

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**Escuela Profesional de Agronomía**



**TESIS**

**Para Optar el Título Profesional de:**

**INGENIERO AGRÓNOMO**

**DETERMINACIÓN DE LA EFICACIA DE PRODUCTOS  
ORGÁNICOS EN EL CONTROL DE MOSCA BLANCA  
(*Aleuropleurocelus* sp.) EN EL CULTIVO DE PALTO**

**PRESENTADO POR**

**BACHILLER :** Kathy Elizabeth Sánchez Chuquiruna

**ASESOR :** Ing. Agr. Mg. Sc. Jhon Anthony Vergara Copacandori

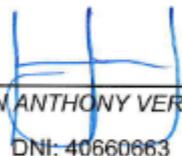
**CAJAMARCA - PERÚ**

**-2024-**

## CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigator:  
SÁNCHEZ CHUQUIRUNA KATHYA ELIZABETH  
DNI: 45975938  
Escuela Profesional/Unidad UNC: DE AGRONOMÍA
2. Asesor:  
ING. AGR. MG. SC. JHON ANTHONY VERGARA COPACONDORI  
Facultad/Unidad UNC: DE CIENCIAS AGRARIAS
3. Grado académico o título profesional  
 Bachiller     Título profesional     Segunda especialidad  
 Maestro     Doctor
4. Tipo de Investigación:  
 Tesis     Trabajo de investigación     Trabajo de suficiencia profesional  
 Trabajo académico
5. Título de trabajo de Investigación:  
DETERMINACIÓN DE LA EFICACIA DE PRODUCTOS ORGÁNICOS EN  
EL CONTROL DE MOSCA BLANCA (*Aleuropleurocelus* sp.) EN EL  
CULTIVO DE PALTO  
Fecha de evaluación: 11/09/2024
6. Software antiplagio:  TURNITIN \_\_\_\_     URKUND (ORIGINAL)(\*)
7. Porcentaje de informe de similitud: 6%
8. Código Documento: oid: 3117:380644838
9. Resultado de la Evaluación de similitud: 6%  
 APROBADO     PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 11/09/2024

<i>Firma y/o sello</i> <i>Emisión constancia</i>

_____ ING. AGR. MG. SC. JHON ANTHONY VERGARA COPACONDORI DNI: 40660663

\* En caso se realizó la evaluación hasta setiembre 2024



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA**  
"NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA"  
Fundada por Ley N° 14015, del 13 de febrero de 1962  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**  
Secretaría Académica



**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS**

En la ciudad de Cajamarca, a los dieciocho días del mes de setiembre del año dos mil veintitrés, se reunieron en el ambiente 2C - 202 de la Facultad de Ciencias Agrarias, los miembros del Jurado, designados según **Resolución de Consejo de Facultad N° 184-2023-FCA-UNC, de fecha 14 de marzo del 2023**, con la finalidad de evaluar la sustentación de la **TESIS** titulada: "**DETERMINACIÓN DE LA EFICACIA DE PRODUCTOS ORGÁNICOS EN EL CONTROL DE MOSCA BLANCA (*Aleuropleurocelus sp.*) EN EL CULTIVO DE PALTO**", realizada por la Bachiller **KATHYA ELIZABETH SÁNCHEZ CHUQUIRUNA** para optar el Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las nueve horas y cinco minutos, de acuerdo a lo establecido en el **Reglamento Interno para la Obtención de Título Profesional de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca**, el Presidente del Jurado dio por iniciado el Acto de Sustentación, luego de concluida la exposición, los miembros del Jurado procedieron a la formulación de preguntas y posterior deliberación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad, con el calificativo de quince (15); por tanto, la Bachiller queda expedita para proceder con los trámites que conlleven a la obtención del Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las diez horas y cuarenta minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el Acto de Sustentación.

  
\_\_\_\_\_  
Ing. Alonso Vela Ahumada  
PRESIDENTE

  
\_\_\_\_\_  
Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro  
SECRETARIO

  
\_\_\_\_\_  
Ing. Urías Mostacero Plasencia  
VOCAL

  
\_\_\_\_\_  
Ing. Mg. Sc. Jhon Anthony Vergara Copacandori  
ASESOR

## **DEDICATORIA**

*Quiero dedicar el presente, en primer y más importante lugar a Dios que me ha dado la vida, por llamarme a su servicio, y porque a pesar de todos mis defectos y errores, siempre me sostiene de su mano derecha y me ayuda, por su misericordia y por darme incontables bendiciones.*

*A mi madre Flor de María, por su apoyo incondicional, porque a pesar de todos mis errores está conmigo siempre, ayudándome en todo lo que necesito y dándome aún más de lo que merezco y porque cree en mi como nadie.*

*A mi padre Demetrio, porque su ejemplo me arrastra a querer ser mejor.  
A mi pequeña y a la vez más grande bendición, mi amada Kaely, porque llegaste a mi vida para cambiarla por completo y ser mi mayor motivación.*

*A mis hermanos, Alexander, Jhon Paúl, Bryan y Cielito, porque Dios nos ha unido con lazos de sangre, por el gran cariño que les tengo y por su ejemplo de superación.*

**EL AUTOR**

## **AGRADECIMIENTO**

*A la Universidad Nacional de Cajamarca mi alma mater, a la Facultad de Ciencias Agrarias y al Dr. Glicerio Eduardo Torres Carranza Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias, a mis docentes, por sus valiosas enseñanzas impartidas.*

*De manera muy especial a mis asesores de tesis, Ing. Agr. Mg. Sc. Jhon Anthony Vergara Copacondori, un excelente profesional, gracias a su inagotable paciencia, y a todo su conocimiento, yo sé que la vida va a premiar todo su apoyo y el arduo sacrificio que hace por sus estudiantes; y al Ing. Agr. M. Cs. Alfredo Quispe Urteaga por su apoyo incondicional para el desarrollo de la presente tesis y por su hermosa amistad.*

*Al SENASA (Servicio Nacional de Sanidad Agraria), que fue la organización que me apoyó en toda la elaboración de esta investigación, a la directora Alicia Villar por abrirme las puertas de la institución que dirige, y de manera muy especial al Ing. Ronald Llique Morales, que formó en mí el interés por el tema, me brindó su gran experiencia, por concederme su desinteresada colaboración y orientación.*

*Al Sr. Candelario Cholán Gonzales porque me dio la posibilidad para realizar el experimento en su propiedad, que se encuentra ubicada en el caserío el Tingo en el distrito de San Juan, provincia de Cajamarca.*

*A mi gran amiga Yessenia Soberón Ortiz por su apoyo en cada momento, por su colaboración en todo lo que fue necesario y por las aventuras que pasamos juntas.*

*A mis familiares y amigos que de una u otra forma me ayudaron hasta culminar el presente trabajo.*

**EL AUTOR**

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS

ÍNDICE DE FIGURAS

ÍNDICE DE ANEXOS

RESUMEN

ABSTRACT

CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO II: REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Antecedentes	3
2.2 Bases teóricas	4
2.2.1 <i>Productos orgánicos para el control de mosca blanca</i>	4
a. Hongos entomopatógenos	4
a.1 <i>Lecanicillium lecanii</i>	7
a.1.1 <i>Taxonomía</i>	8
a.1.2 <i>Morfología</i>	8
a.1.3 <i>Mecanismo de acción</i>	8
a.2 <i>Metarhizium anisopliae</i>	8
a.2.1 <i>Taxonomía</i>	10
a.2.2 <i>Morfología</i>	10
a.2.3 <i>Mecanismo de acción</i>	10
2.2.2 <i>Aleuropleurocelus sp.</i>	10
a. <i>Taxonomía</i>	10
b. <i>Morfología</i>	11
b.1 <i>Huevo</i>	11
b.2 <i>Ninfa</i>	11
b.2.1 <i>Ninfa I</i>	11
b.2.2 <i>Ninfa II</i>	12
b.2.3 <i>Ninfa III</i>	12
b.2.4 <i>Ninfa IV o pupa</i>	12
b.3 <i>Adulto</i>	18

<b>2.2.3</b>	<b><i>El palto (Persea americana Mill.)</i></b>	<b>19</b>
<b>a.</b>	<b>Origen e historia</b>	<b>19</b>
<b>b.</b>	<b>Taxonomía</b>	<b>19</b>
<b>c.</b>	<b>Subespecies o taxones ecológicos y variedades</b>	<b>20</b>
<b>c.1</b>	<b><i>Subespecies o taxones ecológicos</i></b>	<b>20</b>
<b>c.1.1</b>	<b><i>Subespecie Mexicana</i></b>	<b>20</b>
<b>c.1.2</b>	<b><i>Subespecie Guatemalteca</i></b>	<b>20</b>
<b>c.1.3</b>	<b><i>Subespecie Antillana</i></b>	<b>21</b>
<b>c.2</b>	<b><i>Variedades</i></b>	<b>21</b>
<b>c.2.1</b>	<b><i>Variedad Fuerte</i></b>	<b>21</b>
<b>c.2.2</b>	<b><i>Variedad Hass</i></b>	<b>21</b>
<b>c.2.3</b>	<b><i>Variedad Bacon</i></b>	<b>22</b>
<b>d.</b>	<b>Fenología</b>	<b>22</b>
<b>d.1</b>	<b><i>Estado A: Yema en latencia</i></b>	<b>22</b>
<b>d.2</b>	<b><i>Estado B: Yema hinchada</i></b>	<b>22</b>
<b>d.3</b>	<b><i>Estado C: Aparece la inflorescencia</i></b>	<b>23</b>
<b>d.4</b>	<b><i>Estado D1: Botones florales (Eje secundario visible)</i></b>	<b>23</b>
<b>d.5</b>	<b><i>Estado D2: Botones florales (Eje terciario visible)</i></b>	<b>23</b>
<b>d.6</b>	<b><i>Estado E: Botón amarillo</i></b>	<b>23</b>
<b>d.7</b>	<b><i>Estado F: Floración</i></b>	<b>23</b>
<b>d.7.1</b>	<b><i>Subestado F1f: Flor abriendo en fase femenina</i></b>	<b>24</b>
<b>d.7.2</b>	<b><i>Subestado F2f: Flor abierta en fase femenina</i></b>	<b>24</b>
<b>d.7.3</b>	<b><i>Subestado F3f: Flor cerrando en fase femenina</i></b>	<b>24</b>
<b>d.7.4</b>	<b><i>Subestado F1c: Flor cerrada</i></b>	<b>24</b>
<b>d.7.5</b>	<b><i>Subestado F1m: Flor abriendo en fase masculina</i></b>	<b>25</b>
<b>d.7.6</b>	<b><i>Subestado F2m: Flor abierta en fase masculina (Anteras no dehiscidas)</i></b>	<b>25</b>
<b>d.7.7</b>	<b><i>Subestado F3m: Flor abierta en fase masculina (Primera dehiscencia)</i></b>	<b>25</b>
<b>d.7.8</b>	<b><i>Subestado F4m: Flor abierta en fase masculina (Dehiscencia completa)</i></b>	<b>25</b>
<b>d.7.9</b>	<b><i>Subestado F5m: Flor cerrando en fase masculina (La flor está cerrando)</i></b>	<b>26</b>
<b>d.7.10</b>	<b><i>Subestado F2c: Flor cerrada de forma definitiva (La flor ha cerrado definitivamente)</i></b>	<b>26</b>
<b>d.8</b>	<b><i>Estado G: Marchitez de tépalos</i></b>	<b>26</b>
<b>d.9</b>	<b><i>Estado H: Cuajado</i></b>	<b>26</b>
<b>d.10</b>	<b><i>Estado I: Fruto tierno</i></b>	<b>26</b>

<b>CAPÍTULO III: MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>27</b>
3.1 Ubicación geográfica del trabajo de investigación	27
3.2 Materiales	27
3.2.1 <i>Material biológico</i>	27
3.2.2 <i>Material de campo</i>	27
3.2.3 <i>Material y equipo de laboratorio</i>	28
3.3 Metodología	28
3.3.1 <i>Trabajo de campo</i>	28
a. Aplicación de entomopatógenos ( <i>Lecanicillium lecanii</i> y <i>Metarhizium anisopliae</i> )	30
b. Cálculo de dosis ( <i>Lecanicillium lecanii</i> y <i>Metarhizium anisopliae</i> )	31
b.1 <i>Dosis baja (2 bolsas): 11,52 g/ 1,44 L</i>	31
b.2 <i>Dosis alta (4 bolsas): 23,04 g/1,44 L</i>	31
3.4.2 <i>Trabajo de laboratorio</i>	32
3.4.3 <i>Trabajo de gabinete</i>	32
<b>CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>33</b>
4.1 Tratamiento 1 (T <sub>1</sub> ): <i>Lecanicillium lecanii</i>	33
4.2 Tratamiento 2 (T <sub>2</sub> ): <i>Metarhizium anisopliae</i>	37
4.3 Comparación del efecto entre <i>Lecanicillium lecanii</i> y <i>Metarhizium anisopliae</i>	41
<b>CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES</b>	<b>44</b>
5.1 Conclusiones	44
5.2 Recomendaciones	44
<b>CAPÍTULO VI: REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>45</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>52</b>

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Título	Página
1	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii</i>	33
2	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii</i>	35
3	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Metarhizium anisopliae</i>	38
4	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Metarhizium anisopliae</i>	39
5	<i>Análisis de varianza (ANOVA) para el número de puparios muertos de Aleuropleurocelus sp.</i>	42
6	<i>Prueba de Duncan Alfa al 5 % de probabilidad para los niveles del factor hongo entomopatógeno</i>	43

