo, se mezcló 400 g de hojas y 100 g de semillas molidas en un litro de agua, esta mezcla se dejó reposar por 24 horas; después de este periodo se separó

la parte líquida por decantación o filtrado. Para producir el aceite de Neem se machacaron suavemente las semillas y las hojas, hasta formar una pasta acuosa. Esta masa fue amasada a mano durante cinco minutos para que el aceite comenzara a escurrir. De 1 kg de semillas se extrajeron aproximadamente 125 ml de aceite. El insecticida formado a partir de extracto de semillas de neem actúa por contacto o ingestión.

Los insecticidas se aplicaron a partir de la presencia de la plaga en el cultivo, tomando como referencia el nivel de daño económico reportado por Kirby & Slosser (1984), el cual es de 0.3 larvas por planta. A partir de la identificación de la plaga en el cultivo, se comenzaron a aplicar los insecticidas, de acuerdo con las recomendaciones propuestas para cada uno, las cuales se encuentran en la tabla 1.

Tabla 2. Descripción de los bio-insecticidas e insecticidas químicos utilizados durante el estudio

Tratamiento	Ingrediente activo	Dosis
Extracto de semillas de Neem	Azadirachtina	5 ml de extracto por cada litro de agua, cada siete días (Acosta 2022)
Extracto de semillas de guanábana	Acetogeninas	8-12 ml de producto por cada litro de agua, aplicado cada siete días (Álvarez et al. 2002)
Isaria	<i>Isaria fumosorosea</i>	2.25g por cada litro de agua, aplicado cada siete días (Kenogard 2017).
Chile + ajo + cebolla + detergente	Capsaicina + alicina + surfactante	50 ml por cada litro de agua, aplicados cada siete días (Jiménez y Gómez 2012).
Cintanegra 2.5EC	Lambda cyhalothrin	0.5-0.7 ml por litro de agua utilizada, aplicados cada quince días (ADAMA sf).

Fuente: elaboración propia.

4.6. Variables evaluadas

4.6.1. Número de larvas vivas y masas de huevos de *Plutella xylostella*

A partir del trasplante, se evaluó dos veces por semana la incidencia del ataque de *Plutella xylostella* L., realizando conteos un día antes y un día después de la aplicación de los insecticidas (Mora 1990). Esta incidencia se estableció mediante un muestreo de cinco plantas al azar en cada unidad experimental. En cada planta se revisó el envés de las hojas en busca de larvas y masas de huevos, las cuales fueron contadas para tener una representación aritmética del ataque en cada parcela.

Tabla 3. Método de muestreo de la cantidad de larvas y masas de huevos de *Plutella xylostella* presentes en el cultivo

Día	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Actividad	CL	AI	CL	*	*	CL	AI	CL	*	*

Nota: CL: Conteo de larvas; AI: Aplicación del insecticida; *: Sin actividad.

4.6.2. Número de cabezas de repollo sin daño

El número de cabezas de repollo sin daño, fueron tomadas en campo al momento de efectuar la cosecha, en la cual, se contabilizaron el total de cabezas por cada una de las unidades experimentales, y se separaron las cabezas de repollo sin daño, de las que tenían daño. A su vez se registró el peso total del repollo en el lote de producción, y el peso promedio por cabeza, para su uso en el análisis de relación beneficio-costos (Delgado 2001).

4.6.3. Porcentaje de daño foliar

Para verificar el nivel de daño foliar para cada uno de los tratamientos, se utilizaron las cinco hojas envoltantes de cada una de las cabezas de repollo, basado en la escala de daño por defoliación propuesta por Chalfan y Brett (1965):

1. Sin daño aparente de insectos
2. Con ataque menor de insectos en hojas envolventes (0-1% de la hoja dañada)
3. Con ataque moderado de insectos en hojas envolventes, pero sin daño en la cabeza (2-5% de la hoja dañada)
4. Con ataque moderado de insectos en hojas envolventes, y ataque menor en la cabeza (6-10% de la hoja dañada)
5. Moderado a fuerte ataque en las hojas envolventes y en las hojas de la cabeza (11-30% de las hojas dañadas)
6. Considerable ataque de insectos en las hojas envolventes y en las hojas de la cabeza, presentando numerosas raspaduras en la cabeza (11-30% de las hojas dañadas)

4.6.4. Relación Beneficio/Costo

Se realizó un análisis económico según la metodología planteada por *CIMMYT (1998)*, con el objetivo de evaluar la rentabilidad del cultivo para cada uno de los tratamientos y así determinar cuál de las alternativas es la más adecuada y/o aplicable dentro de un contexto de Manejo Integrado de Plagas. Para ello, se elaboró un presupuesto parcial en el que se detallan los beneficios netos por concepto de producción de repollo, y los costos totales por cada tratamiento evaluado. Estos resultados se emplearon para ejecutar la fórmula de la relación beneficio-costo y con ello determinar la rentabilidad de los tratamientos.

$$\text{Relacion } \frac{B}{C} = \frac{\text{Beneficios totales}}{\text{Costos totales}}$$

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Número de larvas y masas de huevos de *Plutella xylostella* por planta por tratamiento

En la Tabla 4 se presentan los promedios relativos de larvas vivas de *Plutella xylostella*, recolectadas en un total de 12 muestreos llevados a cabo antes y después de la aplicación de los insecticidas. Además, se incluye el porcentaje de reducción en la población de larvas vivas como resultado de estas intervenciones. Según el análisis de varianza, se constatan marcadas diferencias estadísticas significativas (con un nivel de significancia $p < 0.05$) entre los insecticidas sometidos a evaluación. Notablemente, los insecticidas de carácter biológico, elaborados a partir de chile, ajo y cebolla, así como, extracto de semillas de guanábana, *Isaria fumosorosea* y extracto de semillas de neem, se destacan como los agentes más eficaces, exhibiendo notorios rangos de reducción, los cuales oscilan entre un 57% y un 67%. Es importante subrayar, que entre estos insecticidas biológicos no se detectaron diferencias estadísticas significativas en términos de reducción de larvas.

Por otra parte, es importante destacar que los insecticidas biológicos también se caracterizaron por mantener una notable estabilidad en el promedio de larvas por planta, manteniéndose en un intervalo de 0.22 a 0.33. Estos valores se sitúan por debajo del umbral crítico de daño económico provocado por la temida *P. xylostella*. En un contraste evidente, el insecticida químico Lambda cyhalothrin exhibió índices de reducción estadísticamente inferiores en comparación con los presentados por los insecticidas biológicos. En un apunte final, merece atención el comportamiento de la parcela control, la cual experimentó aumentos en el número de larvas, subrayando de manera inequívoca la importancia de aplicar de manera diligente y oportuna los tratamientos insecticidas en el cultivo.

Tabla 4. Promedio de larvas vivas de *Plutella xylostella* por planta por tratamiento

Insecticida	Muestreos de larvas vivas		
	Pre-AI	Post-AI	Reducción de Larvas (%)
Chile, ajo, cebolla y detergente	0.68±0.16 ^b	0.22±0.14 ^a	↓67.67 ^a
Extracto de semillas de guanábana	0.69±0.17 ^b	0.24±0.08 ^a	↓65.22 ^a
<i>I. fumosorosea</i>	0.70±0.17 ^b	0.26±0.09 ^{ab}	↓62.86 ^a
Extracto de semillas de Neem	0.74±0.18 ^b	0.33±0.09 ^{ab}	↓55.41 ^a
Lambda cyhalothrin	0.41±0.18 ^a	0.26±0.15 ^{ab}	↓36.59 ^b
Testigo	0.86±0.19 ^c	0.97±0.21 ^c	↑12.79 ^c

Nota. Letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos según prueba de comparación de medias Games Howell ($p < 0.05$). ***Pre-AI:** antes de la aplicación del insecticida. ****Post-AI:** después de la aplicación del insecticida.

Asimismo, la Tabla 5 exhibe los promedios de masas de huevos de *P. xylostella* provenientes de 12 muestreos efectuados antes y después de la aplicación de los insecticidas, además del porcentaje de disminución en las masas de huevos. El análisis de varianza reveló notables diferencias estadísticas entre los insecticidas evaluados. Los insecticidas elaborados a partir de la combinación de chile, ajo y cebolla, el insecticida químico Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin), así como los insecticidas basados en semillas de guanábana e *Isaria fumosorosea*, destacaron al registrar los mayores índices de reducción en las masas de huevos, con promedios que oscilaron entre el 46% y el 53%, manteniendo un promedio de 0.24 a 0.36 masas de huevos por planta. No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre ellos ($p < 0.05$). No obstante, estos insecticidas presentaron superioridad estadística al ser contrastados con el Control, donde la reducción se limitó al 21%. Finalmente, el insecticida a base de extracto de semillas de neem demostró una disminución en las masas de huevos superior al Control, aunque inferior tanto al insecticida químico como al insecticida a base de chile, ajo y cebolla.

Tabla 5. Número de masas de huevos de *Plutella xylostella* por planta por tratamiento

Insecticida	Muestreos de masa de huevos		
	Pre-AI	Post-AI	Reducción de huevos (%)
Chile, ajo, cebolla y detergente	0.61±0.23 ^b	0.30±0.19 ^{ab}	↓53.41 ^a
Cintanegra 2.5EC (Lambda Cyhalothrin)	0.48±0.22 ^a	0.24±0.21 ^a	↓51.93 ^a
Extracto de semillas de guanábana	0.63±0.24 ^b	0.32±0.18 ^{ab}	↓49.85 ^{ab}
<i>I. fumosorosea</i>	0.65±0.21 ^b	0.36±0.19 ^{ab}	↓46.23 ^{ab}
Extracto de semillas de Neem	0.68±0.27 ^b	0.41±0.21 ^b	↓39.73 ^b
Testigo	0.88±0.26 ^c	0.72±0.28 ^c	↓21.26 ^c

Nota. Letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos según la prueba de comparación de medias de Games Howell ($p < 0.05$). ***Pre-AI:** antes de la aplicación del insecticida. ****Post-AI:** después de la aplicación del insecticida.

5.2. Fluctuación poblacional de larvas y masas de huevos de *Plutella xylostella* por tratamiento

5.2.1. Insecticida a base de extracto de semillas de neem

La Figura 3 ilustra el comportamiento de la población de larvas de *P. xylostella* en las parcelas sometidas al tratamiento con el producto insecticida elaborado a partir de extractos de semillas de neem. Previo a la aplicación del insecticida, se registró una media de 0.74 larvas por planta. Sin embargo, después de la aplicación, se observó una disminución significativa en los recuentos promedio, descendiendo a alrededor de 0.33 larvas por planta, representando así una notable reducción del 55%.

Resulta relevante destacar que durante los muestreos 5 y 6, correspondientes al 23 y 28 de febrero respectivamente, se registró un incremento de 4 °C en la temperatura. Este cambio térmico se asoció con los picos más elevados de larvas por planta. Estos resultados apuntan

a la existencia de una posible relación directamente proporcional entre la temperatura y la densidad de larvas por planta de *Plutella xylostella*. Estos resultados concuerdan a los reportados por *Benignus et al. (2017)* quienes mencionan que las temperaturas óptimas para el desarrollo de la *P. xylostella* fueron de 32.5, 33.5 y 33°C para huevos, larvas y pupas, respectivamente. Asimismo, encontraron que las tasas de mortalidad aumentaron debido a las temperaturas extremas, alcanzando el 53.3, 70.0 y 52.4% para huevos, larvas y pupas, respectivamente.

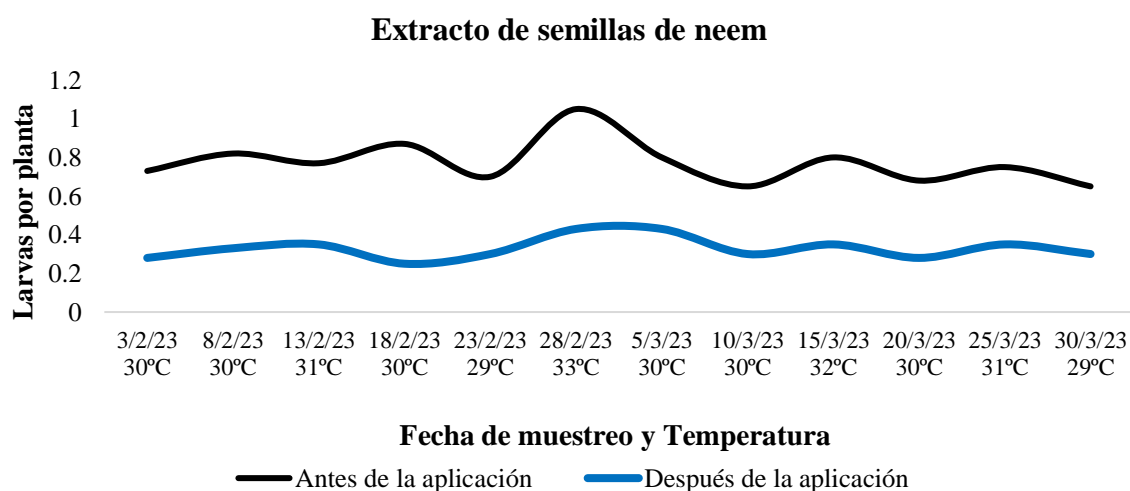


Figura 3. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de neem.

De manera similar, la Figura 4 representa el comportamiento de la población de masas de huevos de *P. xylostella* en las parcelas que fueron sometidas al tratamiento con el insecticida derivado de extractos de semillas de neem. Antes de la aplicación del insecticida, se registró una media de 0.68 masas de huevos por planta. No obstante, tras la aplicación del tratamiento, se evidenció una disminución significativa en los recuentos promedio, descendiendo a aproximadamente 0.41 masas por planta, lo que se traduce en una destacada reducción de casi el 40%.

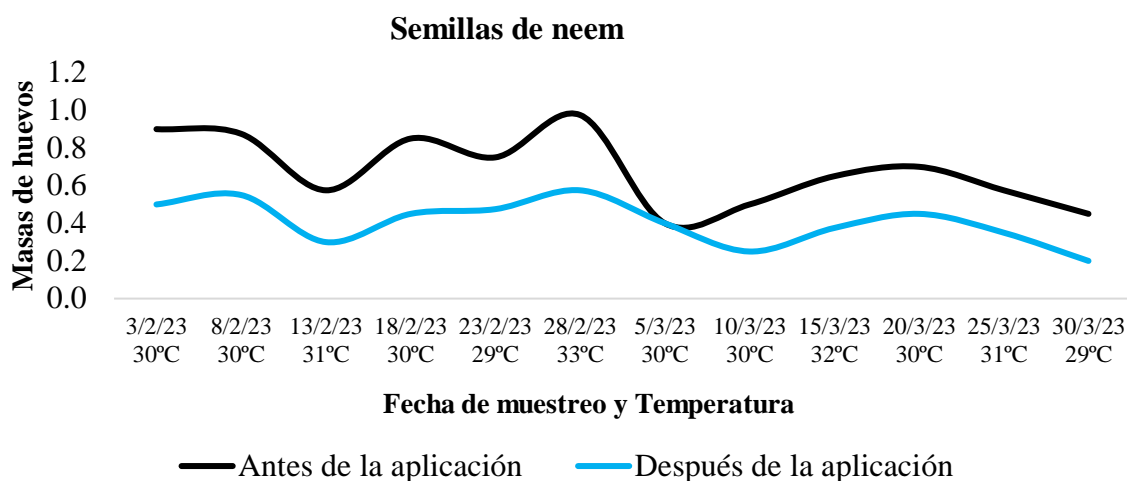


Figura 4. Fluctuación del número masas de huevos por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de neem.

El neem ha demostrado reducir la oviposición en varias especies de insectos diferentes, incluyendo el escarabajo de los frutos secos, *Carpophilus hemipterus* (Linnaeus) (Coleoptera: Nitidulidae), la chicharrita parda, *Nilaparvata lugens* (Hemiptera: Delphacidae), y la mosca de la sandía, *Dacus curcurbitae* Coquillett (Diptera: Tephritidae) (Jacobsen et al. 1978; Saxena et al. 1981; Singh & Srivastava, 1983). Sin embargo, la respuesta de oviposición de *P. xylostella* en las crucíferas tratadas con extractos y formulaciones de neem ha sido variada.

Chandramohan & Nanjan (1992) encontraron que un producto de aceite de neem redujo la oviposición, pero Klemm & Schmutterer (1993) encontraron una clara preferencia de oviposición por parte de *P. xylostella* en el repollo tratado con neem. En otro ensayo, el número de huevos ovopositados por *P. xylostella* en hojas de repollo tratadas con tres insecticidas basados en neem diferentes no fue significativamente diferente del número de huevos ovopositados en los repollos tratados con agua (Liang et al., 2003). De igual manera, Charleston et al. (2005) encontró que *P. xylostella* no mostró una diferenciación importante en la oviposición en las plantas de repollo tratadas con neem en comparación con las plantas de repollo de control.

5.2.2. Insecticida a base de extracto de semillas de guanábana

La Figura 5 ofrece un análisis de las variaciones poblacionales de las larvas de *Plutella xylostella* en las parcelas experimentales que fueron tratadas con el insecticida formulado a partir de extracto de semillas de guanábana. Previo a la aplicación del producto, se llevaron a cabo muestreos que arrojaron un promedio cercano a 0.69 larvas por planta. Sin embargo, tras la aplicación del insecticida, se realizaron conteos adicionales que revelaron una marcada reducción en la población larvaria, registrando un promedio de 0.24 larvas por planta. Este hallazgo denotó una notable disminución del 64% en la densidad poblacional de las larvas por planta.

Asimismo, a lo largo del desarrollo del estudio, se observó una relación entre las oscilaciones poblacionales de las larvas y las condiciones ambientales circundantes. Específicamente, se pudo observar que los picos más pronunciados en la población de larvas coincidieron con incrementos en la temperatura ambiente. Este hecho resalta la influencia significativa de las condiciones climáticas en la dinámica poblacional de las larvas de *P. xylostella*.