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Título	Página
1	<i>Pupa de Aleuropleurocelus abnormis (Quaintance).</i>	13
2	<i>Dientes marginales.</i>	13
3	<i>Banda de tubérculos y ramificaciones en el submargen.</i>	14
4	<i>Cefálotorax y primeros segmentos abdominales.</i>	15
5	<i>Segmentos abdominales.</i>	15
6	<i>Sutura longitudinal o media de la muda.</i>	17
7	<i>Orificio vasiforme y parte media del abdomen.</i>	17
8	<i>Depresiones cefálotorácicas.</i>	18
9	<i>Croquis del experimento.</i>	30
10	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii.</i>	34
11	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii.</i>	35
12	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Metarhizium anisopliae.</i>	38
13	<i>Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Metarhizium anisopliae.</i>	40
14	<i>Comparación del efecto entre Lecanicillium lecanii y Metarhizium anisopliae.</i>	43
15	<i>Evaluación de puparios en plantas de palto.</i>	53
16	<i>Envés de hoja de palto infestada por Aleuropleurocelus sp.</i>	53
17	<i>Oviposición de Aleuropleurocelus sp.</i>	54
18	<i>Adulto de Aleuropleurocelus sp.</i>	54
19	<i>Evaluación de puparios de Aleuropleurocelus sp.</i>	55
20	<i>Puparios de Aleuropleurocelus sp. Infectados por Lecanicillium lecanii.</i>	55
21	<i>Estructuras reproductivas de Lecanicillium lecanii visto al microscopio (40X).</i>	56

22	<i>Estructuras reproductivas de Metarhizium anisopliae visto al microscopio (40X).</i>	56
----	--	----

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>Anexo</b>	<b>Título</b>	<b>Página</b>
<b>1</b>	<b><i>Galería fotográfica</i></b>	<b>53</b>
<b>2</b>	<b><i>Datos meteorológicos registrados durante la investigación (marzo a mayo de 2021)</i></b>	<b>57</b>

## RESUMEN

Con el objetivo de determinar la eficacia de productos orgánicos en el control de mosca blanca (*Aleuropleurocelus* sp.) en el cultivo de palto (*Persea americana* Mill.) variedad Hass en el caserío el Tingo, distrito de San Juan, provincia de Cajamarca, se realizó el experimento bajo el Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA), empleando *Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*. Las evaluaciones fueron realizadas a los 7 y 14 días después de la pulverización de los entomopatógenos. El hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* ( $T_2 = 16 \times 10^{10}$  conidias/litro) fue el que ocasionó la mayor mortalidad (29,2 %) sobre puparios de *Aleuropleurocelus* sp., luego de siete días posteriores a su aplicación, superando al hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* (11,1 %). Así mismo, fue el que ocasionó la mayor mortalidad (15,38 %) sobre puparios de *Aleuropleurocelus* sp., luego de catorce días posteriores a su aplicación, superando al hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* (10 %).

**Palabras clave:** *Aleuropleurocelus* sp., *Lecanicillium lecanii*, *Metarhizium anisopliae*, *Persea americana* Mill. y puparios.

## ABSTRACT

With the objective of determining the effectiveness of organic products in the control of whitefly (*Aleuropleurocelus* sp.) in the cultivation of avocado (*Persea americana* Mill.) variety Hass in the Tingo hamlet, district of San Juan, province of Cajamarca, carried out the experiment under the Randomized Complete Block Design (DBCA), using *Lecanicillium lecanii* and *Metarhizium anisopliae*. The evaluations were carried out 7 and 14 days after the spraying of the entomopathogens. The entomopathogenic fungus *Lecanicillium lecanii* ( $T_2 = 16 \times 10^{10}$  conidia/liter) was the one that caused the highest mortality (29,2 %) on pupariums of *Aleuropleurocelus* sp., seven days after its application, surpassing the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (11,1 %). Likewise, it was the one that caused the highest mortality (15,38 %) on *Aleuropleurocelus* sp. pupariums, fourteen days after its application, surpassing the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (10 %).

**Keywords:** *Aleuropleurocelus* sp., *Lecanicillium lecanii*, *Metarhizium anisopliae*, *Persea americana* Mill. and puparia.

## CAPÍTULO I

### INTRODUCCIÓN

Hay muchas variedades de palta que pueden ser comercializadas, pero pocas son aptas para el mercado local o de exportación y las más conocidas son “Fuerte”, “Hass” y “Bacon”, éstas se venden todo el año con marcada demanda y variada estacionalidad de producción. Su expendio tiene importancia debido a su alto contenido nutricional, por lo que estudios científicos realizados en las universidades de Europa y Estados Unidos afirman que es una fruta de importancia por poseer un alto contenido de aceite, de 8 al 30 %, proteínas de 3 a 4 %, hidratos de carbono, vitaminas y minerales (Herrera y Narrea, 2011).

Los agricultores peruanos de palto enfrentan desafíos significativos debido a la amenaza persistente de la mosca blanca, una plaga que puede causar graves daños en las plantaciones; en regiones clave como La Libertad, Lima y Piura, las pérdidas causadas por esta plaga pueden superar el 25 % de la cosecha, lo que representa una amenaza para la economía agrícola del país (Mejía, 2021). Según (Mound 1978) han sido reportadas más de 1.200 especies de moscas blancas que son llamadas comúnmente "palomillas".

La especie de mosca blanca cuyo nombre científico es *Aleuropleurocelus* sp., es un insecto plaga poco estudiado en este cultivo, pero que por su elevada densidad poblacional en sus diversos estados de desarrollo (huevo, ninfa, pupa y adulto), se requiere de la implementación de medidas de control sanitario para disminuir los daños que ocasiona, desde la perspectiva del manejo integrado de plagas y enmarcadas en la producción agrícola sustentable.

**Objetivo**

Determinar la eficacia de productos orgánicos en el control de mosca blanca (*Aleuropleurocelus* sp.) en el cultivo de palto (*Persea americana* Mill. variedad Hass) en el caserío el Tingo, distrito de San Juan, provincia de Cajamarca.

## CAPÍTULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

#### 2.1 Antecedentes

Estrada y Pavón (2012) evaluaron la influencia de diferentes cepas de entomopatógenos (*Paecilomyces fumosoroseus*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*) para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) bajo invernadero, usando una concentración de  $10^8$  conidias/ml. Realizó cuatro ensayos con tres repeticiones cada uno; donde obtuvo como resultados que el entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* ocasionó el mayor número de ninfas muertas/hoja (7).

González (2014) evaluó la patogenicidad (mortalidad) y esporulación de *Metarhizium anisopliae* para controlar el adulto de mosca blanca (*Bemisia tabaci*) usando una concentración de  $10^{10}$  conidias/ml. Realizó tres ensayos con tres repeticiones cada uno, utilizó 500 moscas para cada ensayo; donde obtuvo como resultados que el porcentaje de mortalidad o patogenicidad más alto, sobre el adulto de mosca blanca fue de un 85 %, como también el porcentaje más alto de esporulación fue de 76 %.

Suárez (2016) evaluó las formulaciones comerciales de *Lecanicillium lecanii*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, para controlar mosca blanca (*Bemisia tabaci*) usando una concentración de  $10^9$  conidias/ml. Realizó siete ensayos (incluido el testigo) con tres repeticiones cada uno, utilizó las dosis de 6,3 g/l y 2,7 g/l para cada formulación comercial; donde obtuvo como resultados que la formulación a base de *Lecanicillium lecanii* 2,7 g/l tuvo el menor número de adultos (28), ninfas (9) y huevos

(35), con respecto al testigo que tuvo 48, 18 y 49 adultos, ninfas y huevos, respectivamente.

Montañez (2016) evaluó el efecto de *Lecanicillium lecanii* para controlar el pulgón *Brevicoryne brassicae* L. en condiciones de laboratorio. Utilizó cinco concentraciones T0: Testigo, T1: 16 g/L, T2: 32 g/L, T3: 64 g/L, T4: 128 g/L; donde obtuvo como resultados que el T4 y T3 ocasionaron un porcentaje de mortalidad de 86,67 %, además el T2, T1 y T0 ocasionaron 65 %, 38,33 % y 31,67 %, respectivamente; en cuanto al tiempo después de la aplicación el T3 y T4 ocasionaron la mayor cantidad de insectos muertos (17 y 13, respectivamente), a los 8 días después de la aplicación.

## **2.2 Bases teóricas**

### **2.2.1 Productos orgánicos para el control de mosca blanca**

**a. Hongos entomopatógenos.** Los hongos entomopatógenos se presentan como prometedores agentes controladores en la gestión de poblaciones de artrópodos, constituyendo un conjunto diverso de más de 750 especies distribuidas en el entorno natural; estos hongos causan infecciones fungosas en artrópodos, siendo *Metarhizium* spp., *Beauveria* spp., *Aschersonia* spp., *Entomophthora* spp., *Zoophthora* spp., *Erynia* spp., *Eryniopsis* spp., *Akanthomyces* spp., *Hirsutella* spp., *Hymenostilbe* spp., *Paecilomyces* spp. y *Lecanicillium* spp. algunos de los más destacados; estos hongos pertenecen a las clases Zygomycetes e Hyphomycetes (López y Hans, 2001).

Los hongos entomopatógenos destacan como los pioneros en su aplicación como agentes biológicos para la gestión de plagas, gracias a su habilidad para inducir enfermedad y mortalidad en los insectos; estos microorganismos infectan a los artrópodos de forma directa, penetrando a través de su cutícula, y despliegan eficaces

mecanismos de acción que les otorgan una notable capacidad para contrarrestar la resistencia que puedan desarrollar los hospederos (Assaf et al., 2002).

Los hongos entomopatógenos son considerados el grupo más relevante en el control biológico de plagas de insectos y artrópodos; prácticamente todos los insectos pueden ser afectados por alguna de las enfermedades provocadas por estos hongos (Monzón, 2001).

Los hongos entomopatógenos exhiben una amplia diversidad en su presencia dentro del entorno natural; mientras la mayoría se manifiestan como patógenos obligados o facultativos, algunos otros establecen complejas relaciones simbióticas con diversos tipos de organismos; esta variedad de formas de existencia contribuye a su capacidad para interactuar con los artrópodos y otros componentes del ecosistema; de esta manera, los hongos entomopatógenos desempeñan un papel fundamental en la regulación de las poblaciones de insectos y en la dinámica de los ecosistemas; su versatilidad y adaptabilidad los convierten en importantes actores en la ecología y en la gestión de plagas agrícolas (Alean, 2003).

Los hongos entomopatógenos desempeñan un papel crucial en los agroecosistemas debido a su capacidad innata para descomponer y degradar materia orgánica, además de su potencial para regular las poblaciones de insectos; esta regulación está condicionada por la susceptibilidad del hospedero o la dinámica de la asociación entre el patógeno y el hospedero; en casos de asociación patógeno-hospedero, el insecto hospedero puede ejercer una presión selectiva que favorezca a ciertos genotipos del patógeno, lo que conlleva a una especialización de estos microorganismos en relación con el hospedero mediante procesos de selección natural (Pucheta et al., 2006).

Los hongos entomopatógenos emergen como elementos clave en la regulación natural de las plagas, gracias a su alta virulencia y capacidad patogénica, que les permiten afectar a una amplia gama de hospederos; su dispersión extensa en diversos hábitats contribuye a su efectividad como reguladores de poblaciones de insectos;

además, su habilidad para penetrar la cutícula del hospedero les confiere una ventaja significativa en el proceso de infección; esta capacidad de penetración permite una acción rápida y efectiva, convirtiéndolos en agentes altamente eficientes en el control de plagas en entornos agrícolas (Gindin et al., 2001).

La capacidad de los hongos entomopatógenos para desempeñar su función está significativamente influenciada por factores bióticos y abióticos; dentro de los factores abióticos que inciden en la viabilidad y persistencia de estos hongos en el campo se encuentran la exposición a los rayos ultravioleta, las variaciones de temperatura, la humedad relativa, el pH del medio y la presencia de fungicidas (López et al., 1995).

La susceptibilidad y la interacción con los hospederos están vinculadas con los nutrientes presentes en los insectos, los cuales actúan como el medio para la propagación, dispersión y persistencia de los hongos; los conidios de los entomopatógenos exhiben requisitos específicos de agua, temperatura y otros factores ambientales que, en conjunto, actúan como inductores para activar receptores presentes en el patógeno; estos receptores facilitan el proceso infectivo sobre el hospedero (Pucheta et al., 2006).

La germinación de los conidios de los hongos entomopatógenos está influenciada críticamente por los factores ambientales, especialmente temperatura y humedad. Específicamente estos hongos requieren de una atmósfera saturada de humedad equivalente a una humedad relativa entre 85 a 92 % y una temperatura óptima de crecimiento en el rango de 25 °C a 30 °C, son mesófilos, mínima de 10 °C y máxima de 32 °C (Valbuena y Alzate, 2007).

Las formulaciones tienen el potencial de incrementar considerablemente la eficacia de los hongos entomopatógenos, ya sea en cultivos protegidos o en entornos al aire libre; la elección adecuada del tipo de formulación y de los aditivos utilizados es fundamental para garantizar la estabilidad del producto y su efectividad en el control de plagas (Moore y Caudwell, 1997).

En aplicaciones foliares de formulaciones que contienen hongos entomopatógenos, la efectividad y utilidad pueden verse restringidas por una variedad de factores ambientales y ecológicos; elementos abióticos como la temperatura, la luz y la humedad ejercen influencia sobre la esporulación y la germinación de los conidios, lo que puede incidir en la capacidad del producto para controlar las plagas de manera eficaz (Butt y Goettel, 2000).

Investigaciones han evidenciado que más del 60 % de los inóculos de hongos pueden ser eliminados de la superficie de las hojas debido a la lluvia (Inglis et al., 1995).

**a.1 *Lecanicillium lecanii*.** Es muy importante para el manejo de plagas agrícolas y como biocontrolador de insectos, principalmente de áfidos, coccidos y aleyrodidos (Chan *et al.* 2010). Alavo (2015) señala que, *Lecanicillium lecanii* es uno de los más eficientes entomopatógenos de trips, lepidópteros, dípteros, áfidos, himenópteros y homópteros. Sin embargo, Montalva (2008) menciona que, este hongo es entomopatógeno principalmente de pulgones y mosquitas blancas.

Hacia 1898, en la isla de Java, Zimmerman realizó el descubrimiento del hongo *Cephalosporium lecanii*; no obstante, en 1939, este mismo hongo fue identificado como *Verticillium lecanii* por Viégas, quien destacó su distintivo halo blanco que se forma sobre el insecto *Coccus viridis* (Samson y Rombach, 1985).

Recientemente, se ha llevado a cabo una revisión del género, en la cual la mayoría de los entomopatógenos y micopatógenos aislados han sido reagrupados y denominados como *Lecanicillium* (Bonilla, 2012).

Para la gestión de plagas agrícolas y como agente de control biológico de insectos, especialmente áfidos, coccidos y aleyrodidos, su papel es de suma importancia (Chan et al., 2010).

Alavo (2015) señaló que, *Lecanicillium lecanii* se destaca como uno de los entomopatógenos más eficaces contra trips, lepidópteros, dípteros, áfidos, himenópteros y homópteros. Sin embargo, Montalva (2008) destacó que este hongo

exhibe su actividad entomopatógena especialmente dirigida hacia pulgones y mosquitas blancas, lo que lo posiciona como una herramienta eficaz y de gran valor en la gestión y control de plagas agrícolas.

**a.1.1 Taxonomía.** Pertenece a la clase Deuteromycetes, familia Moniliaceae, se encuentra entre uno de los géneros entomopatógenos más estudiados; sus infecciones fúngicas son muy comunes en insectos y fáciles de detectar debido a que su cuerpo está cubierto de micelio o cuerpos fructíferos del hongo. Es uno de los géneros entomopatógenos más investigados; las infecciones fúngicas que causa son frecuentes en insectos y su detección resulta sencilla debido a que el cuerpo del insecto se encuentra cubierto de micelio o cuerpos fructíferos del hongo (Yendol y Roberts, 1971).

**a.1.2 Morfología.** Según Montañes (2016), *Lecanicillium lecanii* es un hongo imperfecto que se reproduce asexualmente por conidias, las cuales son pequeñas, hialinas, cilíndricas o elipsoidales y redondeadas, con medidas que varían de 2,3 a 10 milimicras de largo por 1 - 2,5 milimicras de ancho; estas conidias se encuentran insertadas en los extremos de conidioforos erectos, con fiálides colocadas de manera verticilar.

**a.1.3 Mecanismo de acción.** Montalva (2008) mencionó que, *L. lecanii* puede infectar a los insectos penetrando la cutícula de estos, con múltiples mecanismos de acción que le brindan una alta capacidad para evitar que el hospedero desarrolle resistencia.

**a.2 *Metarhizium anisopliae*.** Se caracteriza por ser mesófilo, con una temperatura óptima para su germinación y crecimiento de 25 a 30 °C, una máxima de 32 a 35 °C y una mínima de 10 a 12 °C, su desarrollo es favorecido por humedad relativa

mayor de 80 %, siendo afectado por alta radiación solar y favorecido por alta nubosidad (Castillo, 2006).

González (2003), indicó que la luz retarda el crecimiento micelial de *M. anisopliae* además indica que obtuvo 46 y 55 % de mortalidad de *Cylas formicarius* con *M. anisopliae* a 35 y 53 % de HR.

El género *Metarhizium* fue identificado por Sorokin en 1883 y se han diferenciado las variedades *anisopliae* y *majus* según sus características morfológicas, como indicó Tulloch en 1978. Este género se caracteriza por ser mesófilo y su óptimo crecimiento ocurre a temperaturas entre 25 y 30 °C, con una máxima de 32 a 35 °C y mínima de 10 a 12 °C. Su desarrollo se ve favorecido por una humedad relativa superior al 80 %, aunque la radiación solar intensa puede afectarlo, mientras que la alta nubosidad lo favorece (Castillo, 2012).

Estudios realizados por Hallsworth y Magan (1999) han determinado que *Metarhizium anisopliae* muestra un óptimo crecimiento a temperaturas de 25 °C y 30 °C, y una actividad de agua (*aw*) de 0,90 y 0,998, respectivamente; estas condiciones son fundamentales para el desarrollo efectivo de un hongo biocontrolador, ya que la humedad relativa es un factor esencial para los procesos de germinación de esporas, crecimiento e infección; además, se ha constatado que estos hongos tienen requisitos de crecimiento poco exigentes en el laboratorio, mostrando buen desarrollo en medios de cultivo como Agar Sabouraud y PDA (Agar Papa Dextrosa).

González (2003), indicó que se ha comprobado que la presencia de luz incide negativamente en el crecimiento micelial de *M. anisopliae*; además, se ha constatado que la eficacia de este hongo en el control de *Cylas formicarius* varía según el nivel de humedad relativa, logrando tasas de mortalidad del 46 % y 55 % a niveles del 35 % y 53 %, respectivamente; estos hallazgos subrayan la importancia de considerar tanto la luminosidad como la humedad en el uso efectivo de *M. anisopliae* como agente de control biológico.

**a.2.1 Taxonomía.** Es un hongo imperfecto de color verde oliva, perteneciente a la clase Deuteromycetes, familia Moniliaceae (Gallego et al., 2003), Zimmerman (1993) señaló que, es un hongo que se emplea para el control biológico de plagas agrícolas. Este hongo se encuentra en la naturaleza, en el suelo principalmente, también en rastrojos de cultivos, en estiércol, en plantas y entre otros componentes del medio ambiente; logra desarrollarse bien en los lugares frescos, húmedos y con poco sol (Ávila 2013).

**a.2.2 Morfología.** Presenta conidióforos que forman una capa de esporas: las fialides pueden ser solas, en pares o en manojos; los conidios se producen en cadenas de basipetalos compactos en columnas, son ovoides cilíndricos, unicelulares. Los conidios pueden ser hialinos o ligeramente pigmentados de verde oliva con un tamaño de 7 - 9  $\mu\text{m}$  de largo y 4,5 - 5  $\mu\text{m}$  de ancho (Domsch y Gams 1980).

**a.2.3 Mecanismo de acción.** González (2014) indicó que *M. anisopliae* actúa principalmente por contacto; es decir el hongo es capaz de introducirse dentro del insecto e invadirlo ocasionándole la muerte por micosis. Además, la mayoría de estos hongos producen toxinas y sustancias líticas que ayudan a la penetración y a inhibir los mecanismos de defensa de los insectos aun cuando muchas de estas toxinas se producen solo en el interior del insecto.

## 2.2.2 *Aleuropleurocelus sp.*

**a. Taxonomía.** Según Drews y Sampson (1956) y Jiménez (2017), refieren la siguiente taxonomía:

Reino	:	Animalia
Phyllum	:	Arthropoda

Clase	:	Insecta
Orden	:	Hemiptera
Familia	:	Aleyrodidae
Género	:	<i>Aleuropleurocelus</i>
Nombre científico	:	<i>Aleuropleurocelus</i> sp.

**b. Morfología.** González (2014) indicó que, *Aleuropleurocelus* sp. presenta metamorfosis incompleta, y su ciclo de vida está comprendida por huevo, ninfa (4 estadios ninfarios) y adulto. Molina (2013) señala que en los estadios ninfarios, únicamente el primer estadio es móvil, y los tres siguientes permanecen fijos a la planta por medio de un estilete, y el último estadio ninfal es llamado también pupa.

**b.1 Huevo.** Es de forma ovalada, ahusado en el ápice (como punta de lanza), la base es redondeada y posee un pedicelo que se encuentra adherido en el tejido de la hoja, el cual sirve para protegerlo de la deshidratación y mantenerlo en posición vertical. El primer día (recién ovipositado), el color es blanco verdoso, posteriormente toma un color amarillo y se va oscureciendo hasta tornarse café claro. El tiempo promedio de duración del estado de huevo es de 2,4 a 5,1 días (González, 2014; Jiménez, 2017).

#### **b.2 Ninfa**

**b.2.1 Ninfa I.** El primer estadio ninfal es móvil, por lo que se denomina crawler o gateador, caminante; es de forma elíptica, ligeramente angosto en la parte distal. Inicialmente saca la cabeza del corión, lugar donde se empuja lentamente a través de movimientos de contracción y expansión del abdomen. Al salir (emerger) camina por el envés de la hoja aproximadamente un día, hasta que encuentra un sitio adecuado para alimentarse, inserta el estilete y comienza a succionar la savia del vegetal. Presenta un

color blanco verdoso y el período de duración promedio de este estadio es de 2,4 a 7,1 días (González, 2014; Jiménez, 2017).

**b.2.2 Ninfa II.** Es de forma oval con una leve constricción en el tercio proximal. Presenta un color blanco verdoso, cristalina y aplanada al principio y opaca y túrgida al final, este estadio se encuentra inmóvil sobre la hoja. El período de duración promedio de este estadio es de 2,4 a 6,7 días (González, 2014).

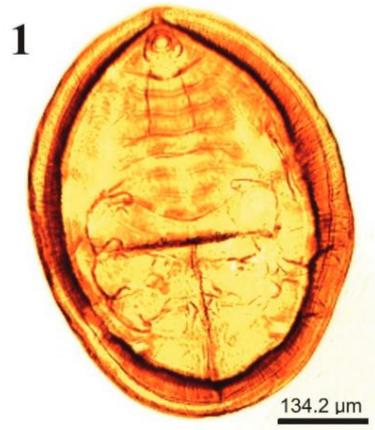
**b.2.3 Ninfa III.** No presenta mayores cambios comparado con el segundo estadio ninfal. El período de duración promedio es de 2,6 a 8 días (González, 2014).

**b.2.4 Ninfa IV o pupa.** Al pasar la tercera muda, la ninfa pasa al cuarto estadio, en donde se llevan a cabo dos fases: la primera (fase inicial), en donde se alimenta y la segunda (fase final o pupal), en donde sufre ciertos cambios morfológicos y deja de alimentarse; por ello algunos investigadores le llaman pupa, pero por ser un insecto de metamorfosis incompleta no es una verdadera pupa. La fase inicial dura de 2,5 a 8,5 días y la fase pupal de 3,1 a 9,2 días. Al inicio del cuarto estadio, la ninfa es transparente y plana y al final es opaca y abultada, en donde se pueden ver los ojos rojos del adulto ya formado (González, 2014).

La pupa es de color negro, por lo general se localiza en el envés de las hojas, se distingue un pequeño halo de cera alrededor del cuerpo, que se desprende fácilmente de las pupas al separarse de las hojas. Cuerpo oval con 670  $\mu\text{m}$  de largo por 470  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 1). Margen reflejado aproximadamente 0,6 veces como el ancho del cuerpo (González, 2014).

**Figura 1**

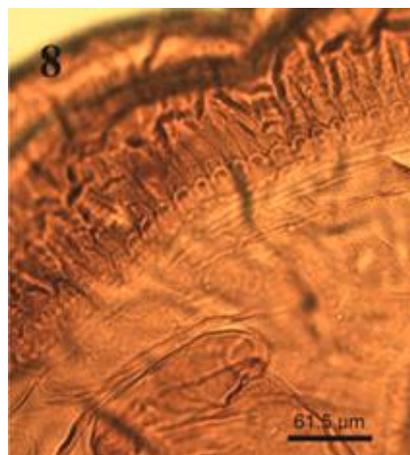
*Pupa de Aleuropleurocelus abnormis (Quaintance).*



Submargen tuberculado, los gránulos arreglados de forma irregular, margen aparente (pliegue submarginal) débilmente dentado, margen verdadero con dientes cuadrangulares (Figura 2); submargen esculpido con tubérculos escasos cerca de la línea submarginal y más abundantes hacia el margen con una especie de ramas transversas que son más abundantes en los dos tercios próximos al margen (Figura 3).

**Figura 2**

*Dientes marginales.*



**Figura 3**

*Banda de tubérculos y ramificaciones en el submargen.*

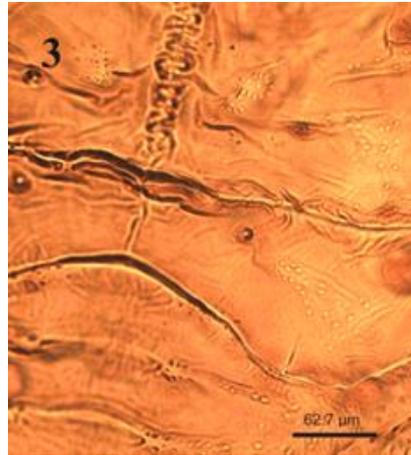


Ojos ovals de 23  $\mu\text{m}$  de largo y 14  $\mu\text{m}$  de ancho, con una estructura oval dividida longitudinalmente en dos áreas cerca del pliegue submarginal y la sutura longitudinal de la muda, ligeramente posterior a esta estructura se presentan tres pares de depresiones bien definidas con dientes pequeños de 14 -18  $\mu\text{m}$  de largo y 8 - 10  $\mu\text{m}$  de ancho y un par de setas cefálicas de 17  $\mu\text{m}$  de largo (Figura 4 y 5).