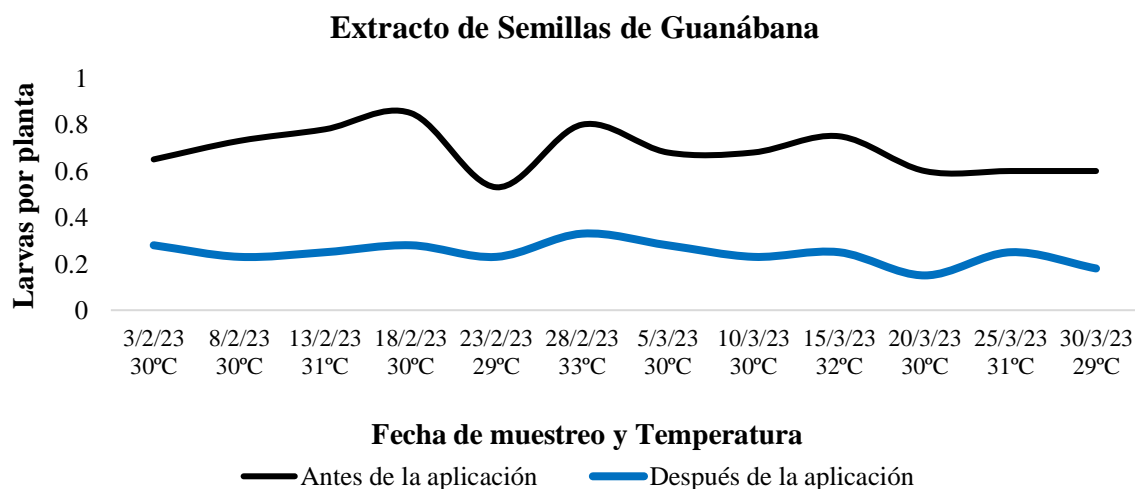


Figura 5. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de semillas de guanábana.

Por otra parte, en la figura 6 se presenta un análisis de las variaciones en las poblaciones de masas de huevos de *Plutella xylostella* en las parcelas experimentales que recibieron tratamiento con el insecticida formulado a partir de extracto de semillas de guanábana. Antes de la aplicación del insecticida, se llevaron a cabo muestreos que arrojaron un promedio de aproximadamente 0.63 masas de huevos por planta. No obstante, tras la aplicación del insecticida, se realizaron conteos adicionales que revelaron una marcada disminución en la población de larvas, registrando un promedio de 0.32 larvas por planta. Este hallazgo destacó una significativa reducción del 49.8% en la densidad poblacional de las masas de huevos por planta.

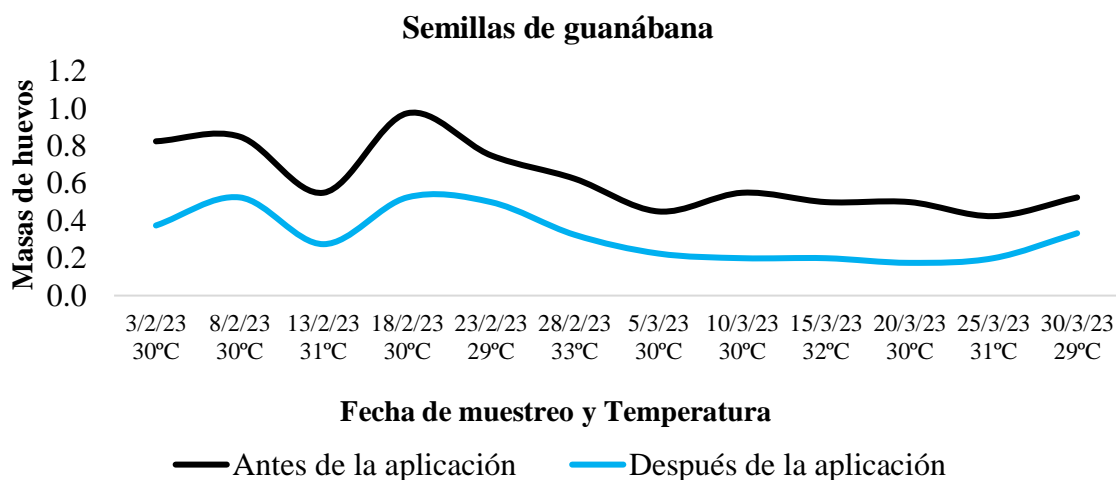


Figura 6. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de extracto de semillas de guanábana.

En un estudio reciente, Krinski *et al.* (2014) demostraron la eficacia de las anonáceas como plantas insecticidas contra diferentes insectos. Sin embargo, en el caso de *A. muricata*, no hay informes en la literatura sobre el control de *P. xylostella*. La acetogenina, una sustancia presente en las anonáceas, actúa sobre los insectos al dirigirse a las mitocondrias e inhibir el NADH, lo que lleva a la muerte de estos insectos (Zafra-Polo *et al.* 1996). La bioactividad de las acetogeninas puede variar significativamente según la especie, así como el solvente utilizado en la extracción (Chirinos *et al.* 2007, Shaalan *et al.* 2005). En lo que respecta al orden Lepidóptera, un estudio reciente de Freitas *et al.* (2014) mostró el control de *S.*

frugiperda mediante extractos de plantas al reducir la viabilidad de la fase larval. Los extractos de *A. coriacea* añadidos a la dieta de *Anagasta kuehniella* causaron la muerte del 50% de las larvas y actuaron como antialimentarios (Coelho *et al.* 2007).

5.2.3. Insecticida a base de *Isaria fumosorosea*

En la figura 7 se detalla el comportamiento del número de larvas de *P. xylostella* en los lotes tratados con el producto insecticida a base de *Isaria fumosorosea*. Antes de la aplicación del insecticida, se observaron promedios cercanos a 0.70 larvas por planta, mientras que después de la aplicación se contabilizaron promedios de 0.26 larvas por planta, lo que representa una significativa disminución de alrededor del 63% en la población de *P. xylostella*.

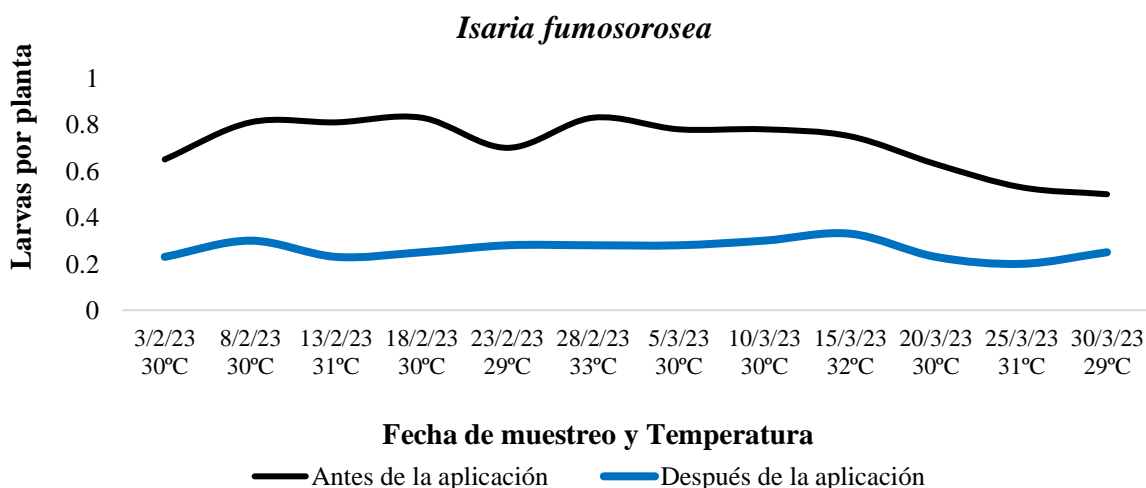


Figura 7. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de *Isaria fumosorosea*.

En la figura 8, se presenta una descripción detallada del comportamiento del número de masas de huevos de *P. xylostella* en los lotes que fueron sometidos al tratamiento con el insecticida basado en *Isaria fumosorosea*. Antes de la aplicación del insecticida, se registraron promedios cercanos a 0.65 masas de huevos por planta. Sin embargo, después de la aplicación, se observó una notable reducción, con promedios contabilizados de 0.36 masas

de huevos por planta. Esta disminución representa una reducción significativa de aproximadamente el 46.2% en la población de *P. xylostella*.

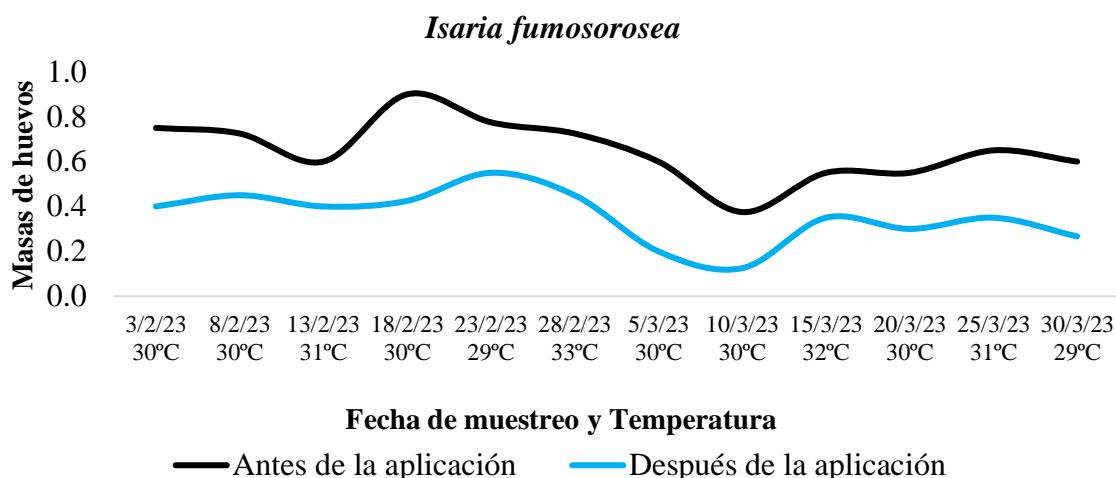


Figura 8. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de *Isaria fumosorosea*.

En un estudio efectuado por *Nian et al.* (2015) demostraron que *I. fumosorosea* es altamente patógena para *P. xylostella* y el proceso de germinación e infección de las conidias es rápido. Estos autores mencionan que *I. fumosorosea* produjo un efecto debilitante en las larvas de *P. xylostella*, como la reducción de la ingesta de alimentos o la alteración de la homeostasis del entorno interno de las larvas. Además de la mortalidad, los resultados de los experimentos en macetas y en el campo efectuados por estos investigadores mostraron que la tasa de pupación, la tasa de emergencia de adultos, la longevidad de las hembras y la fecundidad de *P. xylostella* se vieron afectadas de alguna manera por *I. fumosorosea*.

Furlong et al. (1997) informaron que las hembras de *P. xylostella* de la misma edad, infectadas con el hongo *Zoophthora radicans* (Brefeld), ponían menos huevos antes de morir en comparación con los controles. De manera similar, *Huang et al.* (2010), observaron que la longevidad y la fecundidad de *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *P. xylostella* se reducían significativamente cuando eran infectadas por *I. fumosorosea* en comparación con el grupo

de control. Se especula que el equilibrio de nutrientes se vio afectado por la acción del hongo durante los procesos iniciales de la infección.

5.2.4. Insecticida a base de chile, ajo y cebolla

La figura 9 muestra el comportamiento de la población de larvas de *P. xylostella* en la parcela tratada con un insecticida botánico a base de extracto de chile, ajo y cebolla. Esta parcela exhibió un patrón comparable a las parcelas donde se aplicaron los otros insecticidas biológicos a base de semillas de Neem, semillas de guanábana e *Isaria fumosorosea*. En los conteos realizados antes de la aplicación del insecticida, se registró un promedio de 0.68 larvas por planta, mientras que después de la aplicación, los promedios disminuyeron significativamente a 0.22 larvas por planta, representando una reducción del 66% en la población de *P. xylostella*.

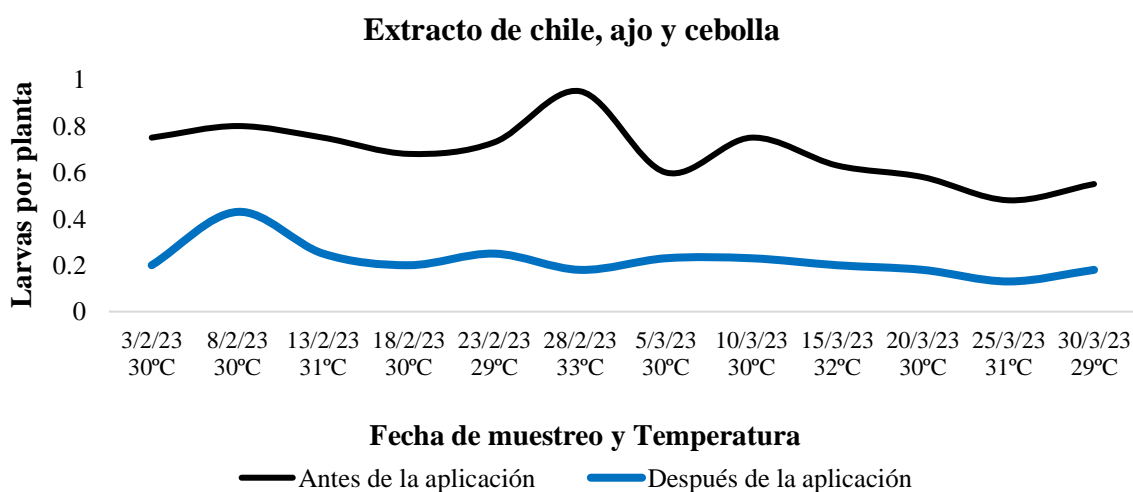


Figura 9. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base extracto de chile, ajo y cebolla.

De manera análoga, la Figura 10 ilustra la dinámica de la población de masas de huevos de *P. xylostella* en la parcela tratada con un insecticida elaborado a partir de extractos de chile, ajo y cebolla. Esta parcela exhibió un patrón semejante al observado en las parcelas donde se aplicaron otros insecticidas de naturaleza biológica, como los basados en semillas de neem,

guanábana e *Isaria fumosorosea*. Antes de la aplicación del insecticida, se contabilizó un promedio de 0.61 masas de huevos por planta, mientras que posterior a la aplicación, los promedios disminuyeron significativamente a 0.30 masas de huevos por planta, lo que representa una reducción del 53.4% en la población de *P. xylostella*.

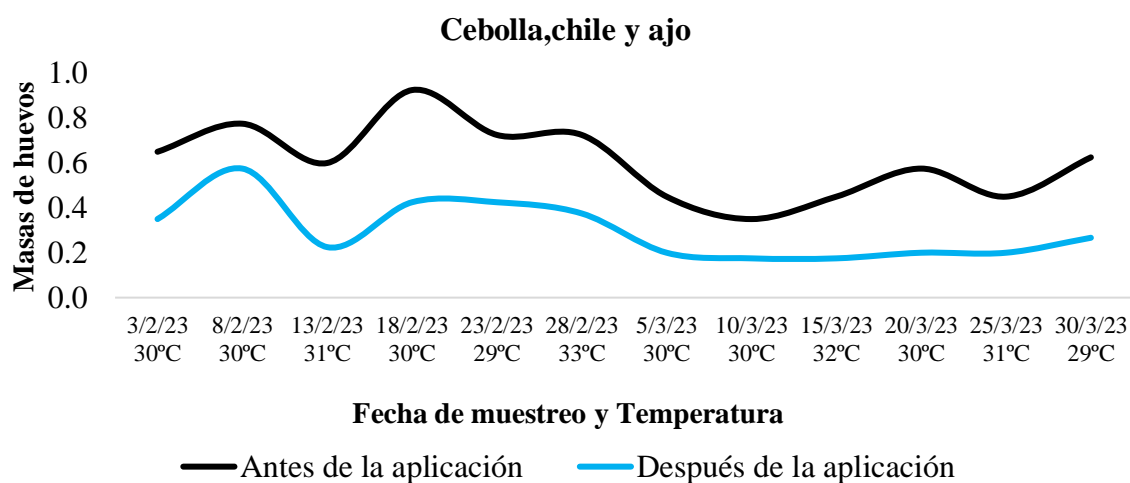


Figura 10. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida a base de chile, cebolla y ajo.

Shazia et al. (2006), evaluaron productos botánicos y químicos para el control de *P. xylostella*, sobresaliendo los bioinsecticidas a base de extractos acuosos de pimienta; y mezclas de ajo y clavo de olor en comparación con la aplicación de los demás productos, lo cual sugiere el potencial de las especias en el control de la polilla diamantina de la col (*P. xylostella*). La pimienta picante se ha encontrado efectiva como pesticida, según hallazgos en Papúa Nueva Guinea que indicaron la naturaleza repelente de la especia en el control de plagas de cultivos (*Gaby 1988*). Las propiedades pesticidas del pimiento picante también se han informado en otros lugares en el control de la polilla diamantina de la col (*IPM DANIDA 2003*).

En otros estudios, la naturaleza repelente del polvo de pimiento rojo se ha utilizado con éxito para controlar plagas de gusanos en la col y la lechuga. El pimiento redujo suficientemente el daño causado por las orugas, lo que resultó en cosechas comercializables de col y lechuga,

según los hallazgos de *Zehnder y Griggs (1996)* y *Zehnder et al. (1998)*. Del mismo modo, el pimiento picante estuvo entre los pesticidas naturales que produjeron las mayores cosechas comercializables en la col contra la polilla diamantina (*Elwell y Maas 2005*). Se ha informado que el pimiento rojo en polvo, obtenido en un supermercado local, es un repelente de insectos y más eficaz que el control en la reducción de las poblaciones de polilla diamantina en el campo (*Zehnder y Griggs 1996*).

El extracto acuoso de ajo también proporcionó un buen control sobre la severidad de la polilla diamantina, las hojas comerciadas y el porcentaje de hojas comerciadas, lo que sugiere que esta especia puede usarse para controlar la plaga. *Zehnder et al. (1998)* informaron que el ajo proporciona un control efectivo de las orugas en la lechuga y la col. Según *Zehnder et al. (1998)*, el ajo y el pimiento rojo fueron equivalentes o tuvieron un mejor control de las larvas en la col que el insecticida sintético Karate.