Zona media torácica con dos pares de setas, las mesotóricas de 21  $\mu\text{m}$  de largo y metatóricas de 19  $\mu\text{m}$  de largo, depresiones con tubérculos pequeños alrededor de éstas. Sutura longitudinal de la muda de 370  $\mu\text{m}$  de largo con una banda de tubérculos de 7  $\mu\text{m}$  de largo en cada lado, aparentando una forma de cre-mallera (Figura 5), sutura transversal de la muda 450  $\mu\text{m}$  de largo, sin tubérculos, se extiende en forma curva y termina un poco antes de llegar al margen aparente.

**Figura 4**

*Cefálotorax y primeros segmentos abdominales.*

**Figura 5**

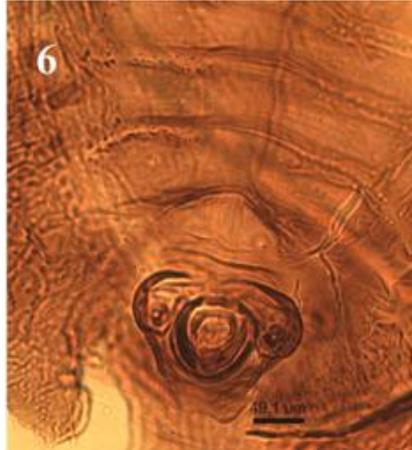
*Segmentos abdominales.*



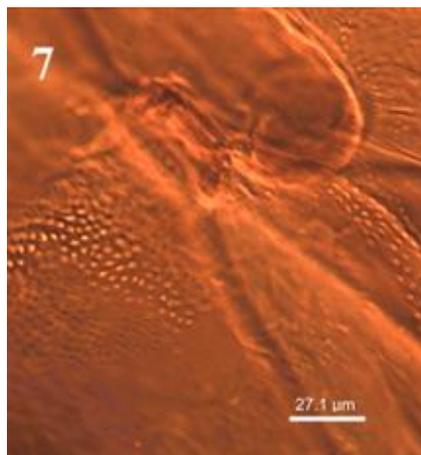
Segmentos abdominales I - VIII claramente visibles en la parte media, con longitud aproximada para el segmento I de 34,2  $\mu\text{m}$ , segmento II 27,8  $\mu\text{m}$ , segmento III 29,2  $\mu\text{m}$ , segmento IV 30,6  $\mu\text{m}$ , segmento V 37,7  $\mu\text{m}$ , segmento VI 32,8  $\mu\text{m}$ , segmento VII 29,3  $\mu\text{m}$ , y segmento VIII 49,3  $\mu\text{m}$ . Depresiones abdominales presentes y bien definidas, con pequeños tubérculos con las siguientes dimensiones: segmento I 7  $\mu\text{m}$  de largo y 17,5  $\mu\text{m}$  de ancho, segmento II 9  $\mu\text{m}$  de largo y 24,9  $\mu\text{m}$  de ancho, segmento III 8,1  $\mu\text{m}$  de largo y 18,9  $\mu\text{m}$  de ancho, segmento IV 7,3  $\mu\text{m}$  de largo y 18,6  $\mu\text{m}$  de ancho, segmento V 7,7  $\mu\text{m}$  de largo y 18,3  $\mu\text{m}$  de ancho, segmento VI 7  $\mu\text{m}$  de largo y 18,6  $\mu\text{m}$  de ancho; las líneas de tubérculos entre los segmentos abdominales se extienden desde las depresiones medias hacia el margen aparente, parte media de los segmentos abdominales casi liso (Figura 4). Orificio vaciforme. Semiovoide, 38  $\mu\text{m}$  largo por 40  $\mu\text{m}$  en la parte más ancha; opérculo 35  $\mu\text{m}$  largo por 33  $\mu\text{m}$  de ancho, cubre completamente la línula y a la mayoría del orificio vasiforme, anillo de orificio vasiforme de 40  $\mu\text{m}$  de ancho; orificio vasiforme y setas abdominales VIII con cierta elevación, claramente diferenciada del área adyacente en especímenes montados. Distancia del margen posterior del orificio vasiforme al margen aparente de 44,7  $\mu\text{m}$ , protuberancia caudal ausente o reducida en gran medida (Figura 6). Vientre. Antenas se extienden posteriormente al par de las patas protórnicas de 90  $\mu\text{m}$  de largo y 37  $\mu\text{m}$  de ancho, patas mesotórnicas de 101  $\mu\text{m}$  de largo y 48  $\mu\text{m}$  de ancho en el segmento basal, patas metatórnicas de 121  $\mu\text{m}$  de largo y 55  $\mu\text{m}$  de ancho, base de las patas con una banda ancha irregular de espínulas de 6  $\mu\text{m}$  de largo y 2,5  $\mu\text{m}$  de ancho (Figura 7), cutícula torácica aparentemente lisa en el resto de la parte ventral, un par de sacos adhesivos cerca de la base del primer par de patas, cutícula abdominal lisa (Figura 4, 5 y 8).

**Figura 6**

*Sutura longitudinal o media de la muda.*

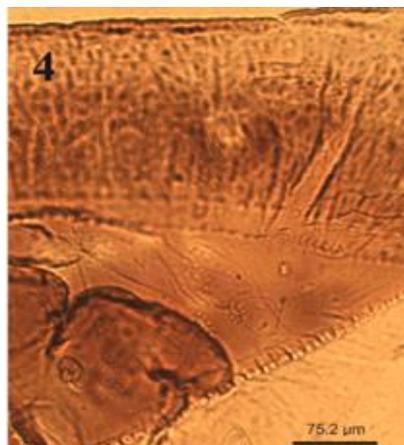
**Figura 7**

*Orificio vasiforme y parte media del abdomen.*



## Figura 8

*Depresiones cefálotorácicas.*



Con un par de setas cefálicas, un par mesotórácico, un par metatórácico y un par en el segmento abdominal VIII, cada una derivada de una base tuberculada; en el margen anterior-lateral del orificio vasiforme con dos setas caudales presentes de 66,2  $\mu\text{m}$  de largo. Registro de especies de *Aleuropleurocelus*.

**b.3 Adulto.** En esta fase del ciclo biológico el adulto emerge rompiendo la cápsula pupal en forma de “T” invertida, que comienza desde la cabeza hasta la separación del tórax y abdomen. El adulto recién emergido presenta un color amarillo pálido, pero después de tres a cinco horas se torna un color blanco debido al polvo ceroso con que se cubre. Las hembras miden de 1,1 a 2,0 mm y los machos 0,9 a 2,0 mm, además las hembras adultas viven un promedio de 15 días y los machos 12 días, y su relación en cuanto a cantidad es de 1:1 (González, 2014). Alas (2000) agregó que, las hembras ovipositan durante todo su ciclo un promedio de 80 huevos, iniciando desde la emergencia hasta un día antes de su muerte o incluso el mismo día.

Este insecto tiene un ciclo promedio de huevo a adulto de 72 días, con un período de incubación de los huevos de 20 días y un desarrollo ninfal de 52 días (Estay et al.,

2009). Es muy pequeño, de aproximadamente 2 mm de longitud en estado adulto, vive agrupado en colonias, principalmente en el envés de las hojas en todos sus estados (huevos, ninfas, pupas y adultos) (Gallegos, 2005).

### **2.2.3 El palto (*Persea americana* Mill.)**

**a. Origen e historia.** La Palta (*Persea americana* Mill.) es una especie arbórea polifórmica, originaria de una amplia zona geográfica, que se extiende desde las sierras centrales y orientales de México y Guatemala, hasta la costa Pacífico de Centro América (Popenoe 1920, Smith 1969, Storey *et al.* 1986), su semidomesticación data de la época precolombina, cuando era apreciada por las civilizaciones Maya y Azteca como lo evidencia su presencia en la iconografía de dichos pueblos (Storey *et al.*, 1986, Gama y Gómez, 1992).

La palta, es el fruto de un árbol originario de México y Centroamérica. Partiendo de pruebas arqueológicas encontradas en Tehuacán en el Estado de Puebla, con una antigüedad aproximada de 10,000 años, se ha determinado concretamente que el árbol de palto se originó en México, Centro América hasta Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú (Teliz, 2000). Se encuentra distribuida en las regiones tropicales y subtropicales del mundo, donde se han encontrado 150 variedades aproximadamente (Segura, 2012).

**b. Taxonomía.** Según Whiley *et al.* (2007), la taxonomía del palto es la siguiente:

Reino	:	Plantae
Phyllum	:	Magnoliophyta
Clase	:	Magnoliopsida
Orden	:	Lurales
Familia	:	Lauraceae

Género : *Persea*  
Nombre científico : *Persea americana* Mill.

### **c. Subespecies o taxones ecológicos y variedades**

**c.1 Subespecies o taxones ecológicos.** Las culturas antiguas contaban con un buen conocimiento acerca de este fruto y sus variedades, como se muestra en el “CódXice Florentino”, donde se mencionan tres tipos de palto, que de acuerdo a su descripción ‘aoacatl’ podría tratarse de *Persea americana* var. *drymifolia* (subespecie mexicana), ‘tlacacolaocatl’ a *Persea americana* var. *americana* (subespecie antillana) y ‘quillaoacatl’ a *Persea americana* var. *guatemalensis* (subespecie guatemalteca) (Barrientos y López, 1999).

Las variedades que actualmente se conoce del palto (*Persea americana* Mill.) se han producido por hibridaciones de distintos materiales trasladados desde sus centros de origen, estas subespecies o tipos son agrupados en tres variedades principales como la mexicana, guatemalteca y antillana (Lemus *et al.* 2010).

**c.1.1 Subespecie Mexicana.** Procede de la parte sur-central de México, en la parte cercana a las poblaciones mexicanas de Atlixco y Puebla. Tiene como su principal característica ser resistente al frío, así como su alto contenido de aceite. Sus hojas y tallos se caracterizan principalmente por poseer un olor a anís cuando estas son maceradas. Sus frutos son de corteza delgada, flores con pelos y su maduración es de verano a otoño (Arteaga y Odriozola, 1969).

**c.1.2 Subespecie Guatemalteca.** Proceden de Guatemala, el hábitat de estos paltos guatemaltecos presenta condiciones menos extremas, comunes a las sierras tropicales, con clima fresco durante todo el año (Whiley *et al.* 2007). Poseen frutos de piel dura y quebradiza, a veces es granulosa, de maduración generalmente en la

estación de primavera, de semilla grande que puede llenar la cavidad que lo contiene (Arteaga y Odriozola, 1969).

**c.1.3 Subespecie Antillana.** Es un árbol originario de las selvas de las tierras bajas, cálidas y húmedas de América Central, donde existe una estación lluviosa corta (Whiley *et al.* 2007). Sus hojas y tallos jóvenes no dan olor a anís al ser estrujados o macerados, frutos de piel gruesa, flexible y correosa casi siempre lisa, maduración en otoño, flores poco vellosas, de semilla pequeña que no suele llenar la cavidad que la contiene (Arteaga y Odriozola, 1969).

## **c.2 Variedades.**

**c.2.1 Variedad Fuerte.** Es un híbrido obtenido del cruzamiento entre la raza Mexicana y Guatemalteca, resistente al frío como también al calor, durante la floración y fructificación. Fruto con cáscara gruesa en forma de pera, color verde mate con puntos blanquecinos en la madurez, no se oscurece con la maduración. La pulpa es cremosa y tiene sabor a almendra, contiene de 18 al 28 % de grasa, la característica especial de esta variedad es la de producir junto con frutos normales, frutos abortados (Arteaga y Odriozola, 1969, SFA, 2011).

**c.2.2 Variedad Hass.** Variedad obtenida por semilla de una planta guatemalteca en la Habra Heights, California, Estados Unidos, por Rudolph Hass y patentado en 1935. Es la principal variedad comercial en el mundo (Teliz *et al.*, 2000). Posee 95 % de las características de la raza guatemalteca y solamente 5 % de la raza mexicana. El árbol posee una copa achaparrada, muy productiva en los tercios inferior y medio. Las hojas son lanceoladas y largas. El fruto es autofértil, pero obtiene mejores resultados polinizándolo con las variedades Fuerte y Ettinger, es oval o periforme, la cáscara es gruesa, resistente al transporte y se remueve con facilidad, su color varía de

verde a morado oscuro cuando madura. La pulpa tiene excelente sabor, no posee fibra (FHIA, 2008).

**c.2.3 Variedad Bacon.** Es un híbrido proveniente de la subespecie guatemalteca y mexicana, disponible durante otoño hasta primavera entre los meses de marzo a diciembre, es un árbol vigoroso erecto y resistente al frío. El fruto es de forma ovalada, color verde, calidad y tamaño mediano, pulpa amarilla verdosa de textura suave que tiene un buen sabor, su peso es de 200 a 300 gr aproximadamente. Al madurar, la piel de este fruto toma un color más oscuro. Puede llegar a producir de 14 a 20 t/ha (SFA, 2011, Lemus et al., 2010).

**d. Fenología.** La secuencia progresiva viene desde la yema latente hasta la definición del fruto tierno se resume en 10 estados tipo, e incluye además diez subestados morfológicos de la floración que resumen el proceso dicógamo de la flor (Cabezas et al., 2003):

**d.1 Estado A: Yema en latencia.** Las yemas se muestran cerradas, son de forma aguda, de color amarillo-grisáceo y están cubiertas por escamas pubescentes visibles y no lignificadas. Estas yemas aparecen en los brotes del ciclo vegetativo anterior y pueden ser terminales o axilares en la parte superior del brote, siempre cercanas a la yema apical.