En otros estudios, los aerosoles de aceite de ajo se han encontrado eficaces contra áfidos, orugas de la col, tijeretas, escarabajos de junio, saltahojas, chinches de calabaza y moscas blancas (*Shier 2000*). Por lo tanto, se sugiere que el ajo es un insecticida de amplio espectro que se puede utilizar para controlar varias plagas hortícolas. El aceite de ajo se informa como un insecticida no selectivo con propiedades antibióticas y antifúngicas (*Singh 2005*). La combinación de ajo, pimiento y clavo resultó ser superior al control sin aplicación de pesticidas en todas las variables, lo que sugiere que la efectividad de la combinación se debe principalmente a interacciones positivas entre los componentes de la mezcla.

Los áfidos también han sido repelidos rociando una mezcla de pimiento rojo picante, ajo, jabón líquido y agua. Por lo tanto, es importante estudiar el mecanismo de aumento de la eficacia de combinaciones específicas de productos botánicos y hacer un uso selectivo de ellas. El aceite de canela también se ha utilizado para controlar ácaros en productos comestibles como uvas, fresas y batatas (*Kowalska et al. 2021*). Según *Bessette et al. (2010)*, una composición pesticida que contiene aceite de gaulteria, aceite mineral y aceite de canela fue eficaz contra insectos, larvas y huevos, arácnidos, hongos y bacterias.

5.2.5. Insecticida a base de Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin)

La figura 11 muestra el comportamiento sobre el número de larvas por planta en las parcelas tratadas con el insecticida químico Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin). Esta parcela exhibió los menores promedios de larvas por planta en los conteos realizados antes de la aplicación del insecticida, con un valor aproximado de 0.41 larvas por planta. Después de la aplicación, los conteos promediaron alrededor de 0.22 larvas por planta, lo que representa una significativa reducción del 37%. Los bajos promedios antes de la aplicación sugieren un efecto residual más prolongado del producto químico en comparación con los insecticidas biológicos. No obstante, después de la aplicación, los promedios entre el insecticida químico y los biológicos no mostraron diferencias significativas.

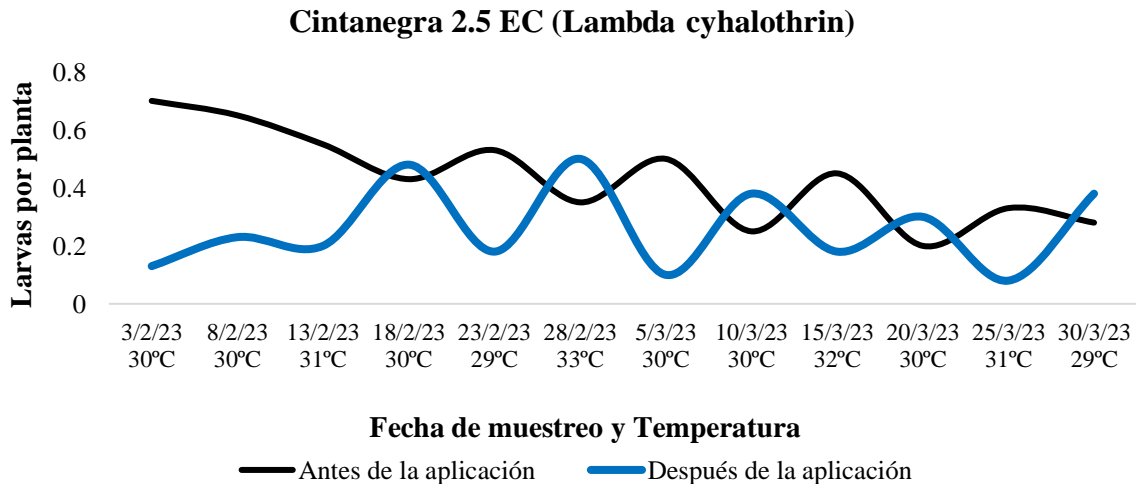


Figura 11. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin).

La figura 12 también ilustra el comportamiento del número de masas de huevos observado en las parcelas que recibieron tratamiento con el insecticida químico Cintanegra 2.5EC (Lambda Cyhalothrin). Antes de la aplicación del insecticida, esta parcela exhibió los valores más bajos en promedio de masas de huevos por planta, aproximadamente 0.48 masas de huevos por planta. Sin embargo, después de la aplicación, los conteos promediaron alrededor de 0.24 masas de huevos por planta, lo que representa una reducción significativa del 51.9%.

La presencia de bajos promedios antes de la aplicación sugiere un efecto residual más prolongado del producto químico en comparación con los insecticidas biológicos. No obstante, es importante destacar que después de la aplicación, no se observaron diferencias significativas en los promedios entre el insecticida químico y los biológicos.

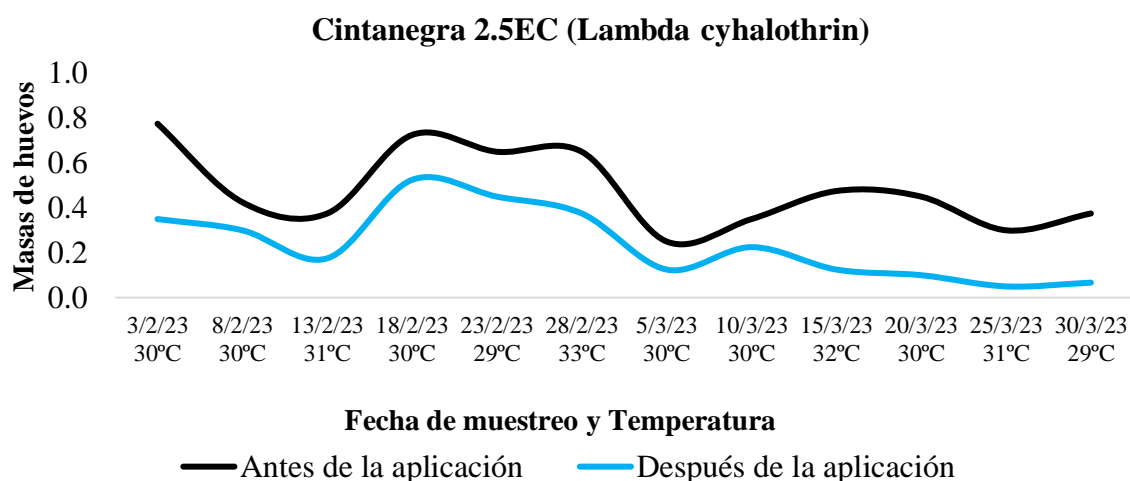


Figura 12. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de *P. xylostella* antes y después de la aplicación del insecticida Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin).

El piretroide λ -Cyhalothrin, se ha utilizado contra una amplia gama de especies de Lepidoptera (Rinkleff *et al.* 1995), Hemiptera (Greene *et al.* 2001), Homoptera (Liu *et al.* 2001), Diptera (Zhu *et al.* 2002) y Coleoptera (Yadav *et al.* 2001), y también tiene cierta actividad acaricida (Yang *et al.* 2002). La λ -Cyhalothrin también muestra actividad adulticida, ovicida y, especialmente, larvicida (Rinkleff *et al.* 1995). Aunque se ha informado que muchos insectos plagas desarrollan resistencia a λ -Cyhalothrin, incluyendo a *P. xylostella* (Cameron y Walker 1998), todavía se utiliza para controlar numerosas plagas de cultivos de vegetales y campos en todo el mundo (Foster *et al.* 2002).

En un estudio efectuado por Liu *et al.* (2003), en el cual evaluaron el efecto insecticida de λ -Cyhalothrin e Indoxacarb sobre *P. xylostella* y *Trichoplusia ni*, encontraron que las larvas de *P. xylostella* del Sur de Texas y Minnesota exhibieron respuestas similares al λ -Cyhalothrin. Los valores de LC50 para las larvas de Texas del Sur fueron significativamente mayores que los de Minnesota a las 48 horas; y la diferencia entre los valores de LC50 para las larvas de

Texas y Minnesota fue de 2.9 veces. Las larvas de *P. xylostella* mostraron una clara respuesta a las concentraciones de λ -Cyhalothrin. A las 24 horas, la concentración más alta (0.096 g ingrediente activo/litro) causó una mortalidad del 93.3% en las larvas de Minnesota y del 68% en las de Sur de Texas. Sin embargo, las larvas de *P. xylostella* estaban muriendo relativamente lentamente durante un período de observación de 5 días, y las dos poblaciones exhibieron respuestas similares a lo largo del tiempo de exposición a las hojas de repollo tratadas y a las concentraciones de λ -Cyhalothrin.

5.2.6. Control

Finalmente, la Figura 13 muestra el comportamiento de la población de larvas de *P. xylostella* en la parcela de control, donde no se aplicó ningún producto insecticida. En contraste con las demás parcelas, la gráfica exhibe un aumento notable en el número de larvas a lo largo del tiempo. Específicamente, se observa un incremento considerable en el promedio de larvas por planta durante los muestreos 5 y 6, coincidiendo con un aumento de 4 grados Celsius en la temperatura ambiente.

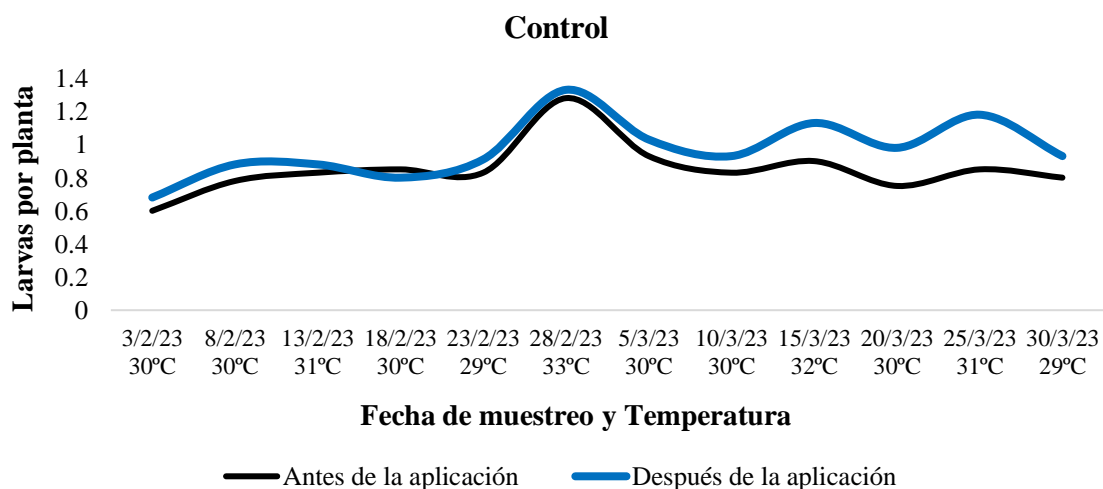


Figura 13. Fluctuación del número de larvas por planta de *P. xylostella* en la parcela Control.

Por último, la Figura 14 muestra el comportamiento de la población de masas de huevos de *P. xylostella* en la parcela de control, donde no se aplicó ningún insecticida. En contraste con

las demás parcelas, la gráfica exhibe solo una pequeña disminución del 21% en el número de masas de huevos a lo largo del tiempo.

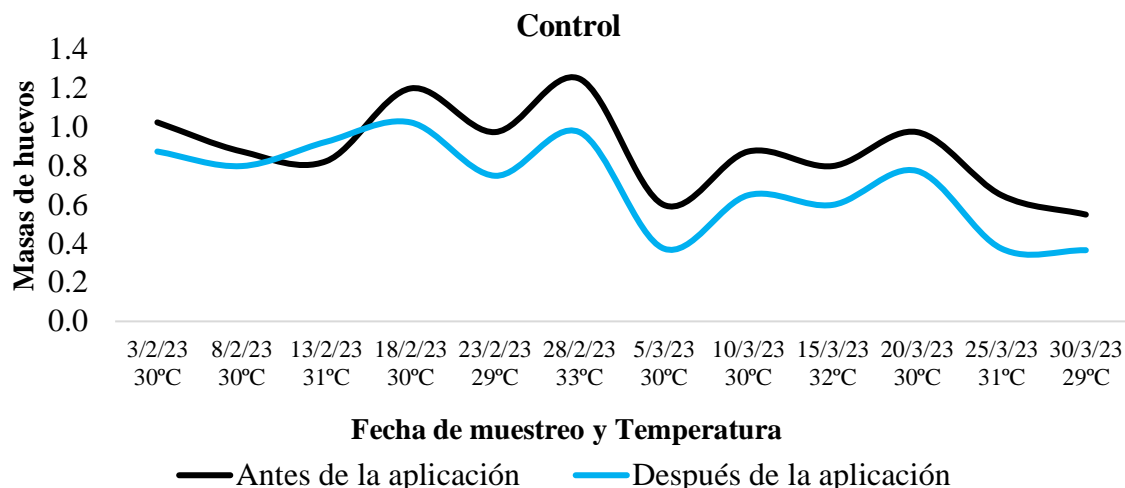


Figura 14. Fluctuación del número de masas de huevos por planta de *P. xylostella* en la parcela control.

Estos resultados resaltan la importancia crucial de utilizar insecticidas para el control efectivo de *P. xylostella*, y además sugieren una relación directamente proporcional entre la temperatura y la proliferación de larvas. La ausencia de control mediante insecticidas en la parcela de estudio ha permitido que la población de larvas aumente de manera significativa, lo que enfatiza la necesidad de adoptar medidas adecuadas para prevenir posibles brotes y daños a los cultivos. Estos hallazgos subrayan la relevancia de implementar estrategias de manejo integrado de plagas, considerando tanto el factor climático como el control químico, a fin de mitigar los efectos negativos de esta plaga sobre los cultivos agrícolas.

5.3. Cabezas de repollo con daño

En la tabla 6 se presentan los resultados del porcentaje de cabezas con daño y el nivel de daño causado por *Plutella xylostella* en las parcelas evaluadas. Se observa que las parcelas tratadas con el insecticida a base de extracto de semillas de guanábana, *I. fumosorosea*, insecticida a base de chile, ajo, cebolla y detergente, y el insecticida químico Cintanegra

2.5EC (Lambda Cyhalothrin) mostraron el menor número de cabezas con daño, sin diferir estadísticamente entre sí. Estas parcelas presentaron un promedio de 20-32% de cabezas con daño y un nivel de daño en las hojas superiores del 0-1%. Asimismo, el insecticida biológico a base de neem mostró un 62.5% de cabezas con daño, pero el nivel de daño en las hojas fue similar al anterior. En comparación, el grupo de control presentó el 100% de las cabezas dañadas, con un nivel de daño en las hojas superiores del 6-10%.

Tabla 6. Porcentaje y nivel de daño ocasionado por *Plutella xylostella* en las cabezas de repollo

Insecticida	Cabezas con daño (%)	Nivel de daño	
Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin)	20.00±8.16a	1.25±0.54a	0-1% hoja dañada
Chile, ajo, cebolla y detergente	27.50±9.57a	1.38±0.68a	0-1% hoja dañada
Extracto de semillas de guanábana	32.50±17.09a	1.40±0.63a	0-1% hoja dañada
<i>I. fumosorosea</i>	32.50±5.00a	1.40±0.63a	0-1% hoja dañada
Extracto de semillas de Neem	62.50±18.93b	1.78±0.70b	0-1% hoja dañada
Testigo	100.00±0.00c	3.67±1.09c	6-10% hoja dañada

Nota. Letras diferentes indican diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos según la prueba de comparación de medias Games Howell ($p < 0.05$).

Los resultados indican que el insecticida a base de extracto de semillas de guanábana, *I. fumosorosea* y el control químico mostraron una efectividad similar en la reducción del porcentaje de cabezas con daño causado por *Plutella xylostella*. Estos hallazgos sugieren que estos tratamientos pueden ser opciones viables para el control de esta plaga en las parcelas estudiadas.

A pesar de que el insecticida biológico a base de semillas de neem presentó un porcentaje más alto de cabezas con daño en comparación con otros tratamientos, es notable que el nivel de daño en las hojas fue bajo. Esto podría indicar que, aunque las larvas de *Plutella xylostella* estaban presentes, su capacidad para causar daño extenso en las hojas fue limitada. Este resultado resalta el potencial de los insecticidas biológicos, como el neem, para brindar una protección efectiva contra las plagas sin causar daños significativos en las plantas.

El control químico utilizado en este estudio mostró resultados similares a otros tratamientos evaluados, lo que sugiere que es una estrategia efectiva para el control de *Plutella xylostella*. No obstante, es importante resaltar que existen consideraciones críticas que plantean preocupaciones significativas en relación con la viabilidad a largo plazo y la sostenibilidad ambiental generado por el uso de plaguicidas.

Uno de los principales inconvenientes está relacionado con el impacto ambiental negativo generado por el uso de insecticidas químicos-sintéticos. Estos productos químicos a menudo presentan un riesgo para los ecosistemas circundantes, incluyendo la contaminación del suelo y del agua, y la exposición a otros organismos no objetivo que pueden desencadenar efectos negativos en la biodiversidad y la salud humana.

Además, la preocupante posibilidad de desarrollo de resistencia por parte de la plaga a los insecticidas químicos también arroja una sombra de incertidumbre sobre la efectividad continua de esta estrategia. Esta resistencia podría derivar en la disminución gradual de la eficacia de los insecticidas, lo que limitaría su utilidad en el tiempo y podría incluso propiciar un aumento en la aplicación de estos productos, exacerbando aún más los problemas ambientales mencionados anteriormente.

5.4. Análisis correlacional entre las variables

En la Tabla 4, se presenta un análisis de correlación basado en la prueba de Pearson ($p < 0.01$) que examina minuciosamente la relación entre tres variables clave: el porcentaje de daño en

las cabezas de repollo, el número de larvas vivas por planta de *P. xylostella* y la producción de repollo. La correlación se exploró tanto antes de la aplicación del insecticida (Pre-AI) como después de su aplicación (Post-AI), y los resultados revelaron relaciones estadísticamente significativas.