**d.2 Estado B: Yema hinchada.** Las escamas oscurecidas de las yemas se separan y extienden hacia el exterior. La yema se hincha y redondea como consecuencia de la morfogénesis de la inflorescencia. Las brácteas anaranjadas que protegen la inflorescencia se hacen visibles.

**d.3 Estado C: Aparece la inflorescencia.** Las brácteas de la inflorescencia se han abierto. Los botones florales de color verde pálido se aprecian entre las bracteolas amarillo-verdosas, que protegen los primordios de los racimos de la panícula y los botones florales.

**d.4 Estado D1: Botones florales (Eje secundario visible).** El eje primario y los ejes secundarios de la inflorescencia sufren su elongación y se hacen visibles. Los botones florales se diferencian individualmente, pero se muestran agrupados en la panícula. Las bracteolas aún protegen los botones florales en los racimos de la panícula. En la base de la inflorescencia, permanecen las brácteas y escamas iniciales, algo más oscurecidas.

**d.5 Estado D2: Botones florales (Eje terciario visible).** Se produce la elongación de los ejes terciarios de la inflorescencia. El eje primario y los ejes secundarios continúan su alargamiento. Los botones florales se separan y se reconocen los racimos en la panícula. Las bracteolas, presentes aún en la base de los ejes terciarios, se muestran extendidas hacia el exterior y desecadas.

**d.6 Estado E: Botón amarillo.** Los ejes de la inflorescencia están completamente elongados y las flores diferenciadas en los racimos de la panícula. La mayoría de las bracteolas se han desprendido y, si las hay, se encuentran marchitas. Los tépalos de los botones florales son evidentes y presentan sólo en su extremo distal un leve viraje de verde a amarillo; dejan de estar fuertemente unidos.

**d.7 Estado F: Floración.** La antesis de las flores de la panícula se produce de forma escalonada y sincronizada. El estado F se divide a su vez en 10 subestados fenológicos donde cada flor realiza dos aperturas, una como estado femenino, expresado con el subíndice f, y desarrollado en 3 subestados, y otra en estado

masculino, expresado con el subíndice m, y representado por 5 subestados diferentes. Entre ambas fases, se produce un cierre intermedio y, por último, el cierre definitivo de la flor (subíndice c).

**d.7.1 Subestado F1f: Flor abriendo en fase femenina.** La antesis de la flor ha comenzado. Los tépalos se abren hasta un ángulo aproximado de 45°. El pistilo, de color blanco-verdoso, se muestra erecto y con el estigma fresco. Los estambres presentan un filamento corto y verde y se encuentran apoyados y protegidos sobre los tépalos. En las anteras blanquecinas se distinguen las valvas cerradas. Los estaminodios, de color amarillo, comienzan a segregar néctar.

**d.7.2 Subestado F2f: Flor abierta en fase femenina.** La flor está completamente abierta. Los tépalos se disponen en un plano perpendicular al eje de la flor. El pistilo continúa erecto con el estigma fresco. Los estambres, más cortos que los tépalos, se muestran flexionados sobre éstos y con las anteras no dehiscidas. Los estaminodios se encuentran erectos y segregan gran cantidad de néctar.

**d.7.3 Subestado F3f: Flor cerrando en fase femenina.** Los estambres con anteras no dehiscidas se levantan e inclinan hacia el centro de la flor hasta tocar el pistilo aproximadamente a un tercio de su longitud. A la par que los estambres, se levantan los estaminodios (que segregan poco néctar) y los nectarios. Un poco más retrasados, los tépalos empiezan a cerrar. El pistilo continúa erecto y el estigma fresco.

**d.7.4 Subestado F1c: Flor cerrada.** Los tépalos están completamente plegados protegiendo en su interior las estructuras reproductivas; En este sub estado presentan mayor longitud que antes de su antesis y un leve viraje a amarillo. En la mitad de cada tépalo se observa un pequeño surco resultado de su plegamiento en la primera apertura.

**d.7.5 Subestado F1m: Flor abriendo en fase masculina.** La segunda apertura de la flor ha comenzado. Los tépalos más alargados que en la fase anterior abren hasta un ángulo de 45°. El estigma comienza a oscurecerse. Los estambres del verticilo interior se encuentran erectos y alcanzan la altura del pistilo. Los estambres del verticilo exterior acompañan a cada tépalo en la apertura, curvados y distanciados del pistilo. Las anteras aún no están dehiscidas pero se distinguen las valvas de apertura. Los estaminodios y los nectarios se observan frescos, aunque segregan poco néctar.

**d.7.6 Subestado F2m: Flor abierta en fase masculina (Anteras no dehiscidas).** La flor está abierta. Los tépalos amarillean y alcanzan la perpendicular al eje de la flor. Los estambres del verticilo exterior quedan a un ángulo de 45°. Las anteras continúan cerradas. Los estambres del verticilo interior permanecen unidos al pistilo. El pistilo permanece erecto pero el estigma se ha oscurecido.

**d.7.7 Subestado F3m: Flor abierta en fase masculina (Primera dehiscencia).** Las anteras de los primeros estambres abren sus valvas. Los tépalos continúan su despliegue más allá de la perpendicular al eje de la flor. Los nectarios se muestran levantados y segregan gran cantidad de néctar. Los estaminodios comienzan a marchitarse.

**d.7.8 Subestado F4m: Flor abierta en fase masculina (Dehiscencia completa).** La flor alcanza la apertura máxima. El verticilo exterior de tépalos se dobla hacia abajo, el verticilo interior permanece perpendicular al eje de la flor. Todos los estambres muestran sus anteras abiertas. El estigma aparece marchito. Los nectarios continúan frescos y segregando néctar. Los estaminodios se desecan.

**d.7.9. Subestado F5m: Flor cerrando en fase masculina (La flor está cerrando).** Primero se levantan los estambres del verticilo exterior hacia el pistilo y seguidamente los tépalos, ahora amarillos, se pliegan hacia el centro de la flor. El pistilo aparece sinuoso y con el estigma oscuro. Los nectarios han dejado de segregar néctar.

**d.7.10 Subestado F2c: Flor cerrada de forma definitiva (La flor ha cerrado definitivamente).** Los tépalos son largos y muestran en la mitad de su longitud las marcas de las dos aperturas anteriores. En el interior, los estambres han rodeado al pistilo y el ovario queda protegido.

**d.8 Estado G: Marchitez de tépalos.** Los tépalos se marchitan desde el ápice hacia la base. Las flores toman forma cónica. Las piezas verticiladas del interior permanecen agrupadas.

**d.9 Estado H: Cuajado.** El ovario de color verde engrosa en el centro de las flores que han sido polinizadas y fecundadas. El estigma y el estilo de secos aparecen unidos al extremo superior del ovario. Las restantes piezas florales, también marchitas, se abren forzadas por el crecimiento del ovario. Los restos del androceo aún persisten.

**d.10 Estado I: Fruto tierno.** Los restos de tépalos y androceo se han desprendido y el pedúnculo del fruto ha engrosado. La expansión de la pequeña baya da lugar a un fruto de forma piriforme, globosa u ovalada con un número variable de lenticelas en su epidermis según cultivar.

## CAPÍTULO III

### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Ubicación geográfica del trabajo de investigación

La investigación fue realizada en un campo de cultivo de palto (*Persea americana* Mill. variedad Hass) ubicado en el caserío El Tingo, distrito de San Juan, provincia y región de Cajamarca, a 40 km de la ciudad de Cajamarca. Geográficamente se localiza a una Latitud 7° 17' 19.08" Sur , Longitud 78° 33' 22.63" Oeste, presenta una temperatura promedio de 20 °C, humedad relativa de 78 % y una altitud de 1755 m.

#### 3.2 Materiales

##### 3.2.1 *Material biológico*

Conidios de *Lecanicillium* (= *Verticillium*) *lecanii* (Zimm.).

Conidios de *Metarhizium anisopliae*.

Puparios y adultos de *Aleuropleurocelus* sp.

Plantas de palto (*Persea americana* Mill. variedad Hass).

##### 3.2.2 *Material de campo*

Aceite agrícola.

Cámara digital.

Cordeles.

Equipo de protección personal.

Estacas.

Etiquetas.

Frascos de plástico.

GPS.

Lapiceros.

Libreta de campo.

Lupa entomológica 20X.

Mochila de pulverización.

pHmetro.

Wincha.

### **3.2.3 *Material y equipo de laboratorio***

Alcohol metílico al 70 %.

Algodón.

Balanza de precisión.

Cámaras de recuperación.

Estereoscopio.

Placas petri.

## **3.3 *Metodología***

### **3.3.1 *Trabajo de campo***

El estudio fue realizado en un campo de cultivo de palto de la variedad Hass, se evaluaron quince árboles al azar, los cuales se encontraban separados entre sí 8 m de distancia, se evaluaron diez (10) hojas de la parte basal de tres árboles por cada tratamiento, para determinar el número de puparios, el daño provocado y calcular los índices de infestación. Las hojas evaluadas fueron colocadas en el interior de bolsas de

papel Kraft, para luego ser trasladadas al laboratorio de Sanidad Vegetal del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA).

El diseño estadístico fue el Diseño en Bloques Completamente al Azar (DBCA) simple, se establecieron tres repeticiones o bloques, cuyo modelo estadístico es:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + B_j + E_{ij}$$

Donde:

$Y_{ij}$  = Son las observaciones obtenidas la  $j$ -ésima vez que se repite el experimento, con el tratamiento  $i$ -ésimo.

$\mu$  = Media general

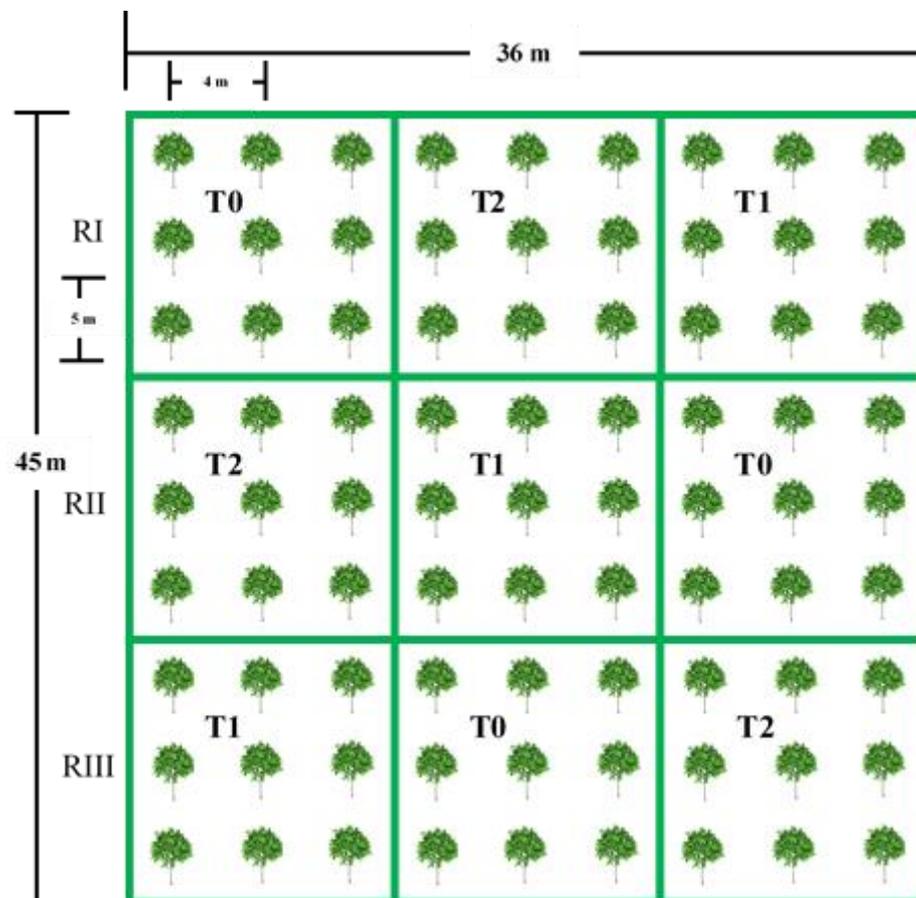
$T_i$  = Efecto del tratamiento  $i$

$B_j$  = Efecto del Bloqueo  $j$

$E_{ij}$  = Efecto del error experimental que se presenta al efectuar la  $j$ -ésima observación del  $i$ -ésimo tratamiento.

Figura 9

Croquis del experimento.



a. Aplicación de entomopatógenos (*Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*)

Los entomopatógenos fueron pulverizados sobre las hojas del tercio medio e inferior en árboles de palto variedad Hass, tomando en consideración los siguientes tratamientos:

Tratamiento	Entomopatógeno	Dosis	Concentración de conidias en solución	Dosis/Litro
T <sub>0</sub>	Ninguno	-	-	-
T <sub>1</sub>	<i>Lecanicillium lecanii</i> (Zimm.)	3,2 Kg / Cil	16 x 10 <sup>10</sup>	16,0 g
T <sub>2</sub>	<i>Metarhizium anisopliae</i>	3,2 Kg / Cil	16 x 10 <sup>10</sup>	16,0 g

**b. Cálculo de dosis (*Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*)**

Concentración = 1,5 x 10<sup>9</sup> conidias/g de producto

**b.1 Dosis baja (2 bolsas): 11,52 g/ 1,44 L**

1600 g ----- 200 litros

X ----- 14,4 litros

X = 11,52 g/1,44 litros

X = 8 g/L

**b.2 Dosis alta (4 bolsas): 23,04 g/1,44 L**

3200 g ----- 200 litros

X ----- 1,44 litros

X = 23,04 g/1,44 litros

X = 16 g/L

### **3.3.2 Trabajo de laboratorio**

Luego de realizadas las aplicaciones de los hongos entomopatógenos, se procedió a la colecta de hojas infestadas con puparios, con la finalidad de determinar el porcentaje de mortalidad:

$$\% \text{ de mortalidad} = \frac{\text{Puparios enfermos} + \text{puparios muertos}}{\text{N}^\circ \text{ de puparios evaluados}} \times 100$$

Posteriormente las hojas infestadas con puparios fueron sometidas en cámaras húmedas bajo condiciones de laboratorio, para evidenciar los síntomas y signos ocasionados por los hongos entomopatógenos.

### **3.3.3 Trabajo de gabinete**

Los resultados obtenidos fueron sistematizados, para luego realizar la redacción del trabajo de investigación, haciendo uso de la estadística analítica y descriptiva.

## CAPÍTULO IV

## RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 Tratamiento 1 (T<sub>1</sub>): *Lecanicillium lecanii*

En la Tabla 1, se observa que luego de siete días posteriores a las aplicaciones del tratamiento establecido, fueron registradas en promedio 6 puparios enfermos y 7 puparios muertos de un total de 24 puparios evaluados.

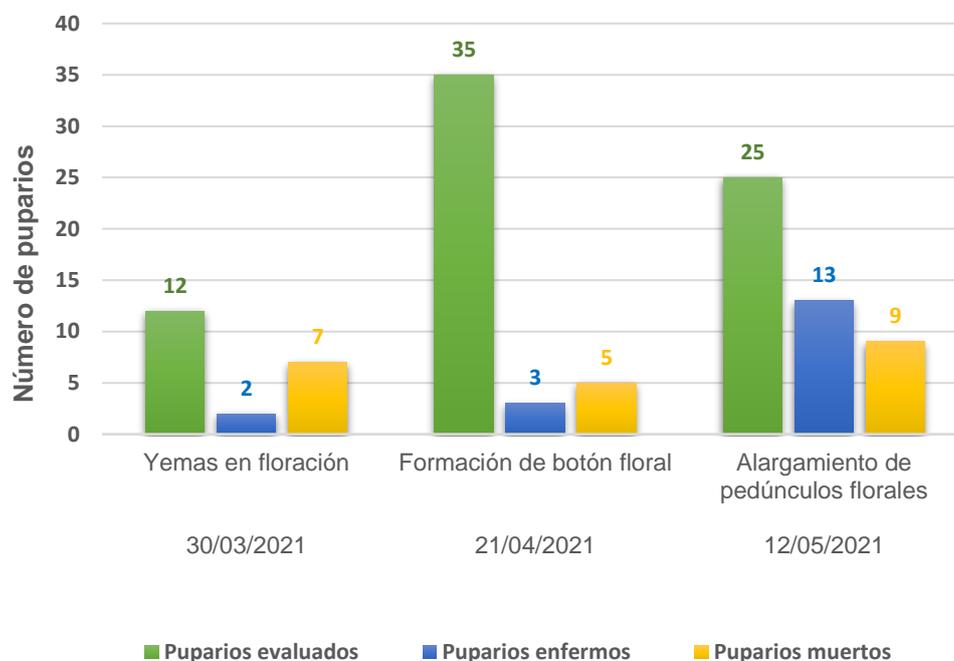
Tabla 1

*Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial N° promedio de puparios/Bloque	Evaluación posterior			Porcentaje de mortalidad (%)	
		Fecha	7 días			
			Número de puparios evaluados	Número de puparios enfermos	Número de puparios muertos	
23/03/2021	15	30/03/2021	12	2	7	75
14/04/2021	39	21/04/2021	35	3	5	23
05/05/2021	33	12/05/2021	25	13	9	88
<b>Promedio</b>	<b>29</b>		<b>24</b>	<b>6</b>	<b>7</b>	<b>62</b>

**Figura 10**

*Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii.*



En la Figura 10, se observa que, al realizar la evaluación de puparios después de siete días de la aplicación del entomopatógeno, cuando el palto se encontraba en el estado fenológico de yemas en floración (30 de marzo) se registró el menor número (2) de puparios enfermos, así como, el mayor número (13) de puparios enfermos fue registrado el 12 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales. En tanto que, el mayor número (9) de puparios muertos fue registrado el 12 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales, así como, el menor número (5) de puparios muertos se registró el 21 de abril, durante el estado fenológico de formación de botón floral.

En la Tabla 2, se observa que luego de catorce días posteriores a las aplicaciones del tratamiento establecido, fueron registradas en promedio 6 puparios enfermos y 3 puparios muertos de un total de 39 puparios evaluados.

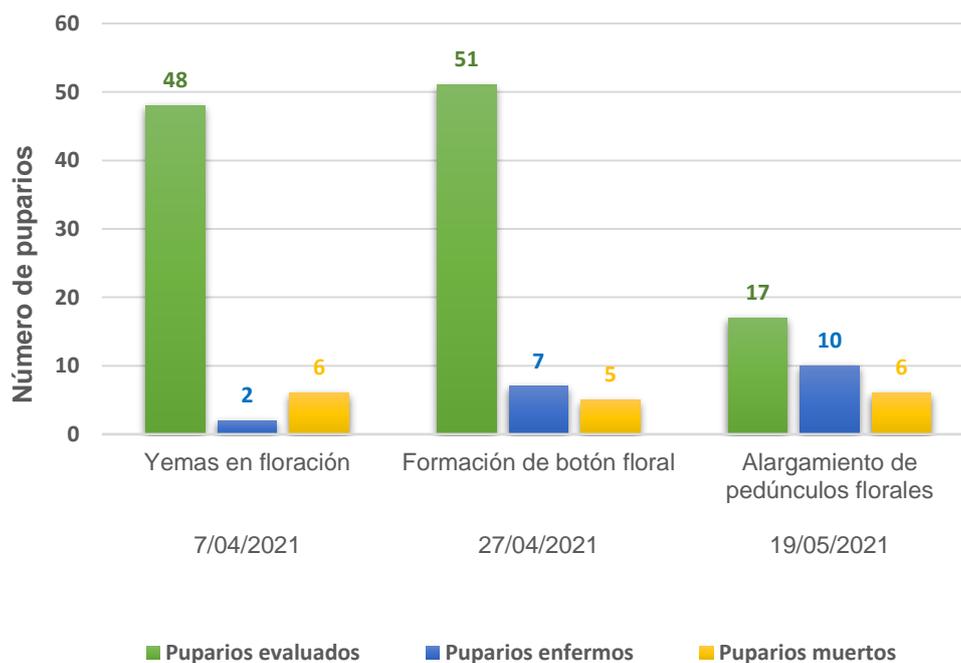
**Tabla 2**

*Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior			Porcentaje de mortalidad (%)	
	N° promedio de puparios/Bloque	Fecha	Número de puparios evaluados	Número de puparios enfermos		Número de puparios muertos
23/03/2021	15	07/04/2021	48	2	6	17
14/04/2021	39	27/04/2021	51	7	5	24
05/05/2021	33	19/05/2021	17	10	6	94
<b>Promedio</b>	<b>29</b>		<b>39</b>	<b>6</b>	<b>6</b>	<b>45</b>

**Figura 11**

*Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Lecanicillium lecanii.*



En la Figura 11, se observa que, al realizar la evaluación de puparios después de catorce días de la aplicación del entomopatógeno, cuando el palto se encontraba en el estado fenológico de yemas en floración (07 de abril) se registró el menor número (2) de puparios enfermos, así como, el mayor número (10) de puparios enfermos fue registrado el 19 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales. En tanto que, el mayor número (6) de puparios muertos fue registrado el 07 de abril y 19 de mayo, en los estados fenológicos de yemas en floración y alargamiento de pedúnculos florales respectivamente, así mismo, el menor número (5) de puparios muertos se registró el 27 de abril, durante el estado fenológico de formación de botón floral.

Al respecto Padilla (2017) refirió que al aplicar el hongo *Lecanicillium* sp. para controlar mosca blanca (*Bemisia tabaci*) a una concentración de 1 cc/L causó hasta un 85 % de mortalidad de ninfas del IV estadio (pupario) después de la tercera aplicación. Del mismo modo, Suárez (2016) mencionó que al aplicar la formulación a base de *Lecanicillium lecanii* (2,7 g/l) redujo la densidad poblacional de ninfas (IV estadio) de mosca blanca.

Montañez (2016) indicó que al aplicar *Lecanicillium lecanii* (64 g/l) para controlar *Brevicoryne brassicae*, obtuvo el mayor porcentaje de mortalidad (65 %) y la mayor cantidad de insectos muertos (17). De similar forma Montalva (2008) evaluó la virulencia de cepas de *Lecanicillium lecanii* contra una población de aphidos (*Cinara cupressi* Buckton), en condiciones de laboratorio, con una concentración de  $1 \times 10^7$  conidias/ml; ocasionando una mortalidad de 50 % de la población a las 72 horas de la aplicación.

Lo mencionado anteriormente corrobora que, el hongo *Lecanicillium lecanii*, es uno de los entomopatógenos efectivos y eficientes para controlar mosca blanca, ya que según Montañez (2016) posee un alto poder infectivo sobre mosca blanca, al respecto Montalva (2008), refirió que esto ocurre debido a que, el hongo infecta a los insectos, penetrando su cutícula, mediante múltiples mecanismos de acción, que permiten que el hospedero no desarrolle alguna resistencia. Gamboa (2013), Montañez (2016) y

Montalva (2008) manifestaron que los mecanismos de acción más resaltantes son la producción de toxinas, la llamada bassinolide, que actúa junto a los metabolitos tóxicos como Ácidos Hidroxicarboxílicos, Ácido dipicolínico, Fenilalanina anhidra, 2,6 Dimetoxi-P-Benzoquinona, Aphidicolina. Ácido picolinico, que son los causantes de la invasión de los tejidos del insecto, por parte del micelio del hongo hasta causar la muerte de la mosca blanca.

Así mismo Vásquez (2007) explicó que la efectividad del hongo probablemente pudo estar influenciada por la cepa y la concentración utilizada, o por las condiciones favorables del cultivo; ya que según Koleva et al. (2013) indican que los insecticidas naturales (uso de entomopatógenos, extracto de vegetales o aceites vegetales) tienen efectos biocidas sólo si se encuentra en concentración adecuada. Así mismo, De Faria y Wraight (2001) refirieron que la eficacia de los hongos entomopatógenos en campo está influenciada por las condiciones ambientales del lugar, como clima favorable, temperatura óptima, humedad adecuada, etc.

Según Angulo (2009), "Las condiciones favorables para este hongo son humedad relativa por encima de los 85 % y temperatura de 16 °C". Para el caso de nuestra investigación la temperatura promedio fue de 17 °C y la humedad relativa fue superior al 96 % (SENAMHI 2021).

#### **4.2 Tratamiento 2 (T<sub>2</sub>): *Metarhizium anisopliae***

En la Tabla 3, se observa que luego de siete días posteriores a las aplicaciones del tratamiento establecido, fueron registradas en promedio 4 puparios enfermos y 1 pupario muerto de un total de 18 puparios evaluados.

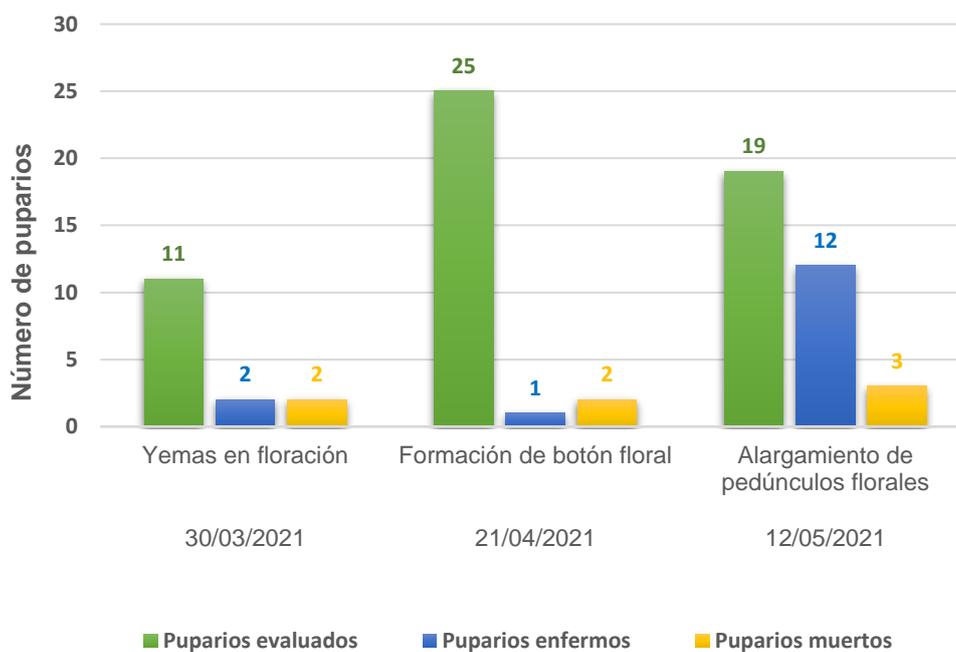
**Tabla 3**

Número de puparios enfermos y muertos de *Aleuropleurocelus* sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de *Metarhizium anisopliae*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior			Porcentaje de mortalidad (%)	
	N° de puparios/Bloque	Fecha	Número de puparios evaluados	Número de puparios enfermos		Número de puparios muertos
23/03/2021	19	30/03/2021	11	2	2	36
14/04/2021	31	21/04/2021	25	1	2	12
05/05/2021	28	12/05/2021	19	12	3	79
<b>Promedio</b>	<b>26</b>		<b>18</b>	<b>5</b>	<b>2</b>	<b>42</b>

**Figura 12**

Número de puparios enfermos y muertos de *Aleuropleurocelus* sp., luego de 7 días posteriores a la aplicación de *Metarhizium anisopliae*.