Al analizar la correlación entre el porcentaje de daño en las cabezas y el número de larvas vivas por planta antes de la aplicación del insecticida (Pre-AI) y después de la aplicación del insecticida (Post-AI), se obtuvieron coeficientes de correlación altamente significativos, con valores de 0.74 y 0.86, respectivamente. Estos resultados sugieren una correlación fuerte y positiva entre el porcentaje de daño en las cabezas y el número de larvas de *P. xylostella*, indicando que a medida que aumenta el número de larvas de *P. xylostella*, también aumenta el porcentaje de daño en las cabezas de repollo (ver figura 15 y 16).

Además, al realizar un análisis de correlación entre la producción de repollo y el número de larvas de *P. xylostella*, se observaron distintos niveles de correlación. Se detectó una correlación negativa débil (-0.42) para el número de larvas Pre-AI, mientras que se identificó una correlación negativa fuerte (-0.89) para el número de larvas Post-AI. Estos resultados indican que un incremento en el número de larvas de *P. xylostella* se relaciona directamente con una disminución en la producción de repollo (ver figura 17 y 18).

Finalmente, se examinó la correlación entre la producción de repollo y el porcentaje de cabezas dañadas, revelando un valor de correlación moderada de -0.66. Esto demuestra que a medida que aumenta el porcentaje de cabezas dañadas, la producción de repollo experimentará un descenso (ver figura 19).

Tabla 7. Análisis correlacional entre las variables estudiadas

Variable		Cabezas dañadas (%)	Larvas vivas Pre-AI	Larvas vivas Post-AI	Producción (Kg)
Cabezas dañadas (%)	Correlación	1	.741**	.864**	-.662**
	Sig.		.000	.000	.000
Larvas vivas Pre-AI	Correlación	.741**	1	.590**	-.424*
	Sig.	.000		.002	.039
Larvas vivas Post-AI	Correlación	.864**	.590**	1	-.893**
	Sig.	.000	.002		.000

Notal. **La correlación de Pearson es significativa en el nivel 0.01 (bilateral). * La correlación de Pearson es significativa en el nivel 0.05 (bilateral). **Pre-AI:** antes de la aplicación del insecticida. **Post-AI:** después de la aplicación del insecticida.

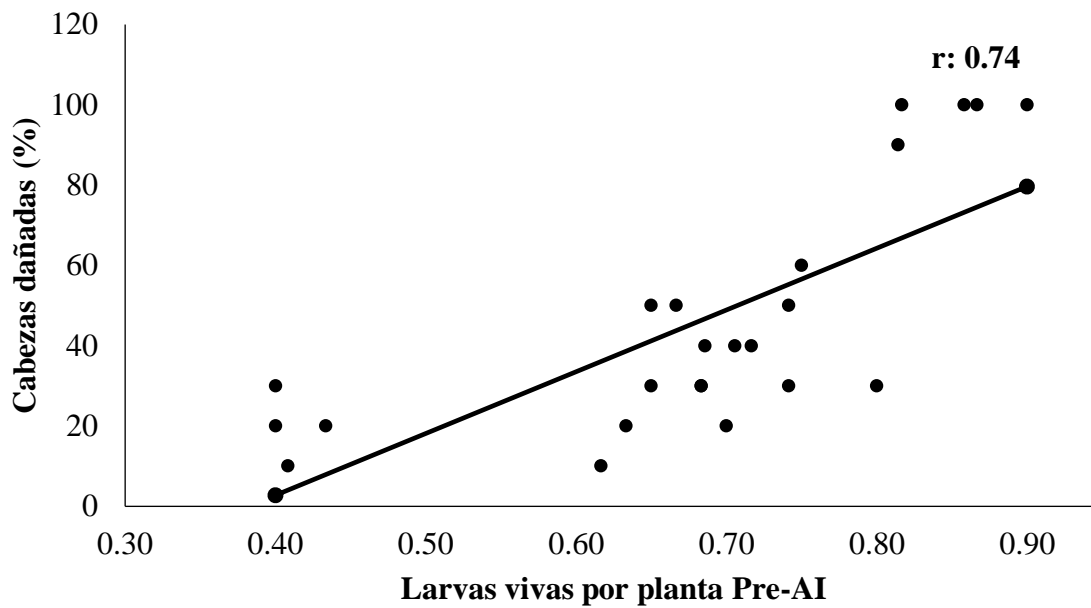


Figura 15. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y el número de larvas vivas por planta de *P. xylostella* antes de la aplicación de los insecticidas.

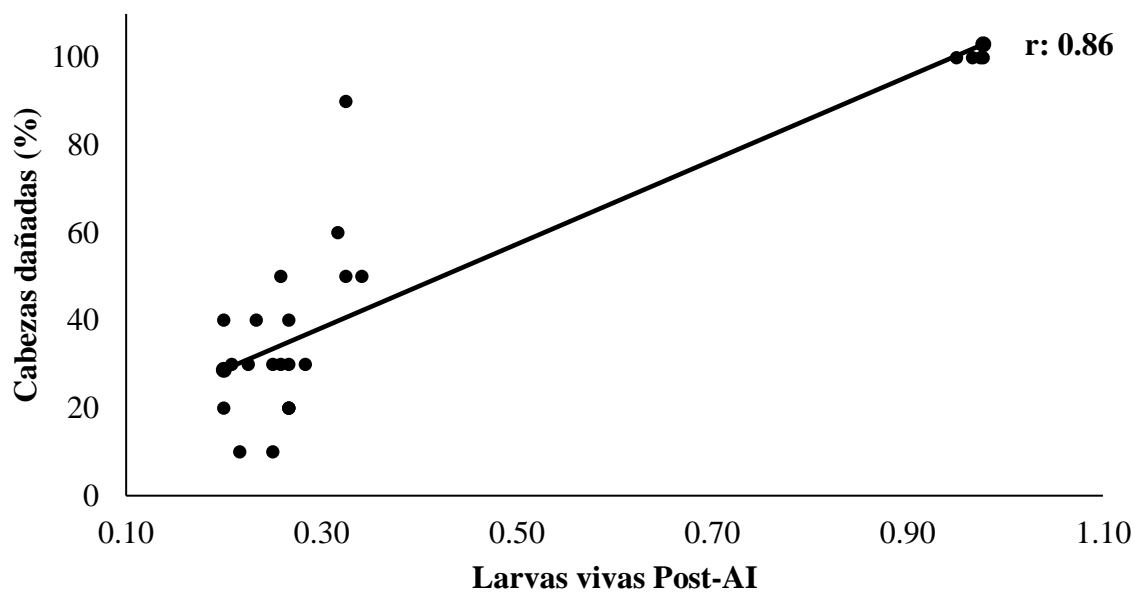


Figura 16. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y el número de larvas vivas por planta de *P. xylostella* después de la aplicación de los insecticidas.

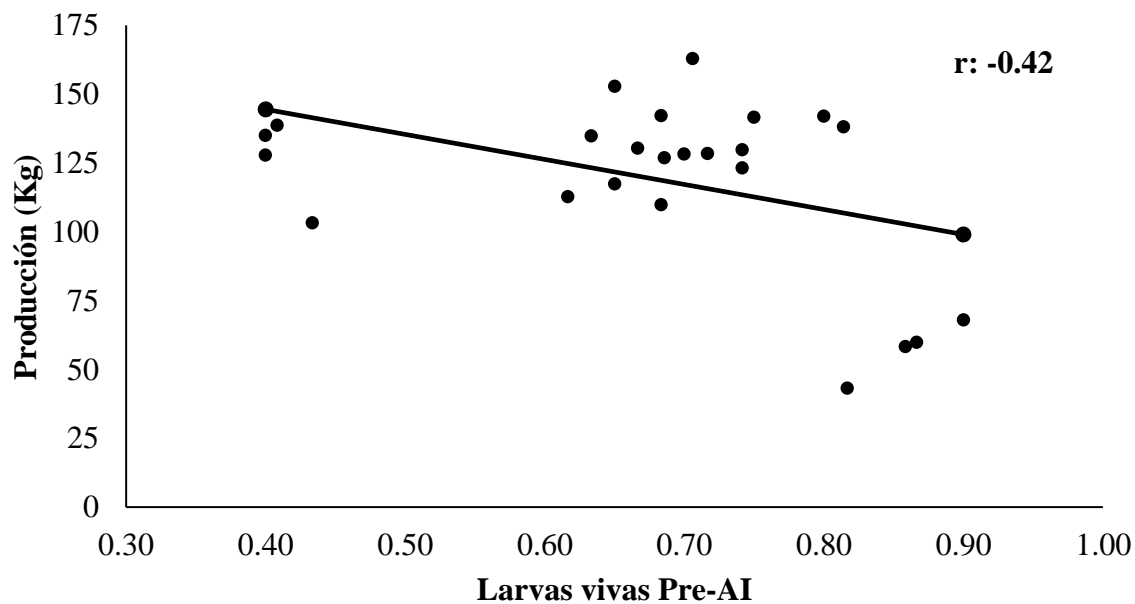


Figura 17. Correlación entre la producción de repollo y el número de larvas vivas por planta de *P. xylostella* antes de la aplicación de los insecticidas.

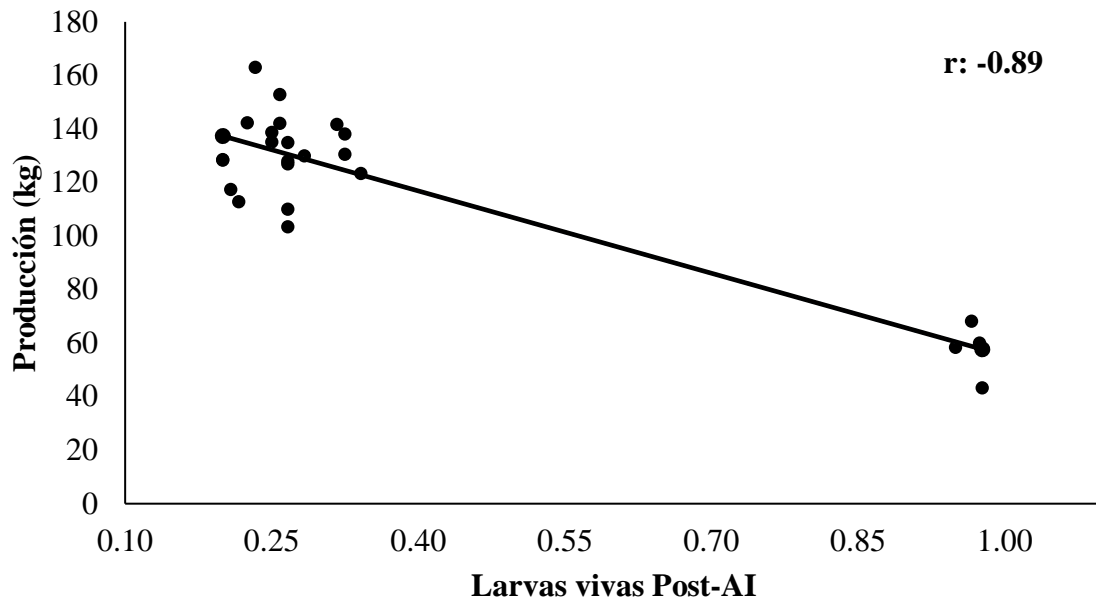


Figura 18. Correlación entre la producción de repollo y el número de larvas vivas por planta de *P. xylostella* después de la aplicación de los insecticidas.

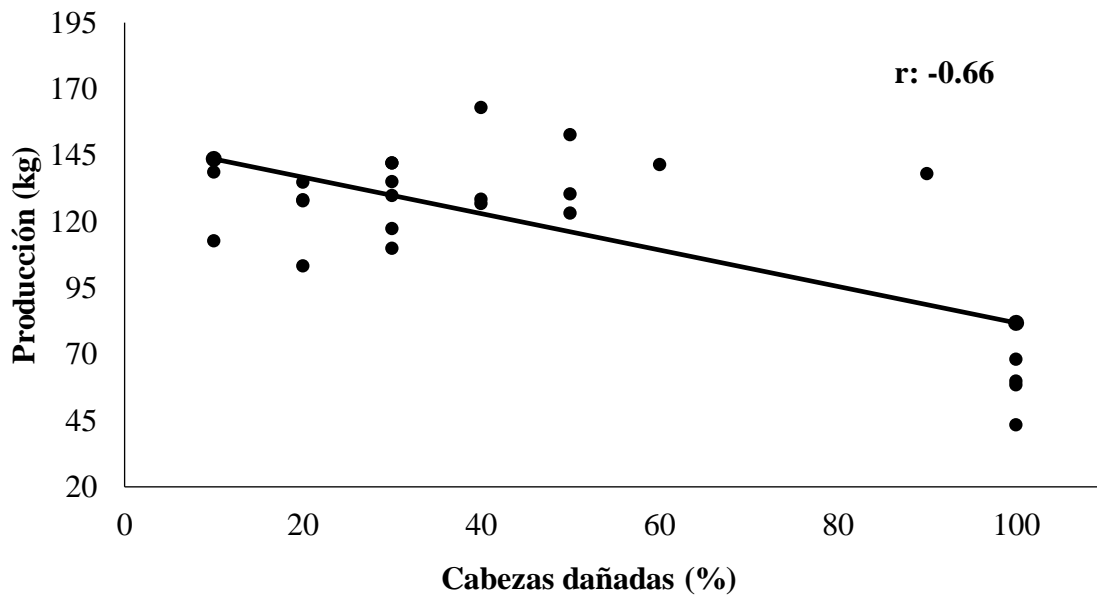


Figura 19. Correlación entre el porcentaje de cabezas de repollo dañadas y la producción total de repollo (kg)

5.5. Relación beneficio costo

El análisis detallado de la distribución presupuestaria y los resultados de beneficios netos y costos variables para cada producto insecticida aplicado al cultivo de repollo se muestra en la tabla 8. Este dato es crucial para la toma de decisiones informadas en la gestión de plagas y el manejo de cultivos.

La opción más rentable, según los datos presentados en la tabla 8, es la aplicación del insecticida basado en *I. fumosorosea*, que genera una mayor rentabilidad por cada unidad invertida. Esta mayor rentabilidad puede atribuirse a la eficacia del insecticida en el control de *P. xylostella* en repollo, lo que se traduce en una menor pérdida del cultivo. Es importante destacar que esta alternativa no solo demuestra ser económicamente rentable, sino que también tiene el beneficio adicional, de ser respetuosa con el medio ambiente al ser un producto biológico.

Los insecticidas formulados a partir de extracto de semillas de neem y el insecticida químico Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin) también presentan niveles comparables de rentabilidad, con retornos similares por unidad invertida, respectivamente. Estos resultados sugieren que ambas opciones son viables desde una perspectiva económica, pero es importante considerar que el insecticida químico-sintético provoca impactos ambientales negativos.

Por otro lado, los insecticidas a base de extracto de semillas de guanábana y la combinación de chile, ajo y cebolla muestran un rendimiento inferior en términos de rentabilidad. Esto se debe a los mayores costos asociados con la preparación de estos insecticidas, lo que puede afectar significativamente la relación beneficio-costo. Es necesario analizar si existen formas de optimizar la formulación y producción de estos insecticidas naturales para mejorar su viabilidad económica.

Es importante señalar que la parcela de control presentó la menor rentabilidad. Esto subraya la importancia de implementar estrategias de manejo de plagas, como la aplicación de insecticidas, para proteger la inversión en el cultivo y maximizar el rendimiento económico.

Tabla 8. Presupuesto parcial de los beneficios netos y costos variables por cada tipo de insecticida aplicado

Descripción	Insecticidas					
	S. Neem	S. guanábana	Isaria	Chile + ajo + cebolla	Cintanegra	Control
Producción (Kg/ha)	21166	23166	25166	21333	18500	9500
Precio (HNL/Kg)	9.6	9.6	9.6	9.6	9.6	9.6
Ingreso Bruto (HNL)	203,193	222,393	241,593	204,796	177,600	91,200
Costos Variables Parciales (HNL)	19,100	22,716	21,750	20,995	17,304	12,000
Costo de insecticida (HNL)	4,100	7,716	6,750	5,995	2,304	0
Cantidad producto usado (L o Kg)	5	6	4.5	5.5	7.2	0
Costo unitario por Litro o Kg (HNL)	820	1,286	1,500	1,090	320	0
Costo mano de obra (HNL)	15,000	15,000	15,000	15,000	15,000	12,000
Cantidad de jornales	60	60	60	60	60	48
Precio/jornal	250	250	250	250	250	250
Beneficio Neto Parcial (HNL)	184,093	199,677	219,843	183,801	160,296	79,200
R B/C	10.64	9.79	11.11	9.75	10.26	7.60

Nota: Se excluye el costo incurrido por labores asociadas a la preparación del suelo, control de malezas, enfermedades, fertilización, riego, cosecha y mercadeo.

VI. CONCLUSIONES

Los bioplaguicidas a base de extracto de chile, ajo, cebolla y detergente, *I. fumosorosea*, semillas de neem, y semillas de guanábana, junto con el insecticida químico Cintanegra 2.5EC (Lambda Cyhalothrin), son igualmente efectivos para reducir larvas y masas de huevos de *P. xylostella* en plantas de repollo.

Tanto los bioinsecticidas como el tratamiento químico, mostraron eficacia en la protección de las cabezas de repollo contra el daño causado por *P. xylostella*, presentando un bajo porcentaje de cabezas con daño (20% - 32%) y niveles mínimos de daño en las hojas (0% - 1%). En contraste, el tratamiento control mostró una alta incidencia de cabezas dañadas (100%) y niveles de daño en las hojas del 6% al 10%.

Los tratamientos bioplaguicidas evaluados mostraron muy buena rentabilidad. En este sentido, los insecticidas a base de *I. fumosorosea* y extracto de semillas de neem resultaron ser las opciones más favorables desde una perspectiva de rentabilidad; posicionándose a la par del producto insecticida sintético Cintanegra 2.5EC (Lambda cyhalothrin). Estos hallazgos sugieren que sí es posible implementar alternativas ambiental y económicamente viables para sustituir los plaguicidas químicos sintéticos.

VII. RECOMENDACIONES

Utilizar el insecticida a base de *I. fumosorosea* y extracto de semillas de neem para el control de *P. xylostella*.

Evaluar el comportamiento de poblaciones de *P. xylostella* bajo condiciones controladas de temperatura y humedad relativa.

VIII. BIBLIOGRAFIA

- Acosta, B. 2022. Aceite de Neem y jabón potásico para las plantas: cómo hacerlo y usarlo. Técnica en jardinería y recursos naturales y paisajísticos. Disponible en: https://www.ecologiaverde.com/aceite-de-neem-y-jabon-potasico-para-las-plantas-como-hacerlo-y-usarlo-3811.html#anchor_2
- Adama. sf. Ficha técnica LAMDEX 50 CE. Disponible en: <https://agrisolver.s3.amazonaws.com/1953/Ficha-T%C3%A9cnica-LAMDEX-50-CE-Adama-%28M%C3%A9xico%29.pdf>
- Alali, FQ; Liu, X; Mclaughlin, J. 1999. *Annonaceous Acetogenins*: Recent Progress. Journal of Natural Products 62(3):504-540.
- Alfonso, M. 2002. Los plaguicidas botánicos y su importancia en la agricultura orgánica. Agricultura Orgánica 2:26-30.
- Álvarez, MB; Espejo, GZ; Franco, FG; Velásquez, LP; Gonzales, MS. 2002. Efecto bioinsecticida del extracto etanólico de las semillas de *Annona cherimolia* Miller “chirimoya” y *A. muricata* Linneaus “guanábana” sobre larvas del IV estadio de *Anopheles* sp. Revista Peruana de Biología 9(2):64-73.
- Ayala, M. 2012. Persistencia y dispersión del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* Wize utilizado en el control biológico de la mosquita blanca (Hemiptera: Aleyrodidae). México D. F.: Casa abierta al tiempo.
- Bielza, JIC. 2000. Los límites máximos de residuos de productos fitosanitarios (LMR). Vida rural (116):42-44.
- Bifani, P. 1994. Competitividad, medio ambiente y empleo. Mercado ambiental y creación de empleo. Fund. Friederich Ebert, Madrid, España.
- Bifani, P. 1999. Medio ambiente y desarrollo sostenible (Número 18). IEPALA Editorial.
- Borst Leiva, JO; Rodríguez González, MU. 2018. Evaluación de extractos botánicos para el manejo de insectos plagas asociados al cultivo de pipián (*Cucurbita pepo* L.), en El

- Plantel, Masaya, 2017. Tesis de ingeniería, Universidad Nacional Agraria, Nicaragua. 65 p.
- Bujanos Muñiz, R; Jarillo, AM; Díaz Espino, LF; Gámez Vázquez, AJ; Ávila Perches, MA; Herrera Vega, R; Dorantes González, JRA; Gámez Vázquez, FP. 2013. Manejo integrado de la palomilla dorso de diamante *Plutella xylostella* (L.) en la región del bajío, México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Centro de Investigación Regional Centro Campo Experimental Bajío Celaya, México. Folleto Técnico 27. 44 pp.
- Cameron, P; Walker, G. 1998. Warning: DB moth resistant to pesticide. Commercial Grower 53: 12-13.
- Cerquín Culqui, B. 2019. Efecto de *Bauveria bassiana* y *Lecanicillium lecanii* sobre larvas de *Pseudoplusia sp.*, en repollo (*Brassica oleracea* var. capitata L.). Tesis de grado, Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.
- Chalfant, RB; Brett, CH. 1965. Loopers de repollo y gusanos de repollo importados; Daños por alimentación y control de la col en el oeste de Carolina del Norte¹. Revista de Entomología Económica 58(1): 28–33. doi:10.1093/jee/58.1.28
- Chandramohan, N; Nanjan, K. 1992. Effect of plant product spray on the ovipositional behaviour of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.). Neem Newsletter 9:8–9.
- Charleston, DS; Kfir, R; Vet, LEM; Dicke, M. 2005. Behavioural responses of diamondback moth *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) to extracts derived from *Melia azedarach* and *Azadirachta indica*. Bulletin of Entomological Research 95(05). doi:10.1079/ber2005377
- Chávez, GL; Hurtado, RM. 2010. El manejo integrado de *Plutella xylostella* en brócoli, coliflor y repollo con combinaciones selectas de microtúneles, nematodo entomopatógeno, refugios, y el insecticida Rynaxypyr en Zamorano, Honduras. Tesis de grado, Escuela Agrícola Panamericana. 38 p.
- Chimborazo Pinguil, CL. 2022. Análisis del manejo poscosecha en lechuga (*Lactuca sativa*) y col (*Brassica oleracea*) comercializados en los centros de distribución del Cantón Cañar. Tesis de grado, Universidad Nacional de Chimborazo, Ecuador. 62 p.

- Chirinos, R; Rogez, H; Campos, D; Pedreschi, R; Larondelle Y. 2007. Optimization of extraction conditions of antioxidant phenolic compounds from mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruíz & Pavón) tubers. *Sep Purif Technol* 55: 217-225.
- CIMMYT (Centro Internacional para el Mejoramiento del Maíz y el Trigo).1988. La formulación de recomendaciones a partir de datos Económicos. Un manual metodológico de evolución económica. ME. DF. CIMMYT. 79 p.
- Coelho, MB; Marangoni, S; Macedo, ML. 2007. Insecticidal action of *Annona coriacea* lectin against the flour moth *Anagasta kuehniella* and the rice moth *Corcyra cephalonica* Lepidoptera: Pyralidae). *Comp Biochem Physiol C Toxicol Pharmacol* 146: 406-414.
- Cuarental, AS; Hurtado, MC; Pascual, VC; López, R. 2022. Límites máximos de residuos y contaminantes en alimentos: bases de datos. *Revista del Comité Científico de la AESAN* (36):237-257.
- D'Andrea, A; Ferri, D; Maccioni, O; Van der Esch, SA; Vitali, F. 1994. Applications of SFE technology to the extraction of active substances from *Azadirachta indica* A. Juss., seeds. In: Kleeburg, H. (ed). *Practice Oriented Results on the Use and Production of Neem-Ingredients and Pheromones*. Druck und Graphic, Giessen, Germany. pp: 115-123.
- Delgado Paiz, OM. 2001. Manejo de palomilla del repollo (*Plutella xylostella*) en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea* L.) a través del uso de insectisidas Nim 20, Dipel (*Bacillus thuringiensis*), y Evisect (Thiociclam). Tesis de grado, Universidad Nacional Agraria, Nicaragua. 54 p.
- Elwell, H; Maas, A. 1995. Natural pests and disease control. Natural Farming Network, Zimbabwe.
- EPA. 2010. Biopesticide demonstration grant program. (En línea). Disponible en: Washington, DC U.S. Environmental Protection Agency. Office of Pesticide Programs (7511P) EPA 731-F-10-004. US Environmental Protection Agency. http://www.epa.gov/pest/publications/biodemo/bdp_brochure.pdf
- Flores, A; Pucheta, M; Ramos-López, MA; Rodríguez, S; Ramos, G; Juárez, D. 2015. Estudio del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* como control biológico de la

- mosquita blanca *Bemisia tabaci*. Sistema de Información Científica Redalyc 38:523-526.
- Foster, R; Weinzierl, R; Taber, H; Jett, LW; Hutchison, W. (Eds.). 2002. Midwest vegetable production guide for commercial growers. Publication BU-07094-S, 166 pp. Univ. Minnesota Ext. Serv., St. Paul, MN.
- Freitas, AF; Pereira, FF; Formagio, ASN; Lucchetta, JT; Vieira, MC; Mussury, RM. 2014. Effects of Methanolic Extracts of *Annona* Species on the Development and Reproduction of *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). Neotrop Entomol 43: 446-452.
- Furlong, MJ; Pell, JK; Reddy, GV. 1997. Premortality effects of *Zoophthora radicans* infection in *Plutella xylostella*. J Invertebr Pathol 70: 214–220.
- Gaby, S. 1988. Natural Crop Protection Based on Local Farm Resources in the Tropics and Subtropics. 3rd Edn., Margraf Publisher Scientific Books, Germany, 217 p..
- García, GV. 2000. Evaluación de plaguicidas biológicos y botánicos para el control de *Plutella xylostella* en el repollo. Tesis de grado, Universidad Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 37 p.
- García-Hernández, J; Leyva-Morales, JB; Martínez-Rodríguez, IE; Hernández-Ochoa, MI; Aldana-Madrid, ML; Rojas-García, AE; Betancourt-Lozano, M; Pérez-Herrera, NE; Perera-Ríos, JH. 2018. Estado actual de la investigación sobre plaguicidas en México. Rev. Int. Contam. Ambie. 34:29-60. <https://doi.org/10.20937/RICA.2018.34.esp01.03>
- Garren, SJ; Brinkmann, R. 2018. Sustainability definitions, historical context, and frameworks. En The Palgrave Handbook of Sustainability (pp. 1-18).
- Gashawbeza, A. 2006. Comparison of yield loss on cabbage from Diamondback moth, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) using two insecticides. Crop Protection 25(9):915-919. DOI: 10.1016/j.cropro.2005.12.001.
- Gonzales Pérez, MR. 2015. Efecto de cinco dosis de humus de la lombriz en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea* L.) var. Corazón de buey, en la zona del alto Huallag-Tocache. Tesis de grado, Universidad Nacional de San Martín, Tarapoto, Perú. 77 p.
- Greene, JK; Turnipseed, SG; Sullivan, MJ; May, OL. 2001. Treatment thresholds for stink bugs (Hemiptera: Pentatomidae) in cotton. J. Econ. Entomol. 94: 403-409.

- Guigón-López, C; González-González, PA. 2007. Manejo de plagas en el cultivo de chile y su impacto ambiental en la zona agrícola de Jiménez-Villa López, Chihuahua, México. *Medio Ambiente y Desarrollo Sustentable* I(2):36-47.
- Hernández-Antonio A; Hansen AM. 2011. Uso de plaguicidas en dos zonas agrícolas de México y evaluación de la contaminación de agua y sedimentos. *Rev. Int. Contam. Ambie.* 27(2):115-127.
- Hernández-Castro, EV; Utrera, LJ; Villanueva-Jiménez, A; Rodríguez-Lagunes, DA; Ojeda-Ramírez, MM. 2005. Extractos de neem en el comportamiento de *Aphis nerii* Boyer y la transmisión del virus de la mancha anular del papayo. *J. Agr. U. Puerto Rico* 89(1-2):75-84.
- Hruska, A.J. y Rossete, P.M. (1987). Estimación de niveles de daño económico para plaga insectiles. *Revista de manejo integrado de plaga (MIP/CATIE)*. 5:30-44.
- Huang, Z; Ali, S; Ren, SX; Wu, JH. 2010. Effect of *Isaria fumosoroseus* on mortality and fecundity of *Bemisia tabaci* and *Plutella xylostella*. *Insect Sci* 17: 140–148.
- Huaripata Zárate, CH. 2018. Ciclo biológico de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae), en brócoli y coliflor, bajo condiciones de laboratorio, en la Molina-Perú. Tesis de grado, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 169 p.
- INTAGRI. 2017. Manejo Integrado del Pulgón del Repollo. Serie Fitosanidad. Núm. 99. Artículos Técnicos de INTAGRI. México. 5 p.
- INTAGRI. 2018. La Capsaicina para el Manejo de Insectos Plaga. Serie Fitosanidad, Núm. 106. Artículos Técnicos de INTAGRI. México. 3 p.
- Jacobson, M; Reed, DK; Crystal, MM; Morneo, DS; Soderstrom, EL. 1978. Chemistry and biological activity of insect feeding deterrents from certain weeds and crop plants. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 24:448–457.
- Jiménez-Martínez, E; Gómez Martínez, J. 2012. Insecticidas botánicos y biológicos en el manejo del chinche patas de hoja (*Leptoglossus zonatus*, dallas. Hemiptera: coreidae) y la mosquita negra (*Trigona silvestrianun*, vachall, Himenoptera: apidae) y su efecto sobre los enemigos naturales. *La Calera* 11(17): 14–25. <https://doi.org/10.5377/calera.v11i17.773>
- Jiménez-Martínez, E; Ríos-Peralta, HT; Somarriba-Moncada, OA. 2018. Evaluación de productos botánicos para manejo de mosca blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius) y

- pulga del tomate (*Halticu ssp*) en el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* Mill.), en Nicaragua. *La Calera* 15(25): 63–69. <https://doi.org/10.5377/calera.v15i25.5973>
- Kehrli, P., Wratten, S. D. 2011. A perspective on the consequences for insect herbivores and their natural enemies when they share plant resources. International scholarly research network. Article ID 480195, 6 p. doi:10.5402/2011/480195.
- Kenogard. 2017. Ficha Técnica NOFLY® WP. Disponible en: http://kenogard.es/wp-content/uploads/2017/08/FT_Nofly-WP_0.pdf
- Kirby, RD; Slosser, JE. 1984. Composite economic threshold for three lepidopterous pests of cabbage. *Journal of Economic Entomology* 77 (3): 725-733.
- Klemm, U; Schmutterer, H. 1993. Effects of neem preparations on *Plutella xylostella* L. and its natural enemies of the genus *Trichogramma*. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 100; 113–128.
- Koul, O. 1999. Insect growth regulating and antifeedant effects of neem extracts and azadirachtin on two aphid species of ornamentals plants. *J. Bioscience* 24(1): 85-90.
- Koul, O; Wahab, S. 2004. *Neem: Today and in the New Millennium*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, the Netherlands. 276 p.
- Kowalska, J; Tyburski, J; Matysiak, K; Jakubowska, M; Łukaszyk, J; Krzymińska, J. 2021. Cinnamon as a Useful Preventive Substance for the Care of Human and Plant Health. *Molecules* 26(17):5299. doi: 10.3390/molecules26175299.
- Krinski, D; Massaroli, A; Machado, M. 2014. Insecticidal potential of the Annonaceae family plants. *Rev Bras Frut* 36: 225-242.
- Leff, E. 2002. *Saber ambiental: Sustentabilidad, racionalidad, complejidad, poder*.
- Leng, P; Zhang, Z; Pan, G; Zhao, M. 2011. Applications and development trends in biopesticides. *African Journal of Biotechnology*. 10(86): 19864-19873
- Leyva Morales, JB; García de la Parra, LM; Bastidas Bastidas, PJ; Astorga Rodríguez, JE; Bejarano Trujillo, J; Cruz Hernández, A; Martínez Rodríguez, IE; Betancourt Lozano, M. 2014. Uso de plaguicidas en un valle agrícola tecnificado en el noroeste de México. *Rev. Int. Contam. Ambie.* 30(3):247-261.
- Liang, GM; Chen, W; Liu, TX. 2003. Effects of three neembased insecticides on diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). *Crop Protection* 22:333–340.

- Liu, TX; Hutchison, WD; Chen, W; Burkness, EC. 2003. Comparative Susceptibilities of Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae) and Cabbage Looper (Lepidoptera: Noctuidae) from Minnesota and South Texas to λ -Cyhalothrin and Indoxacarb. *Journal of Economic Entomology* 96(4): 1230–1236. doi:10.1093/jee/96.4.1230
- Liu, TX; Sparks, AN; Chen, TY. 2001. Toxicity baselines and efficacy of selected aphanites against turnip aphid (Homoptera: Aphididae) on cabbage. *Southwest. Entomol.* 26:15-21.
- López-Martínez, G; Paredes-Céspedes, DM; Rojas García, AE; Medina-Díaz, IM; Barrón-Vivanco, BS; González-Arias, CA; Bernal-Hernández, YY. 2018. Implicación del contexto socioeconómico en la exposición a plaguicidas en jornaleros huicholes. *Rev. Int. Contam. Ambie.* 34(8):73-80. <https://doi.org/10.20937/RICA.2018.34.esp01.05>
- Lowery, DT; Isman, MB. 1996. Inhibition of aphid (Homoptera: Aphididae) reproduction by neem seed oil and azadirachtin. *J. Econ. Entomol.* 89(3): 602-607.
- Márquez, ER. 2014. Enfermedades. Conjunto Tecnológico para la Producción de Repollo. Universidad de Puerto Rico. 10 p. Disponible en: <https://www.upr.edu/eea/wp-content/uploads/sites/17/2016/04/10.-REPOLLO-ENFERMEDADES-v.-2014.pdf>
- Martínez, AM. 1997. Parasitoides de la palomilla dorso de diamante *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) en dos localidades hortícolas del Estado de Querétaro. Tesis de Maestría en Ciencias. Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.
- Meyer, W. 2018. Pesticide Residues Meet High Safety Standards. Pesticide Facts, Crop Life International. Consultado el 15 de agosto de 2023. Disponible en: <https://pesticidefacts.org/perspectives/pesticide-residues-meet-high-safety-standards/>
- Mora, MD. 1990. Evaluación de alternativas de manejo de *Plutella xylostella* L., en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea* var. capitata) en Honduras. Tesis de grado, Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano, Honduras. 126 p.
- Morales, C; Gonzales, A; Aragón, R. 2004. Evaluación de la actividad larvicida de extractos polares y no polares de acetogeninas de *Annona muricata* sobre larvas de *Aedes aegypti* y *Anopheles albimanus* (Diptera: Culicidae). *Revista Colombiana de Entomología* 30 (2): 187-192.