En la Figura 12, se observa que, al realizar la evaluación de puparios después de siete días de la aplicación del entomopatógeno, cuando el palto se encontraba en el estado fenológico de formación de botón floral (21 de abril) se registró el menor número (1) de puparios enfermos, así como, el mayor número (12) de puparios enfermos fue registrado el 12 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales. En tanto que, el mayor número (3) de puparios muertos fue registrado el 12 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales, así como, el menor número (5) de puparios muertos se registró el 30 de marzo y 21 de abril, durante los estados fenológicos de yemas en floración y formación de botón floral respectivamente.

En la Tabla 4, se observa que luego de catorce días posteriores a las aplicaciones del tratamiento establecido, fueron registradas en promedio 6 puparios enfermos y 3 puparios muertos de un total de 39 puparios evaluados.

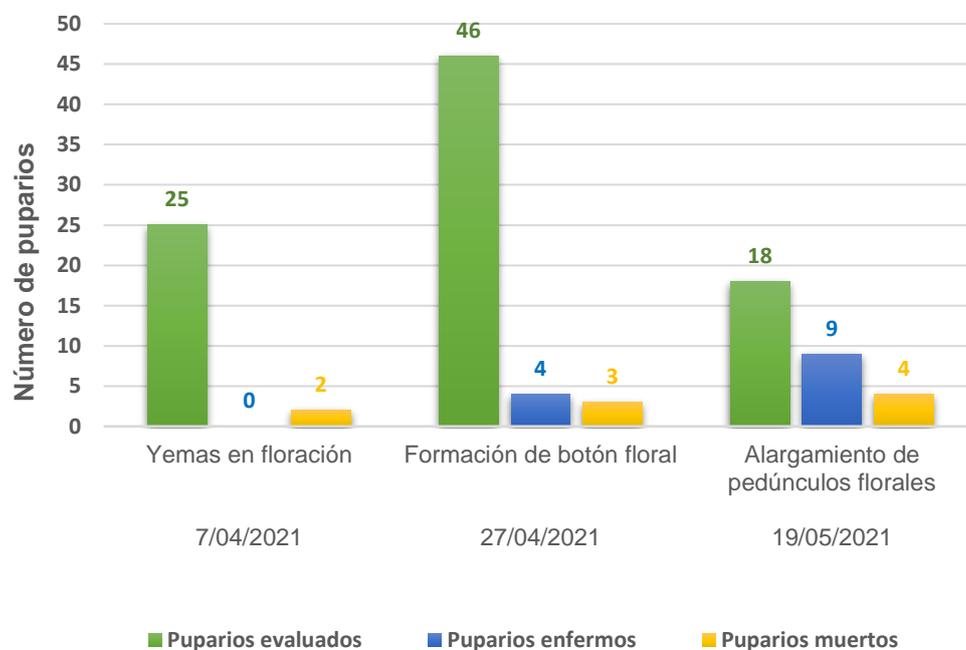
**Tabla 4**

*Número de puparios enfermos y muertos de Aleuropleurocelus sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de Metarhizium anisopliae*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial		Evaluación posterior			Porcentaje de mortalidad (%)
	N° de puparios	Fecha	14 días			
			Número de puparios evaluados	Número de puparios enfermos	Número de puparios muertos	
23/03/2021	19	07/04/2021	25	0	2	8
14/04/2021	31	27/04/2021	46	4	3	15
05/05/2021	28	19/05/2021	18	9	4	72
<b>Promedio</b>	<b>26</b>		<b>30</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>32</b>

**Figura 13**

Número de puparios enfermos y muertos de *Aleuropleurocelus* sp., luego de 14 días posteriores a la aplicación de *Metarhizium anisopliae*.



En la Figura 13, se observa que, al realizar la evaluación de puparios después de catorce días de la aplicación del entomopatógeno, cuando el palto se encontraba en el estado fenológico de yemas en floración (07 de abril) se registró el menor número (0) de puparios enfermos, así como, el mayor número (9) de puparios enfermos fue registrado el 19 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales. En tanto que, el mayor número (4) de puparios muertos fue registrado el 19 de mayo, en el estado fenológico de alargamiento de pedúnculos florales, así mismo, el menor número (2) de puparios muertos se registró el 07 de abril, durante el estado fenológico de yemas en floración.

Ríos et al. (2014) mencionaron que la patogenicidad de *B. bassiana* y *M. anisopliae* con distintas concentraciones de conidios para el control de ninfas de *B. tabaci* en *Solanum lycopersicum* bajo condiciones de laboratorio,

permitieron observar que *B. bassiana* provocó mayor mortalidad en *B. tabaci* a una concentración de  $6,1 \times 10^7$  conidios/mL (100 %) y *M. anisopliae* con una concentración de  $9,5 \times 10^7$  conidios/mL (87,9 %) durante 8 días.

Carvallo y Guharay (2004), mencionaron que el hongo *Metarhizium anisopliae* requiere una humedad relativa superior al 85 % y una temperatura de 20 a 25 °C, para que el tubo germinativo se forme y pueda penetrar la cutícula del insecto, involucrando este proceso a diferentes mecanismos enzimáticos y procesos físicos. Durante las evaluaciones realizadas la temperatura y humedad relativa no fueron las adecuadas para permitir la infección del agente microbiológico (SENAMHI 2021).

#### **4.3 Comparación del efecto entre *Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae***

Los resultados del análisis de varianza (Tabla 5), muestran que hay significación estadística para efectos independientes del factor bloque, dado que, el valor de significación (p-Valor = 0,1988) es mayor al 0,05, es decir, que los productos aplicados en cada bloque están causando efectos significativos en la mortalidad de pupas independientemente, en cada uno de los bloques si se muestra eficiencia en los periodos de aplicación y realizando combinaciones de productos se puede hallar efecto de mortalidad en pupas. El factor producto presentó significación estadística, dado que, el valor de significación (p-Valor = 0,0139) es mayor al 0,05; nos indica que al menos un producto si es eficiente ante los demás productos aplicados independientemente.

El coeficiente de variación (CV= 6,50), indica la variabilidad de lo encontrado en cuanto a la mortalidad de puparios y muestra que la evaluación y toma de muestras están dentro de los parámetros estadísticos, en tal sentido los efectos de los productos realizan su eficiencia a los 14 días, luego de haber realizado las diversas aplicaciones.

La prueba de Tukey al 5 % de probabilidad (Tabla 6 y Figura 14) para la evaluación de puparios a los 7 y 14 días, muestra que el efecto de los agentes

microbiológicos no se diferenciaron del testigo, *Lecanicillium lecanii* (2,55), *Metharizium anisopliae* (1,22) y testigo (1,20), esto se encuentra relacionado con la afinidad que muestra el hongo entomopatógeno con su hospedante.

Con respecto a los puparios muertos a los 7 días, los resultados son semejantes a los reportados por Padilla (2017) quien al aplicar el *Lecanicillium sp.* para controlar mosca blanca (*Bemisia tabaci*) a una concentración de 1 cc/L causó hasta un 85 % de mortalidad de ninfas del IV estadio (pupario) después de la tercera aplicación. Del mismo modo, Suárez (2016) pulverizó la formulación a base de *Lecanicillium lecanii* (2,7 g/l) provocando la reducción de la densidad poblacional (9) de ninfas de IV estadio de mosca blanca.

**Tabla 5**

*Análisis de varianza (ANOVA) para el número de puparios muertos de Aleuropleurocelus sp.*

<b>Fuentes de variación</b>	<b>Suma de cuadrados</b>	<b>Grados de libertad</b>	<b>Cuadrados Medios</b>	<b>F Calculado</b>	<b>p-valor</b>
Modelo	1.44	3	0.48	26.13	0.0371
Bloque	0.15	2	0.07	4.03	0.1988
Producto	1.29	1	1.29	70.32	0.0139
Error	0.04	2	0.02		
<b>Total</b>	<b>1.47</b>	<b>5</b>			

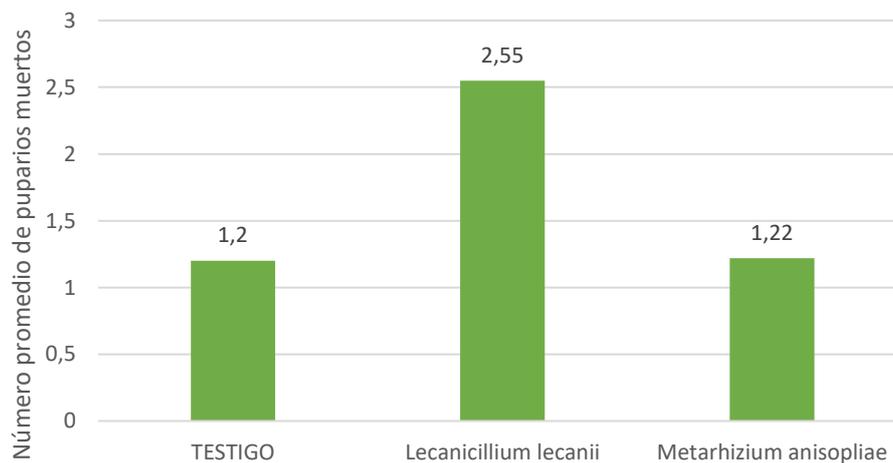
**Tabla 6**

*Prueba de Duncan Alfa al 5 % de probabilidad para los niveles del factor hongo entomopatógeno*

Tratamientos	Puparios evaluados a los 14 días	
<i>Lecanicillium lecanii</i>	2.55	A
<i>Metharizium anisopliae</i>	1.22	B
Testigo	1.20	B

**Figura 14**

*Comparación del efecto entre *Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae*.*



## CAPÍTULO V

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1 Conclusiones

El hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* ( $T_2 = 16 \times 10^{10}$  conidias/litro) fue el que ocasionó la mayor mortalidad (29,2 %) sobre puparios de *Aleuropleurocelus* sp., luego de siete días posteriores a su aplicación, superando al hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* (11,1 %). Así mismo, fue el que ocasionó la mayor mortalidad (15,38 %) sobre puparios de *Aleuropleurocelus* sp., luego de catorce días posteriores a su aplicación, superando al hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* (10 %).

#### 5.2 Recomendaciones

Realizar investigaciones del efecto de diversos hongos entomopatógenos para el control de mosca blanca en diferentes especies frutales.

## CAPÍTULO VI

### REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alas, M. (2000). *Evaluación de la efectividad de cuatro insecticidas biológicos para el control de ninfas de Mosca Blanca Bemisia tabaci, en el cultivo de melón Cucumis melo. Finca los Yajes, del Municipio de Estanzuela.* [Tesis, Zacapa, Guatemala] Consultado el 22 de abril de 2021. Disponible en: <http://cunari.edu.gt>
- Alavo, J. (2015). El hongo patógeno de insectos *Verticillium lecanii* (Zimm.) Viegas y su uso para el control de plagas: una revisión. *Revista de Biología Experimental y Ciencias Agrarias.* 3(4), 337-335.
- Angulo, M. (2009). Efecto de la *Hirsutella thompsonii* Fisher y *Lecanicillium lecanii* (Zimmerman) Zare & W Gams, sobre *Panonychus citri* (Mac Gregor) en condiciones de invernadero. Tesis para obtener el título de Biólogo - Microbiólogo. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo, Perú.
- Arteaga, F.; Odriozola, M. (1969). Variedades comerciales de aguacates. Madrid, España. 24 p. Consultado 24 feb. 2018. Disponible en: [https://www.cronicaeconomica.com/imagenes%5Cfotosdeldia%5C18673\\_hoja\\_divulgadora\\_el\\_aguacate.pdf](https://www.cronicaeconomica.com/imagenes%5Cfotosdeldia%5C18673_hoja_divulgadora_el_aguacate.pdf).
- Avila, N. (2013). *Efecto de Beauveria bassiana, Metarhizium anisopliae, Isaria fumosorosea y Lecanicillium lecanii sobre Oiketicus kirbyi "Bicho del cesto" en condiciones de laboratorio.* [Tesis Blgo. y Micblgo. Trujillo, Perú, UNT]. 44 p.

- Barrientos, F.; López, L. (1999). Historia y Genética del Aguacate. Coatepec Harinas, México, Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX SC 1998-2001. Consultado 24 feb. 2018. Disponible en: <http://www.avocadosource.com>.
- Cabezas, C.; Huesos, J.; Cuevas. (2003). Identificación y Descripción de los Estados Fenológicos-Tipo del Aguacate (*Persea americana* Mill.). España. 238 - 239 p.
- Carvalho, M.; Guharay, F. (2004). Control Biológico de Plagas Agrícolas. Centro Agronómico de Investigaciones y Enseñanzas. Costa Rica.
- Castillo, H.; Dupont, M.; Solórzano, G. (2012). Preparación y Uso de Plaguicidas Naturales. Momostenango, Totonicapán, Guatemala. Guatemala. Altermec. 56 p.
- Chan, W.; Ruiz, E.; Cristóbal, J.; Pérez, A.; Munguia, R.; Lara, J. (2010). Desarrollo in vitro de cuatro cepas nativas de *Paecilomyces fumosoroseus* y su *patogenicidad* en estados inmaduros de mosquita blanca. *Agrociencia* 44, 587-597.
- De Faria, S. (2001). Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. *Crop Protection* 20: pp 767-778.
- Domsch, H.; Gams, W. (1980). Compendio de hongos del suelo. Academic Press Ltd., Londres, Inglaterra.
- Drews, A.; Sampson, W. (1956). *Tetralicia* y un nuevo género relacionado *Aleuropleurocelus* (Homoptera: Aleyrodidae). *Ana. Entomol. Soc. Soy.* 49: 280-283.