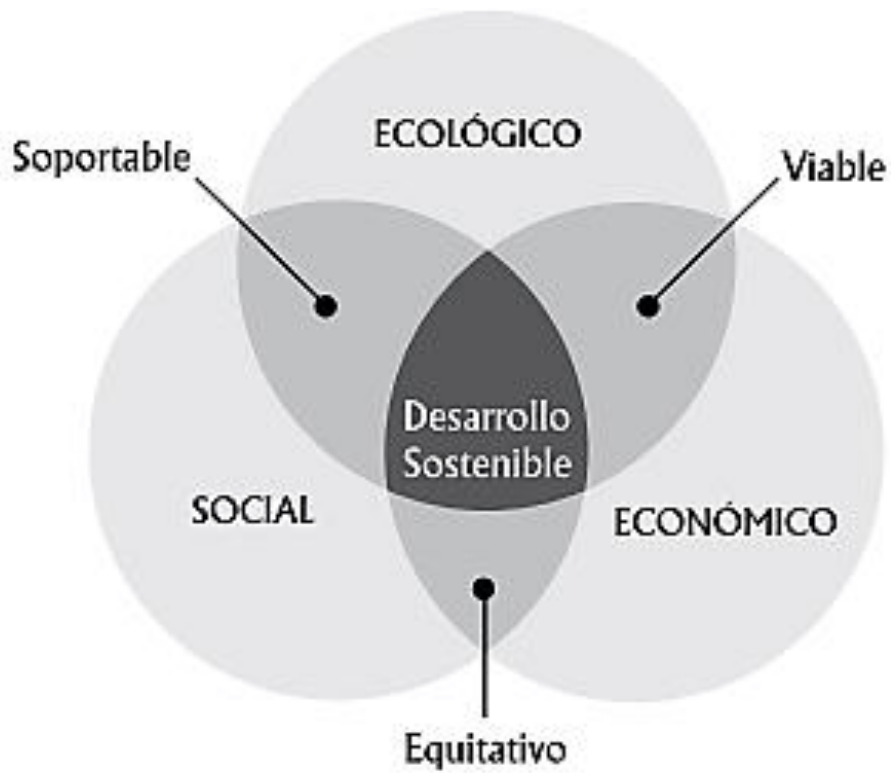
- Mota, MLK; de Campos Domínguez, NL; Mussury, RM. 2020. Atividade e inseticida de compostos N, S-acetais sob o ciclo de vida da *Plutella xylostella* (L.)(Lepidoptera: Plutellidae). *Cadernos de Agroecologia*, 15(4).
- Nian, X; He, Y; Lu, L; & Zhao, R. 2015. Evaluation of alternative *Plutella xylostella* control by two *Isaria fumosorosea* conidial formulations - oil-based formulation and wettable powder - combined with *Bacillus thuringiensis*. *Pest Management Science* 71(12): 1675–1684. doi:10.1002/ps.3977.
- NIIR Board. 2004. Handbook on Neem and Allied Products. National Institute of Industrial Research. New Delhi, India. 478 p.
- Nina Carlo, OA. 2014. Efecto del abonamiento con dos tipos de preparación de compost en el rendimiento de cuatro variedades de repollo (*Brassica oleracea* L. var. Capitata) en K'ayra-Cusco. Tesis de grado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, Peru. 163 p.
- Nisbet, AJ; Woodford, JAT; Strang, RHC. 1994. The effects of azadirachtin-treated diets on the feeding behaviour and fecundity of the peach-potato aphid, *Myzus persicae* Sulzer. *Entomol. Exp. Appl.* 71(1): 65-72.
- Pérez, GI. 2013. Efecto de franjas marginales de *Brassica campestris* L. en repollo sobre *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) y sus enemigos naturales (Doctoral dissertation).
- Perez, R. 2002. Tema: El árbol de Nim. Carta Agropecuaria Azucarera. Disponible en: https://www.fao.org/fileadmin/templates/lead/pdf/03_article02_es.pdf
- Reuben, SO; Yahya, SN; Misangu, RN; Mulungu, LS. 2006. Field evaluation on effects of common spices in the control of diamondback moth (*Plutella xylostella* L.) pest of Chinese cabbage (*Brassica campestris* L.) commercial cultivar. *Asian Journal of Plant Sciences* 5: 85-90.
- Rinkleff, JH; Hutchison, WD; Campbell, CD. 1995. Insecticide toxicity in European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae): ovicidal activity and residual mortality to neonates. *J. Econ. Entomol.* 88: 246-253.
- Rodríguez-Rodríguez, JF; Cerna-Chávez, E; Ochoa-Fuentes, YM; Landeros-Flores, J; Guevara-Acevedo, LP; Cisneros-López, HC. 2021. Sublethal effects and costs of

- resistance to abamectin in diamondback moth (*Plutella xylostella*)(Lepidoptera: Plutellidae). Revista Colombiana de Entomología, 47(2).
- Rueda Pereyra, A. 1990. Determinación del período crítico de *Plutella xylostella* (L.) en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea* L.) durante la época de apante. Instituto Superior de Ciencias Agropecuarias. Tesis de grado. Managua Nicaragua. 35 pp.
- Rupprecht, JK; Hui, YH; Mclaughlin, JL. 1990. Annonaceous acetogenins a review. Journal. Natural Products 53 (2): 237-278.
- Salas, DM; Salazar S. 1998. Parasitismo natural de lepidópteros plagas de brócoli en el Bajío, México. Manejo integrado de plagas. 50: 34-41.
- Šamec, D; Pavlović, I; Salopek-Sondi, B. 2017. White cabbage (*Brassica oleracea* var. capitata f. alba): botanical, phytochemical and pharmacological overview. Phytochemistry reviews 16(1):117-135.
- Saxena, RC; Liquido, NJ; Justo, HD. 1981. Neem seed oil, a potential antifeedant for the control of the rice brown planthopper, *Nilaparvata lugens*. pp. 171–188 in Schmitterer, H., Ascher, K.R.S. & Rembold, H. (Eds) Natural pesticides from the neem tree (*Azadirachta indica* A. Juss.). Eschborn, Germany, GTZ Press.
- Shaalán, EAS; Canyon, D; Younes, MWF; AbdelWahab, H; Mansour AH. 2005. A review of botanical phytochemicals with mosquitocidal potential. Environ Int 31: 1149-1166.
- Shelton, AM; Andalaro, JT; Barnard, J. 1982. Effects of cabbage looper, imported cabbageworm and diamondback moth on fresh market and processing cabbage. J. Econ. Entomol. 75: 742-745.
- Simberloff, D. 2012. Risks of biological control for conservation purposes. BioControl. 57: 263–276.
- Singh, A., 2005. Pests in organic systems and promising solutions. http://www.organicagcentre.ca/NewspaperArticles/na_pests_solutions.asp.
- Singh, RP; Srivastava, BG. 1983. Alcohol extract of neem (*Azadirachta indica* A. Juss) seed oil as oviposition deterrent for *Dacus cucurbitae* (Coq.). Indian Journal of Entomology 45: 497–498.
- Sobrino Jiménez, J; Fernández Valero, A; Ortega Mesequer, I; Castellanos González, L. 2016. Efecto insecticida del extracto de *Furcraea hexapetala* (Jacq.) Urban sobre *Plutella xylostella* L. Centro Agrícola 43(1):85-90.

- Sotelo, T; Soengas, P; Velasco, P; Cartea, ME. 2012. Grelo y repollo, dos cultivos con perspectivas de futuro en Galicia. *Vida rural* 350:20-24.
- Srinivasan, K; Krishna Moorthy, PN. 2008. Indian mustard as a trap crop for management of major lepidopterous pests on cabbage. *International Journal of Pest Management* 37 (1): 26-32. DOI: 10.1016/j. cropro.2005.12.001
- Tello, MJC; Palmero, LD; García, RA; De Cara, GM. 2010. Biopesticidas obtenidos de las plantas, un resultado más de la coevolución: Actualidad y Utilidad. En: *Organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos*. Ed. Fundación Cajamar. España. 81 – 105 pp.
- Tovar Hernández, H; Bautista Martínez, N; Vera Graziano, J; Suárez Vargas, AD; Ramírez Alarcón, S. 2007. Fluctuación poblacional y parasitismo de larvas de *Copitarsia decolora* Guenée, *Plutella xylostella* L. y *Trichoplusia ni* Hübner (Lepidoptera) en Brassica oleracea L. *Acta zoológica mexicana* 23(2):183-196.
- Yadav, MK; Matkar, SM; Sharma, AN; Billore, M; Kapoor, KN; Patidar, GL. 2001. Efficacy and economics of some new insecticides against defoliators and stem borers of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill]. *Crop Res. (Hisar)*. 21: 88-92.
- Yang, XM; Buschman, LL; Zhu, KY; Margolies, DC.. 2002. Susceptibility and detoxifying enzyme activity in two spider mite species (Acari: Tetranychidae) after selection with three insecticides. *J. Econ. Entomol.* 95: 399-406.
- Zafra-Polo, MC; Gonzáles, MC; Estornell, E; Sahpaz, S; Cortes, D. 1996. Acetogenins from annonaceae, inhibitors of mitochondrial complex I. *Phytochemistry* 42: 253-271.
- Zehnder, G. 1998. Garden bugs: Insect pest management in the home vegetable. Alabama Cooperative Extension System. <http://www.aces.edu/pubs/docs/A/ANR-1045/>.
- Zehnder, G; Griggs, T. 1996. Organic insecticides not as effective as synthetics but still useful for vegetable Insect control. *Highlights Agric. Res.* 43: 16-18.
- Zhu, FX; Wang, M; Tang, ZH. 2002. Differences in susceptibility to insecticides between adults and larvae of house fly *Musca domestica* (L.). *Entomol. Sinica.* 9: 23-27.

ANEXOS

Anexo 1. Componentes del desarrollo sostenible



Fuente: tomada de *Calderón y Ceballos (2010)*

Anexo 2. Plan de fertilización para el cultivo de repollo

9	Productor	Gabriela Zelaya	Parcela	1
10	Zona	UNAG	Técnico	Mario Talavera
11	Área Mz.	0.10	Fecha:	18-Jan-23
12	Área Ha.	0.07	Fecha de Cosecha:	18-Apr-23

Izalco

Calendario de Fertilización
para Goteo 1 Vez Por Semana

Semana	DDT	FECHA	Selección u opción	Preventivo		Urea		DAP 18-46-0		Kcl		Sulfato de Magnesio		Sin Calcio	Sin Boro	Melaza	Costo # Aplicación	
				Divis	Asidada	Libras	Combina	Libras	Combina	Libras	Combina	Libras	Combina	Combina	Combina	Ltr		Combina
1	1	18-ene-23			14		0.5		14		0.6		0.0		0	1	29.76	
2	8	26-ene-23			18		0.6		18		0.8		0.0		0	1	37.15	
3	15	2-feb-23			23		0.8		26		12		0.0		0	1	48.77	
4	22	9-feb-23			25		0.9		29		13		0.0		0	1	54.16	
5	29	16-feb-23			31		1.1		35		16		0.0		0	1	64.92	
6	36	23-feb-23			35		1.4		43		19		0.0		0	1	77.10	
7	43	2-mar-23			38		1.5		47		21		0.0		0	1	84.07	
8	50	9-mar-23			46		1.9		57		26		0.0		0	1	101.49	
9	57	16-mar-23			51		2.2		67		30		0.0		0	1	116.00	
10	64	23-mar-23			70		3.1		92		41		0.0		0	1	157.79	
11	71	30-mar-23			70		3.1		92		41		0.0		0	1	157.79	
12	78	6-abr-23			70		3.1		92		41		0.0		0	1	157.79	
13	85	13-abr-23			70		3.1		92		41		0.0		0	1	157.79	
Total							56		24		70		32		0	0	18	1,245

OJO cualquier cultivo que no se termine la cosecha en el ultimo día del calendario solo seguir repitiendo la ultima aplicación de fertilizante.

Producto	Lbs/Ha	Costo por qq Lempiras
Urea	798	650.00
DAP 18-46-0	336	517.00
Kcl	1006	580.00
Sulfato de Magnesio	452	351.00
Sin Calcio	0	
Sin Boro	2	
Melaza	260	2.80

Ricardo

Preparado y Autorizado Por
MSc Ricardo D. Lardizábal

Anexo 3. Pruebas de normalidad para evaluar si las variables se ajustan a una distribución normal

		Pruebas de normalidad		
		Kolmogorov-Smirnov ^a		
		Tratamiento		
Larvas vivas Pre-AI	Semillas de neem	.170	47	.002
	Semillas de guanábana	.232	47	.000
	NOFLY WP	.145	47	.015
	Chile + ajo + cebolla	.188	47	.000
	CINTANEGRA 2.5EC	.213	47	.000
	Testigo	.166	47	.002
Numero de larvas vivas/PLANTA (DESPUES)	Semillas de neem	.221	47	.000
	Semillas de guanábana	.295	47	.000
	NOFLY WP	.230	47	.000
	Chile + ajo + cebolla	.285	47	.000
	CINTANEGRA 2.5EC	.183	47	.000
	Testigo	.174	47	.001
Numero de huevos/PLANTA (ANTES)	Semillas de neem	.096	47	.200*
	Semillas de guanábana	.149	47	.011
	NOFLY WP	.130	47	.046
	Chile + ajo + cebolla	.099	47	.200*
	CINTANEGRA 2.5EC	.179	47	.001
	Testigo	.143	47	.017
Numero de huevos/PLANTA(DESPUES)	Semillas de neem	.168	47	.002
	Semillas de guanábana	.185	47	.000
	NOFLY WP	.185	47	.000
	Chile + ajo + cebolla	.148	47	.011
	CINTANEGRA 2.5EC	.157	47	.005
	Testigo	.125	47	.062

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 4. Prueba de Levene para evaluar la homogeneidad de Varianzas

Prueba de homogeneidad de varianza

		Estadístico de Levene	gl1	gl2	Sig.
Larvas vivas Pre-AI	Se basa en la media	3.083	5	276	.010
	Se basa en la mediana	2.651	5	276	.023
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	2.651	5	270.097	.023
	Se basa en la media recortada	3.086	5	276	.010
Numero de larvas vivas/PLANTA (DESPUES)	Se basa en la media	6.223	5	276	.000
	Se basa en la mediana	4.890	5	276	.000
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	4.890	5	250.685	.000
	Se basa en la media recortada	6.278	5	276	.000
Numero de huevos/PLANTA (ANTES)	Se basa en la media	.596	5	276	.703
	Se basa en la mediana	.419	5	276	.835
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	.419	5	244.498	.835
	Se basa en la media recortada	.528	5	276	.755
Numero de huevos/PLANTA(DESPUES)	Se basa en la media	1.066	5	276	.379
	Se basa en la mediana	.832	5	276	.528
	Se basa en la mediana y con gl ajustado	.832	5	249.419	.528
	Se basa en la media recortada	1.159	5	276	.329

Anexo 5. ANOVA de un factor de Kruskal-Wallis para datos que no siguen una distribución normal

Resumen de contrastes de hipótesis

	Hipótesis nula	Prueba	Sig.	Decisión
1	La distribución de Numero de Larvas vivas Pre-AI es la misma entre categorías de Tratamiento	Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes	.000	Rechace la hipótesis nula.
2	La distribución de Numero de larvas vivas/PLANTA (DESPUES) es la misma entre categorías de Tratamiento	Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes	.000	Rechace la hipótesis nula.
3	La distribución de Numero de huevos/PLANTA (ANTES) es la misma entre categorías de Tratamiento	Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes	.000	Rechace la hipótesis nula.
4	La distribución de Numero de huevos/PLANTA(DESPUES) es la misma entre categorías de Tratamiento	Prueba de Kruskal-Wallis para muestras independientes	.000	Rechace la hipótesis nula.

Se muestran significaciones asintóticas. El nivel de significación es de .050.

Anexo 4. Prueba de comparaciones múltiples de Games Howell para variables que no cumplen con la homogeneidad en sus varianzas

Comparaciones múltiples

Games-Howell

Variable dependiente	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.
Numero de larvas vivas/PLANTA (ANTES)	Semillas de neem	Semillas de guanábana	.05000	.03599	.733
		NOFLY WP	.04458	.03626	.821
		Chile + ajo + cebolla	.06813	.03565	.402
		CINTANEGRA 2.5EC	.33271*	.03779	.000
		Testigo	-.11729*	.03843	.034
		Semillas de guanábana	Semillas de neem	-.05000	.03599
	NOFLY WP		-.00542	.03430	1.000
	Chile + ajo + cebolla		.01813	.03365	.994
	CINTANEGRA 2.5EC		.28271*	.03591	.000
	Testigo		-.16729*	.03658	.000
	NOFLY WP	Semillas de neem	-.04458	.03626	.821
		Semillas de guanábana	.00542	.03430	1.000
		Chile + ajo + cebolla	.02354	.03394	.982
		CINTANEGRA 2.5EC	.28812*	.03618	.000
		Testigo	-.16187*	.03685	.000
	Chile + ajo + cebolla	Semillas de neem	-.06813	.03565	.402
		Semillas de guanábana	-.01813	.03365	.994
		NOFLY WP	-.02354	.03394	.982
		CINTANEGRA 2.5EC	.26458*	.03557	.000
		Testigo	-.18542*	.03625	.000

Variable dependiente	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.
Numero de larvas vivas/PLANTA (ANTES)	CINTANEGRA 2.5EC	Semillas de neem	-.33271*	.03779	.000
		Semillas de guanábana	-.28271*	.03591	.000
		NOFLY WP	-.28812*	.03618	.000
		Chile + ajo + cebolla	-.26458*	.03557	.000
		Testigo	-.45000*	.03836	.000
	Testigo	Semillas de neem	.11729*	.03843	.034
		Semillas de guanábana	.16729*	.03658	.000
		NOFLY WP	.16187*	.03685	.000
		Chile + ajo + cebolla	.18542*	.03625	.000
		CINTANEGRA 2.5EC	.45000*	.03836	.000
Numero de larvas vivas/PLANTA (DESPUES)	Semillas de neem	Semillas de guanábana	.08542*	.01801	.000
		NOFLY WP	.06667*	.01918	.010
		Chile + ajo + cebolla	.10833*	.02426	.000
		CINTANEGRA 2.5EC	.06875	.02622	.104
		Testigo	-.64021*	.03398	.000
	Semillas de guanábana	Semillas de neem	-.08542*	.01801	.000
		NOFLY WP	-.01875	.01751	.892
		Chile + ajo + cebolla	.02292	.02296	.917
		CINTANEGRA 2.5EC	-.01667	.02503	.985
		Testigo	-.72562*	.03306	.000
	NOFLY WP	Semillas de neem	-.06667*	.01918	.010
		Semillas de guanábana	.01875	.01751	.892
		Chile + ajo + cebolla	.04167	.02389	.507

		CINTANEGRA 2.5EC	.00208	.02588	1.000	
		Testigo	-.70687*	.03371	.000	
Variable dependiente	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	
Numero de larvas vivas/PLANTA (DESPUES)	Chile + ajo + cebolla	Semillas de neem	-.10833*	.02426	.000	
		Semillas de guanábana	-.02292	.02296	.917	
		NOFLY WP	-.04167	.02389	.507	
		CINTANEGRA 2.5EC	-.03958	.02985	.770	
		Testigo	-.74854*	.03685	.000	
	CINTANEGRA 2.5EC	Semillas de neem	-.06875	.02622	.104	
		Semillas de guanábana	.01667	.02503	.985	
		NOFLY WP	-.00208	.02588	1.000	
		Chile + ajo + cebolla	.03958	.02985	.770	
		Testigo	-.70896*	.03817	.000	
	Testigo	Semillas de neem	.64021*	.03398	.000	
		Semillas de guanábana	.72563*	.03306	.000	
		NOFLY WP	.70687*	.03371	.000	
		Chile + ajo + cebolla	.74854*	.03685	.000	
		CINTANEGRA 2.5EC	.70896*	.03817	.000	
	Numero de huevos/PLANTA (ANTES)	Semillas de neem	Semillas de guanábana	.05625	.05183	.886
			NOFLY WP	.03333	.04958	.985
			Chile + ajo + cebolla	.07500	.05098	.683
			CINTANEGRA 2.5EC	.20000*	.05068	.002
			Testigo	-.20000*	.05398	.005
Semillas de guanábana		Semillas de neem	-.05625	.05183	.886	
		NOFLY WP	-.02292	.04610	.996	

		Chile + ajo + cebolla	.01875	.04760	.999
		CINTANEGRA 2.5EC	.14375*	.04727	.035
		Testigo	-.25625*	.05080	.000
Variable dependiente	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.
Numero de huevos/PLANTA (ANTES)	NOFLY WP	Semillas de neem	-.03333	.04958	.985
		Semillas de guanábana	.02292	.04610	.996
		Chile + ajo + cebolla	.04167	.04514	.940
		CINTANEGRA 2.5EC	.16667*	.04479	.004
		Testigo	-.23333*	.04850	.000
	Chile + ajo + cebolla	Semillas de neem	-.07500	.05098	.683
		Semillas de guanábana	-.01875	.04760	.999
		NOFLY WP	-.04167	.04514	.940
		CINTANEGRA 2.5EC	.12500	.04633	.085
		Testigo	-.27500*	.04993	.000
	CINTANEGRA 2.5EC	Semillas de neem	-.20000*	.05068	.002
		Semillas de guanábana	-.14375*	.04727	.035
		NOFLY WP	-.16667*	.04479	.004
		Chile + ajo + cebolla	-.12500	.04633	.085
		Testigo	-.40000*	.04961	.000
	Testigo	Semillas de neem	.20000*	.05398	.005
		Semillas de guanábana	.25625*	.05080	.000
		NOFLY WP	.23333*	.04850	.000
		Chile + ajo + cebolla	.27500*	.04993	.000
		CINTANEGRA 2.5EC	.40000*	.04961	.000

Numero de huevos/PLANTA(DESPUES)	Semillas de neem	Semillas de guanábana	.08936	.04071	.250
		NOFLY WP	.05319	.04137	.792
		Chile + ajo + cebolla	.11064	.04117	.088
		CINTANEGRA 2.5EC	.16809*	.04323	.003
		Testigo	-.30426*	.05163	.000
Variable dependiente	(I) Tratamiento	(J) Tratamiento	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.
Numero de huevos/PLANTA(DESPUES)	Semillas de guanábana	Semillas de neem	-.08936	.04071	.250
		NOFLY WP	-.03617	.03843	.935
		Chile + ajo + cebolla	.02128	.03822	.993
		CINTANEGRA 2.5EC	.07872	.04043	.381
		Testigo	-.39362*	.04932	.000
	NOFLY WP	Semillas de neem	-.05319	.04137	.792
		Semillas de guanábana	.03617	.03843	.935
		Chile + ajo + cebolla	.05745	.03892	.680
		CINTANEGRA 2.5EC	.11489	.04109	.067
		Testigo	-.35745*	.04986	.000
	Chile + ajo + cebolla	Semillas de neem	-.11064	.04117	.088
		Semillas de guanábana	-.02128	.03822	.993
		NOFLY WP	-.05745	.03892	.680
		CINTANEGRA 2.5EC	.05745	.04089	.724
		Testigo	-.41489*	.04970	.000
	CINTANEGRA 2.5EC	Semillas de neem	-.16809*	.04323	.003
		Semillas de guanábana	-.07872	.04043	.381
		NOFLY WP	-.11489	.04109	.067

	Chile + ajo + cebolla	-.05745	.04089	.724
	Testigo	-.47234*	.05141	.000
Testigo	Semillas de neem	.30426*	.05163	.000
	Semillas de guanábana	.39362*	.04932	.000
	NOFLY WP	.35745*	.04986	.000
	Chile + ajo + cebolla	.41489*	.04970	.000
	CINTANEGRA 2.5EC	.47234*	.05141	.000

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel 0.05.

Anexo 6. Base de datos sobre los nuestros acerca del número de larvas vivas por planta

	Tratamiento	Repetición	Larvas Vivas Pre-AI	Larvas vivas Post-AI
MUESTREO 1	Semillas de neem	B1	0,7	0,2
	Semillas de guanábana	B1	0,6	0,3
	NOFLY WP	B1	0,4	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,2
	Lamdex 5 EC	B1	0,5	0,1
	Testigo	B1	0,4	0,5
	Semillas de neem	B2	0,8	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,9	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,1
	Testigo	B2	0,8	0,6
	Semillas de neem	B3	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,3
	NOFLY WP	B3	0,7	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,9	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,8	0,2
	Testigo	B3	0,6	0,8
	Semillas de neem	B4	1	0,4
	Semillas de guanábana	B4	0,8	0,3
NOFLY WP	B4	0,6	0,1	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,7	0,1	
Lambda cyhalothrin	B4	0,9	0,1	
Testigo	B4	0,6	0,8	
MUESTREO 2	Semillas de neem	B1	1,07	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,2
	NOFLY WP	B1	1,03	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,9	0,3
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,2
	Testigo	B1	1,1	0,9
	Semillas de neem	B2	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,8	0,3
	NOFLY WP	B2	0,9	0,1

	Tratamiento	Repetición	Larvas Vivas Pre-AI	Larvas vivas Post-AI
MUESTREO 2	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	1
	Lambda cyhalothrin	B2	0,2	0,2
	Testigo	B2	1	0,9
	Semillas de neem	B3	0,8	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,9	0,2
	NOFLY WP	B3	0,8	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0,2
	Testigo	B3	0,7	0,9
	Semillas de neem	B4	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,7	0,2
	NOFLY WP	B4	0,9	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,8	0,2
	Lambda cyhalothrin	B4	0,3	0,3
	Testigo	B4	1	0,8
MUESTREO 3	Semillas de neem	B1	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,3
	NOFLY WP	B1	0,5	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,1
	Lambda cyhalothrin	B1	0,8	0,2
	Testigo	B1	0,9	1
	Semillas de neem	B2	1	0,4
	Semillas de guanábana	B2	0,7	0,2
	NOFLY WP	B2	0,4	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,1
	Testigo	B2	0,8	0,9
	Semillas de neem	B3	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B3	1,07	0,2
	NOFLY WP	B3	0,9	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,8	0,3
	Lambda cyhalothrin	B3	0,6	0,2
	Testigo	B3	0,9	0,8
Semillas de neem	B4	0,6	0,4	
Semillas de guanábana	B4	0,7	0,3	
NOFLY WP	B4	0,7	0,2	

	Tratamiento	Repetición	Larvas Vivas Pre-AI	Larvas vivas Post-AI
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,9	0,4
	Lambda cyhalothrin	B4	0,8	0,3
	Testigo	B4	0,7	0,8
MUESTREO 4	Semillas de neem	B1	0,8	0,2
	Semillas de guanábana	B1	0,8	0,3
	NOFLY WP	B1	0,6	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,4
	Testigo	B1	0,8	0,8
	Semillas de neem	B2	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,8	0,3
	NOFLY WP	B2	0,6	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,6	0,1
	Lambda cyhalothrin	B2	0,4	0,5
	Testigo	B2	0,7	0,6
	Semillas de neem	B3	0,5	0,2
	Semillas de guanábana	B3	1	0,3
	NOFLY WP	B3	0,8	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0,4
	Testigo	B3	1	0,9
	Semillas de neem	B4	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,5	0,2
	NOFLY WP	B4	0,9	0,4
Chile + ajo + cebolla	B4	0,8	0,3	
Lambda cyhalothrin	B4	0,5	0,6	
Testigo	B4	0,7	0,9	
MUESTREO 5	Semillas de neem	B1	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B1	0,6	0,2
	NOFLY WP	B1	0,9	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,1
	Testigo	B1	0,8	0,6
	Semillas de neem	B2	0,6	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,5	0,3
	NOFLY WP	B2	0,7	0,2

MUESTREO 5	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,5	0,2
	Testigo	B2	0,8	1
	Semillas de neem	B3	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,5	0,3
	NOFLY WP	B3	0,6	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,8	0,3
	Lambda cyhalothrin	B3	0,5	0,3
	Testigo	B3	0,8	1
	Semillas de neem	B4	0,8	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0,5	0,1
	NOFLY WP	B4	0,6	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B4	0,6	0,1
	Testigo	B4	0,9	1,03
MUESTREO 6	Semillas de neem	B1	1,1	0,4
	Semillas de guanábana	B1	1,1	0,3
	NOFLY WP	B1	0,9	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B1	1,1	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,4
	Testigo	B1	1,2	1,3
	Semillas de neem	B2	1,1	0,5
	Semillas de guanábana	B2	0,8	0,4
	NOFLY WP	B2	1	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B2	1,1	0,1
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,7
	Testigo	B2	1,5	1,6
	Semillas de neem	B3	1,1	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,8	0,3
	NOFLY WP	B3	0,7	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B3	1	0,3
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0,5
	Testigo	B3	1,3	1,1
	Semillas de neem	B4	0,9	0,4
	Semillas de guanábana	B4	0,5	0,3
NOFLY WP	B4	0,7	0,3	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,1	

	Lambda cyhalothrin	B4	0,2	0,4
	Testigo	B4	1,1	1,3
MUESTREO 7	Semillas de neem	B1	1,1	0,6
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,4
	NOFLY WP	B1	0,8	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,6	0,1
	Testigo	B1	1	1,1
	Semillas de neem	B2	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,7	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,4	0,1
	Testigo	B2	0,9	1
	Semillas de neem	B3	0,8	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,3
	NOFLY WP	B3	0,9	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B3	0,5	0,1
	Testigo	B3	1	1,1
	Semillas de neem	B4	0,6	0,4
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,2
NOFLY WP	B4	0,7	0,3	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,5	0,1	
Testigo	B4	0,8	0,9	
MUESTREO 8	Semillas de neem	B1	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,8	0,3
	NOFLY WP	B1	0,6	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,4
	Testigo	B1	1	0,9
	Semillas de neem	B2	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,8	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,2	0,4

MUESTREO 8	Testigo	B2	0,9	1
	Semillas de neem	B3	0,8	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,1
	NOFLY WP	B3	0,7	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,8	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,2	0,3
	Testigo	B3	0,7	0,9
	Semillas de neem	B4	0,5	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0,7	0,3
	NOFLY WP	B4	1	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,8	0,3
	Lambda cyhalothrin	B4	0,3	0,4
	Testigo	B4	0,7	0,9
MUESTREO 9	Semillas de neem	B1	0,9	0,5
	Semillas de guanábana	B1	1,1	0,3
	NOFLY WP	B1	0,8	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,3
	Testigo	B1	1,1	1,3
	Semillas de neem	B2	0,7	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,5	0,3
	NOFLY WP	B2	0,7	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,4	0,1
	Testigo	B2	0,9	1,3
	Semillas de neem	B3	1,1	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,8	0,3
	NOFLY WP	B3	0,7	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,5	0,1
	Lambda cyhalothrin	B3	0,4	0,1
	Testigo	B3	0,9	1
	Semillas de neem	B4	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,1
	NOFLY WP	B4	0,8	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B4	0,5	0,2
Testigo	B4	0,7	0,9	

MUESTREO 10	Semillas de neem	B1	0,6	0,2
	Semillas de guanábana	B1	0,6	0,1
	NOFLY WP	B1	0,7	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,5	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,2	0,3
	Testigo	B1	0,8	0,9
	Semillas de neem	B2	0,8	0,4
	Semillas de guanábana	B2	0,7	0,3
	NOFLY WP	B2	0,6	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,3	0,3
	Testigo	B2	0,6	0,8
	Semillas de neem	B3	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,1
	NOFLY WP	B3	0,5	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,7	0,1
	Lambda cyhalothrin	B3	0,2	0,3
	Testigo	B3	0,8	1,1
	Semillas de neem	B4	0,6	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0,5	0,1
NOFLY WP	B4	0,7	0,2	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,4	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,1	0,3	
Testigo	B4	0,8	1,1	
MUESTREO 11	Semillas de neem	B1	0,8	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,6	0,3
	NOFLY WP	B1	0,5	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,5	0,1
	Lambda cyhalothrin	B1	0,4	0,1
	Testigo	B1	0,9	1,4
	Semillas de neem	B2	0,8	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,5	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,4	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,3	0,1
	Testigo	B2	0,7	0,9
	Semillas de neem	B3	0,6	0,3

MUESTRO 11	Semillas de guanábana	B3	0,5	0,2
	NOFLY WP	B3	0,4	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,1
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0
	Testigo	B3	0,9	1,1
	Semillas de neem	B4	0,8	0,5
	Semillas de guanábana	B4	0,7	0,3
	NOFLY WP	B4	0,7	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,4	0,1
	Lambda cyhalothrin	B4	0,3	0,1
	Testigo	B4	0,9	1,3
MUESTRO 12	Semillas de neem	B1	0,6	0,2
	Semillas de guanábana	B1	0,7	0,1
	NOFLY WP	B1	0,5	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,6	0,1
	Lambda cyhalothrin	B1	0,2	0,4
	Testigo	B1	0,8	0,9
	Semillas de neem	B2	0,8	0,3
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,4	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,3
	Lambda cyhalothrin	B2	0,3	0,4
	Testigo	B2	0,7	0,8
	Semillas de neem	B3	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,5	0,2
	NOFLY WP	B3	0,5	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,1
	Lambda cyhalothrin	B3	0,4	0,4
	Testigo	B3	0,8	1
	Semillas de neem	B4	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,2
NOFLY WP	B4	0,6	0,3	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,5	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,2	0,3	
Testigo	B4	0,9	1	

Anexo 7. Base de datos sobre los muestreos del número de masas de huevos por planta

	Tratamiento	Repetición	Masas de huevos Pre-AI	Masas de huevos Post-AI
MUESTREO 1	Semillas de neem	B1	0,9	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,8	0,4
	NOFLY WP	B1	0,9	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,6	0,4
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,2
	Testigo	B1	0,8	0,6
	Semillas de neem	B2	0,7	0,5
	Semillas de guanábana	B2	1	0,4
	NOFLY WP	B2	0,3	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,4
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,4
	Testigo	B2	1,2	1,1
	Semillas de neem	B3	1,1	0,6
	Semillas de guanábana	B3	0,8	0,3
	NOFLY WP	B3	0,9	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,9	0,3
	Testigo	B3	0,8	0,7
	Semillas de neem	B4	0,9	0,6
	Semillas de guanábana	B4	0,7	0,4
NOFLY WP	B4	0,9	0,5	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,8	0,4	
Lambda cyhalothrin	B4	1,1	0,5	
Testigo	B4	1,3	1,1	
MUESTREO 2	Semillas de neem	B1	0,8	0,6
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,7
	NOFLY WP	B1	0,7	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,8	0,5
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,4
	Testigo	B1	0,6	0,5
	Semillas de neem	B2	1,2	0,7
	Semillas de guanábana	B2	1,1	0,8
	NOFLY WP	B2	0,9	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B2	1,1	0,9

	Lambda cyhalothrin	B2	0,4	0,3
	Testigo	B2	1,1	1
	Semillas de neem	B3	0,9	0,6
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,4
	NOFLY WP	B3	0,7	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,5	0,4
	Lambda cyhalothrin	B3	0,4	0,2
	Testigo	B3	0,9	0,8
	Semillas de neem	B4	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,8	0,2
	NOFLY WP	B4	0,6	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,7	0,5
	Lambda cyhalothrin	B4	0,4	0,3
	Testigo	B4	0,9	0,9
MUESTRO 3	Semillas de neem	B1	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,5	0,3
	NOFLY WP	B1	0,6	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,3	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,3
	Testigo	B1	0,9	1,1
	Semillas de neem	B2	0,8	0,4
	Semillas de guanábana	B2	0,7	0,3
	NOFLY WP	B2	0,8	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,9	0,3
	Lambda cyhalothrin	B2	0,5	0,2
	Testigo	B2	1	1,2
	Semillas de neem	B3	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B3	0,4	0,2
	NOFLY WP	B3	0,5	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0,1
	Testigo	B3	0,7	0,9
	Semillas de neem	B4	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,3
NOFLY WP	B4	0,5	0,4	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,4	0,1	