Estay, P.; González, V.; Rojas, C. (2009). Mosquita Blanca del Fresno, *Siphoninus phillyreae* (Hemiptera: Aleyrodidae) y su Controlador Biológico: la Chinita Predadora, *Clitostethus arcuatus* (Coleoptera: Coccinellidae), en olivo. Informativo N° 8. Chile. INIA - Ururi

Estrada, M.; Pavón, J. (2012). *Uso de hongos entomopatógenos para el control de mosca blanca (Bemisia tabaci) en diferentes especies de plantas hospederas bajo condiciones de invernadero*. Trabajo de diploma, Managua, Nicaragua, UNA. 40 p. Consultado el 20 de abril de 2021. Disponible en <https://core.ac.uk/download/pdf/35165974.pdf>

Ferron, P. (1978). Control biológico de insectos plaga por hongos entomopatógenos. Revisión anual de entomología 23: 409-442. FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2008. Manual Técnico del cultivo del Aguacate Hass (*Persea americana* L.). La Lima, Cortés, Honduras, C.A.

Gallegos, M.; Cepeda P.; Paredes, O. (2003). Entomopatógenos. México. Edit. Trillas. Reimp. 2004. 148 p.

Gama, L.; Gómez, A. (1992). Una aproximación etnoecológica para el estudio de *Persea*: un estudio de caso en el área maya. En: Proc. del II Congreso Mundial del Aguacate. Sesión de apertura Conferencia. California, EE.UU. 1:11-17.

Gamboa, A. (2013). Efecto de la concentración de cipermetrina sobre la germinación y el crecimiento de *Lecanicillium lecanii* y *Metarhizium anisopliae* en condiciones de laboratorio. Tesis Blgo. Trujillo, Perú, UNT. 65 p. Consultado el 24 de abril de 2021. Disponible en:

<https://dspace.unitru.edu.pe/bitstream/handle/UNITRU/3861/Gamboa%20Ram%2c%20Alejandro%20Alonso%20.pdf.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

González, J. (2014). *Evaluación de la patogenicidad y esporulación del hongo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin cepa Metagreen en concentración de  $10^{10}$  c/ml sobre adulto de Mosca Blanca (*Bemisia tabaci*) en el Laboratorio de Hongos Entomopatógenos del Campus Agropecuario de UNAN-León* 20. [Tesis Lic. Biología. León, Nicaragua.] Consultado 24 feb. 2018. Disponible en: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3341/1/225825.pdf>.

Herrera, M.; Narrea, M. (2011). Manejo integrado del palto. Jornada de capacitación UNALM-Agrobanco. Moquegua, Perú. Guía técnica. 32

Jiménez, J. (2017). Especies de Moscas Blancas (Hemiptera: Aleyrodidae) en Encinos (*Quercus* spp.) de Coahuila, México (en línea). Tesis Ing. Agr. Saltillo, Coahuila, México, UAAAN. 45p. Consultado el 22 de abril de 2021. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/43057/K%2065264%20Jim%c3%a9nez%20Montes%20Josu%c3%a9%20Alexander.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Koleva L, Mitrev S, Maksimova V, Spasov D. 2013. Sadržaj kapsaicina u ljutoj paprici (*Capsicum annum* ssp. *microcarpum* L.) i njegova primena kao biopesticida. *Hemijska Industrija* 67(4), 671-675. <https://doi.org/10.2298/HEMIND120921>

Lemus, G.; Ferreyra, R.; Gil, P.; Sepúlveda, P.; Maldonado, P.; Toledo, C. (2010). El cultivo del palto. *Boletín INIA* 2010-129:1-80. Consultado 24 feb. 2018. Disponible en: <http://www2.inia.cl/medios/biblioteca/boletines/NR36902.pdf>.

- Mejía, M. O. (2021). Plan de exportación de la uva fresca, variedad red globe para el mercado de Japón. Piura. [Tesis de grado, Universidad Cesar Vallejo]. [https://repositorio.ucv.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12692/76591/Mej%  
c3%ada\\_CMO-SD.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repositorio.ucv.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12692/76591/Mej%c3%ada_CMO-SD.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Molina, M. 2013. *Primer registro de Aleurotrachelus globulariae Goux, 1942 para la Península Ibérica (Hemiptera: Aleyrodidae)*. Revista gaditana de Entomología, 1: 55-58.
- Montalva, C. (2008). Evaluación de la virulencia de dos cepas de *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare y Gams para el control biológico de *Cinara cupresi* (Buckton). Tesis Ing. Forestal. Valdivia, Chile, UAC.
- Montañez, A. (2016). Efecto de niveles de *Lecanicillium lecanii* Z. en el control biológico de pulgón (*Brevicoryne brassicae* L.) en condiciones de laboratorio. Tesis Ing. Agr. Huancavelica, Perú, UNH. 69 p.
- Mound, LA; Hasley, SH. (1978). Mosca blanca del mundo: un catálogo sistemático de los Aleyrodidae (Homoptera) con datos de plantas hospedantes y enemigos naturales. wiley, Nueva York, 340 p.
- Ortiz, M.; Valdivia, R.; Ortiz, A.; Medina, R. (2011). Efecto de la temperatura y humedad relativa sobre el desarrollo de los hongos entomopatógenos. Rev. Biociencias 1(2):42-53.
- Padilla, A. (2017). *Evaluación de dos productos y tres dosis de Verticillium lecanii (Verticillium lecanii) para el control de mosca blanca (Bemisia tabaci) en tomate hotícola (Lycopersicum esculentum)*. [Tesis Ing. Agr. Cevillos, Ecuador, UTA.].

consultado el 24 de abril de 2021. Disponible en:  
<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/26409/1/Tesis178%20%20Ingenier%C3%ADa%20Agron%C3%B3mica%20-CD%20527.pdf>

Ríos, D.; Corrales, M.; Daza, G.; Aristizábal, A. (2005). Aguacate: variedades y patrones importantes para Colombia. Candelaria, Colombia, PROFRUTALES. 221 p.

Roberts, D.; Yendol, G. (1971). Uso de hongos para el control microbiano de insectos en: Burges, H.D. y Husey N. W. Control microbiano de insectos y ácaros. Londres, Inglaterra. 449 p.

Segura, C. (2012). *Identificar las especies de Mosca Blanca de aguacate y evaluar en campo el potencial de control con diferentes alternativas en el municipio de Fresno, Tolita*. [Tesis Ing. Agr. Bogotá, Colombia, UDCA. ]Consultado 24 feb. 2018. Disponible en:  
<http://repository.udca.edu.co:8080/jspui/bitstream/11158/108/1/203519.pdf>.

SENAMI (2021). <https://www.senamhi.gob.pe/main.php?dp=cajamarca&p=estaciones>

SFA (Subsecretaría de Fomento a los Agronegocios). (2011). *Monografía de cultivos: El Aguacate*. México, México. 10 p. Consultado 24 feb. 2018. Disponible en:  
<http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/Monografias/Monograf%C3%ADa%20del%20aguacate.pdf>.

Storey, B. (1960). El aguacate en Australia. Anuario de la Sociedad del Aguacate de California (44), pp 66-71.

Storey, B.; Bergh, O.; Zentmyer, A. (1986). El origen, rango autóctono y difusión del aguacate. Anuario de la Sociedad del Aguacate de California 70, pp 127–133.

Suárez, D. (2016). Manejo de *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) con *Lecanicillium lecanii*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* en Manaure, Depto. del Cesar, Colombia. *Revista Entomopotrónica*. 31(27), 227-233. Consultado 28 feb. 2018. Disponible en: [http://saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev\\_ento/article/viewFile/11826/11504](http://saber.ucv.ve/ojs/index.php/rev_ento/article/viewFile/11826/11504).

Téliz, D. (2000). El Aguacate y su manejo integrado. Mundi Prensa, México, D. F.

Vásquez, M. (2007). Evaluación de dos variedades de siembra y selección negativa como opciones del manejo complejo mosca blanca- Begomovirus en el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en dos regiones de Nicaragua. Consultado el 24 de abril de 2021. Disponible en: <https://www.google.com.co/#q=V%C3%A1squez%2C+M.+%282007%29.+Evaluaci%C3%B3n+de+dos+variedades+de+siembra+y+selecci%C3%B3n+negativa+como+opciones+del+manejo+complejo+mosca+blanca>.

Whiley, A.; Schaffer, B.; Wolstenholme, N. (2007). *El Palto: Botánica, Producción y Usos*. Valparaíso, Chile, Ediciones Universitarias de Valparaíso. 23 p.

Yendol, G.; Roberts, D. (1970). *¿Es posible el control microbiano con hongos entomopatógenos? Actas del 4to Coloquio Internacional sobre Patología de Insectos, Collge Park, Md: 28-42.*

Zimmerman, G. (1993). El hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* y su potencial como agente de biocontrol. *Ciencia de los pesticidas*. 37: 375-379.

**ANEXOS**

## Anexo 1. Galería fotográfica

### Figura 15

*Evaluación de puparios en plantas de palto.*



### Figura 16

*Envés de hoja de palto infestada por Aleuropleurocelus sp.*



**Figura 17**

*Oviposición de Aleuropleurocelus sp.*



**Figura 18**

*Adulto de Aleuropleurocelus sp.*



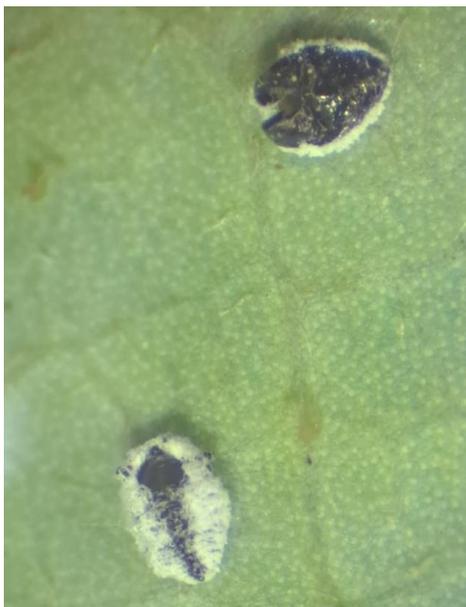
**Figura 19**

*Evaluación de puparios de Aleuropleurocelus sp.*



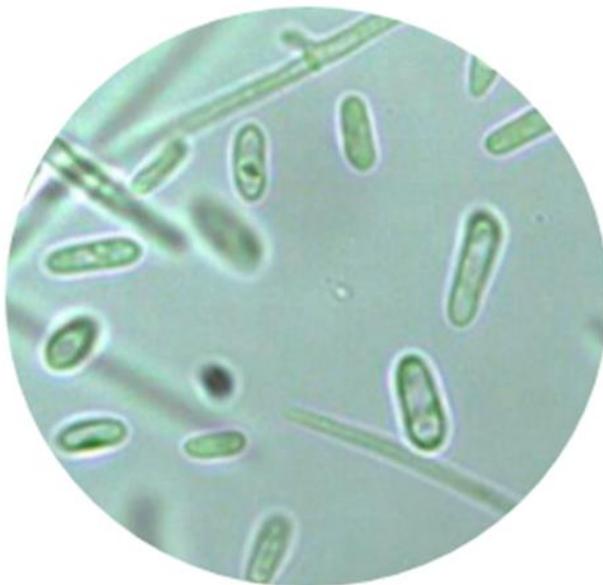
**Figura 20**

*Puparios de Aleuropleurocelus sp. Infectados por Lecanicillium lecanii.*



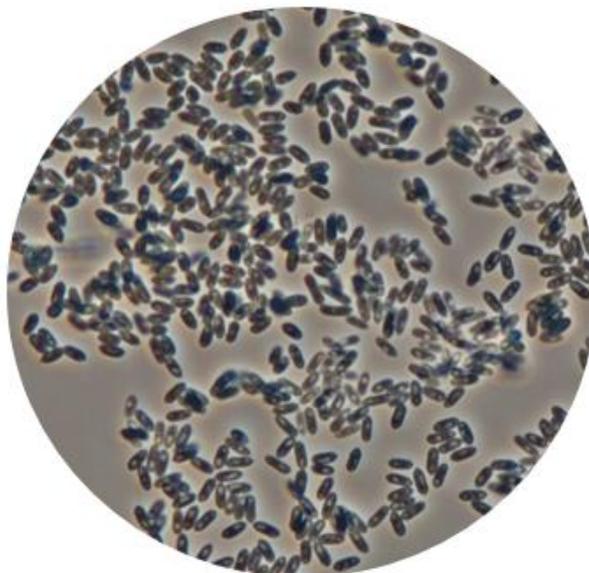
**Figura 21**

*Estructuras reproductivas de Lecanicillium lecanii visto al microscopio (40X).*



**Figura 22**

*Estructuras reproductivas de Metarhizium anisopliae visto al microscopio (40X).*



**Anexo 2.** Datos meteorológicos registrados durante la investigación (marzo a mayo de 2021)

Fecha	Temperatura Promedio (°C)	Humedad Relativa Promedio (%)	Precipitación promedio (mm)
23/03/2021	17	96,6	31,5
30/03/2021	16,9	96	4,2
07/04/2021	17,4	96,4	5,3
14/04/2021	18,9	95	2,8
21/04/2021	16,5	95	0,5
27/04/2021	16,9	95,7	1,1
05/05/2021	17	94,1	8
12/05/2021	17,5	92,4	1,2
19/05/2021	16,9	93,7	4,2

**Fuente:** SENAMHI (2021)