	Testigo	B4	0,7	0,5
MUESTREO 4	Semillas de neem	B1	1	0,6
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,4
	NOFLY WP	B1	1,2	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,8	0,4
	Lambda cyhalothrin	B1	0,6	0,3
	Testigo	B1	1,3	1,1
	Semillas de neem	B2	0,9	0,6
	Semillas de guanábana	B2	1,2	0,7
	NOFLY WP	B2	0,8	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B2	1,3	0,7
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,4
	Testigo	B2	1,1	0,9
	Semillas de neem	B3	0,8	0,3
	Semillas de guanábana	B3	1	0,6
	NOFLY WP	B3	0,9	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,7	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	1,1	0,9
	Testigo	B3	1,3	1,1
	Semillas de neem	B4	0,7	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,8	0,4
NOFLY WP	B4	0,7	0,2	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,9	0,4	
Lambda cyhalothrin	B4	0,6	0,5	
Testigo	B4	1,1	1	
MUESTREO 5	Semillas de neem	B1	0,6	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,7
	NOFLY WP	B1	0,8	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,6	0,3
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,2
	Testigo	B1	0,9	0,6
	Semillas de neem	B2	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B2	0,9	0,5
	NOFLY WP	B2	0,8	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,9	0,7
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,4
	Testigo	B2	1,2	0,9

	Semillas de neem	B3	0,9	0,7
	Semillas de guanábana	B3	0,7	0,5
	NOFLY WP	B3	0,8	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,8	0,4
	Lambda cyhalothrin	B3	0,7	0,6
	Testigo	B3	0,9	0,8
	Semillas de neem	B4	0,8	0,5
	Semillas de guanábana	B4	0,5	0,3
	NOFLY WP	B4	0,7	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,3
	Lambda cyhalothrin	B4	0,8	0,6
	Testigo	B4	0,9	0,7
MUESTRO 6	Semillas de neem	B1	0,9	0,5
	Semillas de guanábana	B1	0,8	0,4
	NOFLY WP	B1	0,6	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B1	0,9	0,8
	Testigo	B1	1,3	1,1
	Semillas de neem	B2	1,1	0,9
	Semillas de guanábana	B2	0,5	0,3
	NOFLY WP	B2	0,8	0,6
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,7	0,4
	Lambda cyhalothrin	B2	0,6	0,3
	Testigo	B2	1,3	0,9
	Semillas de neem	B3	0,7	0,2
	Semillas de guanábana	B3	0,6	0,3
	NOFLY WP	B3	0,7	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,8	0,5
	Lambda cyhalothrin	B3	0,6	0,2
	Testigo	B3	1,1	0,8
	Semillas de neem	B4	1,2	0,7
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,3
	NOFLY WP	B4	0,8	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,7	0,3
	Lambda cyhalothrin	B4	0,5	0,2
	Testigo	B4	1,3	1,1

MUESTRO 7	Semillas de neem	B1	0	0,3
	Semillas de guanábana	B1	0,4	0,2
	NOFLY WP	B1	0,6	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,5	0,2
	Lambda cyhalothrin	B1	0	0,2
	Testigo	B1	0,5	0,4
	Semillas de neem	B2	0,3	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,5	0,4
	NOFLY WP	B2	0,7	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,4	0,1
	Lambda cyhalothrin	B2	0,5	0,2
	Testigo	B2	0,7	0,5
	Semillas de neem	B3	0,7	0,6
	Semillas de guanábana	B3	0,2	0
	NOFLY WP	B3	0,5	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,4	0,3
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0
	Testigo	B3	0,5	0,2
	Semillas de neem	B4	0,6	0,5
	Semillas de guanábana	B4	0,7	0,3
NOFLY WP	B4	0,6	0,3	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,5	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,2	0,1	
Testigo	B4	0,7	0,4	
MUESTRO 8	Semillas de neem	B1	0,8	0,6
	Semillas de guanábana	B1	0,5	0,3
	NOFLY WP	B1	0,4	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B1	0	0
	Lambda cyhalothrin	B1	0,6	0,3
	Testigo	B1	1,1	0,9
	Semillas de neem	B2	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,1
	NOFLY WP	B2	0,2	0
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,3	0,1
	Lambda cyhalothrin	B2	0	0,3
	Testigo	B2	0,7	0,5
	Semillas de neem	B3	0,3	0
	Semillas de guanábana	B3	0,5	0,2

	NOFLY WP	B3	0,6	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,7	0,5
	Lambda cyhalothrin	B3	0,3	0,1
	Testigo	B3	0,8	0,5
	Semillas de neem	B4	0,5	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,2
	NOFLY WP	B4	0,3	0
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,4	0,1
	Lambda cyhalothrin	B4	0,5	0,2
	Testigo	B4	0,9	0,7
MUESTRO 9	Semillas de neem	B1	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B1	0,5	0,3
	NOFLY WP	B1	0,6	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,3	0
	Lambda cyhalothrin	B1	0,6	0,1
	Testigo	B1	0,8	0,7
	Semillas de neem	B2	0,9	0,7
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,2
	NOFLY WP	B2	0,8	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,3
	Lambda cyhalothrin	B2	0,3	0
	Testigo	B2	0,7	0,4
	Semillas de neem	B3	0,7	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,5	0,2
	NOFLY WP	B3	0,2	0
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,4	0,1
	Lambda cyhalothrin	B3	0,6	0,4
	Testigo	B3	0,9	0,7
	Semillas de neem	B4	0,3	0
	Semillas de guanábana	B4	0,4	0,1
	NOFLY WP	B4	0,6	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,3
	Lambda cyhalothrin	B4	0,4	0
	Testigo	B4	0,8	0,6

MUESTRO 10	Semillas de neem	B1	1,2	0,8
	Semillas de guanábana	B1	0,9	0,4
	NOFLY WP	B1	0,6	0,3
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,8	0,4
	Lambda cyhalothrin	B1	0,5	0,3
	Testigo	B1	1,3	1,1
	Semillas de neem	B2	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,3
	NOFLY WP	B2	0,5	0,4
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,3	0
	Lambda cyhalothrin	B2	0,4	0,1
	Testigo	B2	1,1	0,9
	Semillas de neem	B3	0,7	0,5
	Semillas de guanábana	B3	0,2	0
	NOFLY WP	B3	0,4	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,6	0,2
	Lambda cyhalothrin	B3	0,5	0
	Testigo	B3	0,9	0,7
	Semillas de neem	B4	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,3	0
NOFLY WP	B4	0,7	0,4	
Chile + ajo + cebolla	B4	0,6	0,2	
Lambda cyhalothrin	B4	0,4	0	
Testigo	B4	0,6	0,4	
MUESTRO 11	Semillas de neem	B1	0,9	0,6
	Semillas de guanábana	B1	0,7	0,4
	NOFLY WP	B1	0,5	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,6	0,4
	Lambda cyhalothrin	B1	0,4	0,1
	Testigo	B1	0,8	0,6
	Semillas de neem	B2	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,6	0,3
	NOFLY WP	B2	0,7	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,5	0,2
	Lambda cyhalothrin	B2	0,3	0
	Testigo	B2	0,5	0,3
	Semillas de neem	B3	0,6	0,4
	Semillas de guanábana	B3	0,4	0,1

	NOFLY WP	B3	1,1	0,7
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,3	0
	Lambda cyhalothrin	B3	0,2	0
	Testigo	B3	0,7	0,3
	Semillas de neem	B4	0,4	0,2
	Semillas de guanábana	B4	0	0
	NOFLY WP	B4	0,3	0
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,4	0,2
	Lambda cyhalothrin	B4	0,3	0,1
	Testigo	B4	0,6	0,3
MUESTREO 12	Semillas de neem	B1	0,4	0,1
	Semillas de guanábana	B1	0,6	0,4
	NOFLY WP	B1	0,8	0,5
	Chile + ajo + cebolla	B1	0,7	0,4
	Lambda cyhalothrin	B1	0,3	0,2
	Testigo	B1	0,5	0,4
	Semillas de neem	B2	0,3	0,2
	Semillas de guanábana	B2	0,5	0,3
	NOFLY WP	B2	0,6	0,1
	Chile + ajo + cebolla	B2	0,8	0,3
	Lambda cyhalothrin	B2	0,5	0
	Testigo	B2	0,7	0,5
	Semillas de neem	B3	0,6	
	Semillas de guanábana	B3	0,4	
	NOFLY WP	B3	0,6	
	Chile + ajo + cebolla	B3	0,5	
	Lambda cyhalothrin	B3	0,4	
	Testigo	B3	0,6	
	Semillas de neem	B4	0,5	0,3
	Semillas de guanábana	B4	0,6	0,3
	NOFLY WP	B4	0,4	0,2
	Chile + ajo + cebolla	B4	0,5	0,1
	Lambda cyhalothrin	B4	0,3	0
	Testigo	B4	0,4	0,2

Anexo 8. Base de datos sobre el muestreo del daño ocasionado por *P. xylostella* sobre las cabezas de repollo

Tratamiento	Repetición	Total de cabezas	Cabezas con daño	Cabezas sin daño	Peso total
Semillas de neem	B1	10	9	1	75,94
Semillas de guanábana	B1	10	3	7	78,12
NOFLY WP	B1	10	4	6	69,75
Chile + ajo + cebolla	B1	10	2	8	70,56
Cintanegra 2.5EC	B1	10	1	9	76,31
Testigo	B1	10	10		75,94
Semillas de neem	B2	10	6	4	77,88
Semillas de guanábana	B2	10	5	5	84,06
NOFLY WP	B2	10	3	7	78,19
Chile + ajo + cebolla	B2	10	2	8	74,14
Cintanegra 2.5EC	B2	10	2	8	70,31
Testigo	B2	10	10		70,63
Semillas de neem	B3	10	5	5	67,81
Semillas de guanábana	B3	10	4	6	89,63
NOFLY WP	B3	10	3	7	60,44
Chile + ajo + cebolla	B3	10	4	6	70,63
Cintanegra 2.5EC	B3	10	3	7	74,25
Testigo	B3	10	10		71,44
Semillas de neem	B4	10	5	5	71,75
Semillas de guanábana	B4	10	1	9	62
NOFLY WP	B4	10	3	7	71,44
Chile + ajo + cebolla	B4	10	3	7	64,56
Cintanegra 2.5EC	B4	10	2	8	56,81
Testigo	B4	10	10		62,31

Anexo 9. Base de datos sobre el nivel de daño provocado a las cabezas de repollo

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T1: Semillas de neem	I	1	2
T1: Semillas de neem	I	2	2
T1: Semillas de neem	I	3	3
T1: Semillas de neem	I	4	1
T1: Semillas de neem	I	5	2
T1: Semillas de neem	I	6	2
T1: Semillas de neem	I	7	2
T1: Semillas de neem	I	8	3
T1: Semillas de neem	I	9	2
T1: Semillas de neem	I	10	3
T2: Semillas de Guanábana	I	1	2
T2: Semillas de Guanábana	I	2	2
T2: Semillas de Guanábana	I	3	1
T2: Semillas de Guanábana	I	4	1
T2: Semillas de Guanábana	I	5	1
T2: Semillas de Guanábana	I	6	1
T2: Semillas de Guanábana	I	7	1
T2: Semillas de Guanábana	I	8	1
T2: Semillas de Guanábana	I	9	2
T2: Semillas de Guanábana	I	10	1
T3: NOFLY WP	I	1	3
T3: NOFLY WP	I	2	1
T3: NOFLY WP	I	3	1
T3: NOFLY WP	I	4	1
T3: NOFLY WP	I	5	2
T3: NOFLY WP	I	6	1
T3: NOFLY WP	I	7	1
T3: NOFLY WP	I	8	2
T3: NOFLY WP	I	9	1
T3: NOFLY WP	I	10	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	1	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	2	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	3	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	4	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	5	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	6	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	7	3
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	8	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	9	1

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T4: Chile+Ajo+Cebolla	I	10	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	1	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	2	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	3	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	4	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	5	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	6	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	7	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	8	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	9	1
T5: Cintanegra 2.5EC	I	10	2
T6: Testigo	I	1	3
T6: Testigo	I	2	2
T6: Testigo	I	3	3
T6: Testigo	I	4	3
T6: Testigo	I	5	4
T6: Testigo	I	6	6
T6: Testigo	I	7	5
T6: Testigo	I	8	4
T6: Testigo	I	9	4
T6: Testigo	I	10	6
T1: Semillas de neem	II	1	2
T1: Semillas de neem	II	2	1
T1: Semillas de neem	II	3	1
T1: Semillas de neem	II	4	2
T1: Semillas de neem	II	5	2
T1: Semillas de neem	II	6	3
T1: Semillas de neem	II	7	2
T1: Semillas de neem	II	8	1
T1: Semillas de neem	II	9	2
T1: Semillas de neem	II	10	1
T2: Semillas de Guanábana	II	1	2
T2: Semillas de Guanábana	II	2	2
T2: Semillas de Guanábana	II	3	1
T2: Semillas de Guanábana	II	4	1
T2: Semillas de Guanábana	II	5	1
T2: Semillas de Guanábana	II	6	3
T2: Semillas de Guanábana	II	7	1
T2: Semillas de Guanábana	II	8	2
T2: Semillas de Guanábana	II	9	1
T2: Semillas de Guanábana	II	10	2

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T3: NOFLY WP	II	1	2
T3: NOFLY WP	II	2	1
T3: NOFLY WP	II	3	1
T3: NOFLY WP	II	4	1
T3: NOFLY WP	II	5	2
T3: NOFLY WP	II	6	1
T3: NOFLY WP	II	7	1
T3: NOFLY WP	II	8	1
T3: NOFLY WP	II	9	3
T3: NOFLY WP	II	10	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	1	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	2	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	3	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	4	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	5	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	6	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	7	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	8	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	9	3
T4: Chile+Ajo+Cebolla	II	10	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	1	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	2	2
T5: Cintanegra 2.5EC	II	3	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	4	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	5	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	6	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	7	2
T5: Cintanegra 2.5EC	II	8	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	9	1
T5: Cintanegra 2.5EC	II	10	1
T6: Testigo	II	1	4
T6: Testigo	II	2	5
T6: Testigo	II	3	3
T6: Testigo	II	4	5
T6: Testigo	II	5	2
T6: Testigo	II	6	4
T6: Testigo	II	7	3
T6: Testigo	II	8	3
T6: Testigo	II	9	4
T6: Testigo	II	10	5

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T1: Semillas de neem	III	1	2
T1: Semillas de neem	III	2	2
T1: Semillas de neem	III	3	1
T1: Semillas de neem	III	4	1
T1: Semillas de neem	III	5	1
T1: Semillas de neem	III	6	2
T1: Semillas de neem	III	7	1
T1: Semillas de neem	III	8	2
T1: Semillas de neem	III	9	1
T1: Semillas de neem	III	10	3
T2: Semillas de Guanábana	III	1	1
T2: Semillas de Guanábana	III	2	1
T2: Semillas de Guanábana	III	3	2
T2: Semillas de Guanábana	III	4	1
T2: Semillas de Guanábana	III	5	1
T2: Semillas de Guanábana	III	6	3
T2: Semillas de Guanábana	III	7	2
T2: Semillas de Guanábana	III	8	1
T2: Semillas de Guanábana	III	9	1
T2: Semillas de Guanábana	III	10	2
T3: NOFLY WP	III	1	3
T3: NOFLY WP	III	2	1
T3: NOFLY WP	III	3	1
T3: NOFLY WP	III	4	2
T3: NOFLY WP	III	5	1
T3: NOFLY WP	III	6	1
T3: NOFLY WP	III	7	1
T3: NOFLY WP	III	8	2
T3: NOFLY WP	III	9	1
T3: NOFLY WP	III	10	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	1	3
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	2	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	3	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	4	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	5	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	6	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	7	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	8	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	9	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	III	10	2
T5: Cintanegra 2.5EC	III	1	1

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T5: Cintanegra 2.5EC	III	2	2
T5: Cintanegra 2.5EC	III	3	1
T5: Cintanegra 2.5EC	III	4	2
T5: Cintanegra 2.5EC	III	5	1
T5: Cintanegra 2.5EC	III	6	1
T5: Cintanegra 2.5EC	III	7	3
T5: Cintanegra 2.5EC	III	8	1
T5: Cintanegra 2.5EC	III	9	1
T5: Cintanegra 2.5EC	III	10	1
T6: Testigo	III	1	3
T6: Testigo	III	2	2
T6: Testigo	III	3	4
T6: Testigo	III	4	3
T6: Testigo	III	5	3
T6: Testigo	III	6	4
T6: Testigo	III	7	5
T6: Testigo	III	8	4
T6: Testigo	III	9	4
T6: Testigo	III	10	3
T1: Semillas de neem	IV	1	2
T1: Semillas de neem	IV	2	1
T1: Semillas de neem	IV	3	1
T1: Semillas de neem	IV	4	2
T1: Semillas de neem	IV	5	2
T1: Semillas de neem	IV	6	1
T1: Semillas de neem	IV	7	2
T1: Semillas de neem	IV	8	1
T1: Semillas de neem	IV	9	3
T1: Semillas de neem	IV	10	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	1	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	2	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	3	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	4	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	5	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	6	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	7	3
T2: Semillas de Guanábana	IV	8	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	9	1
T2: Semillas de Guanábana	IV	10	1
T3: NOFLY WP	IV	1	2
T3: NOFLY WP	IV	2	1

Tratamiento	Bloque	Repeticiones	Nivel de daño
T3: NOFLY WP	IV	3	1
T3: NOFLY WP	IV	4	1
T3: NOFLY WP	IV	5	1
T3: NOFLY WP	IV	6	2
T3: NOFLY WP	IV	7	1
T3: NOFLY WP	IV	8	1
T3: NOFLY WP	IV	9	1
T3: NOFLY WP	IV	10	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	1	3
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	2	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	3	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	4	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	5	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	6	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	7	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	8	2
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	9	1
T4: Chile+Ajo+Cebolla	IV	10	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	1	3
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	2	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	3	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	4	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	5	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	6	2
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	7	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	8	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	9	1
T5: Cintanegra 2.5EC	IV	10	1
T6: Testigo	IV	1	4
T6: Testigo	IV	2	3
T6: Testigo	IV	3	3
T6: Testigo	IV	4	3
T6: Testigo	IV	5	4
T6: Testigo	IV	6	2
T6: Testigo	IV	7	2
T6: Testigo	IV	8	3
T6: Testigo	IV	9	4
T6: Testigo	IV	10	6