

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA**



**“CONTROL DE *Sclerotinia sclerotiorum* MEDIANTE
TRATAMIENTO QUÍMICO, BIOLÓGICO Y CON
ORGANISMO MACROBIÓTICO EN EL CULTIVO DE
ALCACHOFA (*Cynara scolymus* L.)”**

Presentada por:

STELLA MARIS TORRES DONAYRE

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN FITOPATOLOGÍA**

Lima – Perú

2023

Document Information

Analyzed document	TESIS FINAL CORREGIDA PDF.pdf (D163544424)
Submitted	2023-04-10 18:33:00
Submitted by	Leonor Mattos Calderón
Submitter email	leomattos@lamolina.edu.pe
Similarity	0%
Analysis address	leomattos.unalm@analysis.arkund.com

Sources included in the report

Entire Document

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA ESCUELA DE POSGRADO MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA "CONTROL DE Sclerotinia sclerotiorum MEDIANTE TRATAMIENTO QUÍMICO, BIOLÓGICO Y CON ORGANISMO MACROBIÓTICO EN EL CULTIVO DE ALCACHOFA (Cynara scolymus L.)" Presentada por: STELLA MARIS TORRES DONAYRE TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE EN FITOPATOLOGÍA LIMA – PERÚ 2023

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA ESCUELA DE POSGRADO MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA "CONTROL DE Sclerotinia sclerotiorum MEDIANTE TRATAMIENTO QUÍMICO, BIOLÓGICO Y CON ORGANISMO MACROBIÓTICO EN EL CULTIVO DE ALCACHOFA (Cynara scolymus L.)" TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE MAGISTER SCIENTIAE Presentada por: STELLA MARIS TORRES DONAYRE Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado Mg. Sc. Gilberto Rodríguez Soto Dra. Leonor Mattos Calderón PRESIDENTE ASESORA Mg. Sc. Carlos Cadenas Giraldo Mg. Sc. Julián Chura Chuquiya MIEMBRO MIEMBRO

A Patricio, Lorena Y Rafaela con amor.

<https://secure.arkund.com/view/156442702-602192-681604#/sources>

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

ESCUELA DE POSGRADO

MAESTRÍA EN FITOPATOLOGÍA

**“CONTROL DE *Sclerotinia sclerotiorum* MEDIANTE TRATAMIENTO
QUÍMICO, BIOLÓGICO Y CON ORGANISMO MACROBIÓTICO
EN EL CULTIVO DE ALCACHOFA (*Cynara scolymus* L.)”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

STELLA MARIS TORRES DONAYRE

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado

Mg. Sc. Gilberto Rodríguez Soto

PRESIDENTE

Dra. Leonor Mattos Calderón

ASESOR

Mg. Sc. Carlos Cadenas Giraldo

MIEMBRO

Mg. Sc. Julián Chura Chuquiya

MIEMBRO

A Patricio, Lorena

Y Rafaela con

amor.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.	CULTIVO DE ALCACHOFA (<i>Cynara scolymus</i> L.)	3
2.1.1.	Generalidades	3
2.1.2.	Requerimiento medio ambiental.....	4
2.1.3.	Requerimiento de suelo	4
2.1.4.	Densidad de siembra.....	5
2.1.5.	Requerimiento de Agua	5
2.2.	ESCLEROTINIOSIS EN ALCACHOFA	5
2.2.1.	Sintomatología.....	5
2.2.2.	Ciclo de la enfermedad	5
2.2.3.	Características morfológicas.....	6
2.2.4.	Patogénesis	7
2.3.	LA LOMBRIZ DE TIERRA	8
2.3.1.	Generalidades	8
2.3.2.	Contenido y efecto de las heces de lombrices	10
2.4.	CONTROL QUÍMICO	13
2.5.	CONTROL BIOLÓGICO.....	14
2.5.1.	Características morfológicas de <i>Trichoderma</i>	16
2.5.2.	Mecanismo de acción	16
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	18
3.1.	UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO	18
3.2.	INCREMENTO DE INÓCULO	18
3.3.	FASE INVERNADERO ESCLEROTES EN EL SUELO.....	18
3.3.1.	Incremento de esclerotes	18
3.3.2.	Control químico de esclerotes en el suelo	19
3.3.3.	Control biológico de esclerotes en el suelo	20
3.3.4.	Control macrobiótico de esclerotes en el suelo	20
3.3.5.	Diseño experimental	21
3.4.	FASE INVERNADERO A NIVEL DE PLÁNTULAS	22
3.4.1.	Material vegetal	22

3.4.2.	Control químico a nivel de plántulas	23
3.4.3.	Control biológico a nivel de plántulas	23
3.4.4.	Control con organismo macrobiótico a nivel de plántulas	24
3.4.5.	Variables biométricas evaluadas en plantulas	25
3.4.6.	Diseño experimental	26
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	27
4.1.	CONTROL QUÍMICO DE ESCLEROTES	27
4.2.	CONTROL BIOLÓGICO DE ESCLEROTES	28
4.3.	CONTROL MACROBIÓTICO DE ESCLEROTES.....	30
4.4.	CONTROL QUÍMICO A NIVEL DE PLÁNTULAS.....	33
4.5.	CONTROL BIOLÓGICO EN PLÁNTULAS	39
4.6.	CONTROL MACROBIÓTICO EN PLÁNTULAS	45
V.	CONCLUSIONES	53
VI.	RECOMENDACIONES	54
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	55
VIII.	ANEXOS.....	64

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Composición química del humus	12
Tabla 2: Fungicidas recomendados en el control de <i>Sclerotinia</i> spp.	13
Tabla 3: Tratamientos de control químico de esclerotes	20
Tabla 4: Tratamientos de control biológico de esclerotes en el suelo	20
Tabla 5: Tratamientos de control macrobiótico de esclerotes en el suelo	21
Tabla 6: Tratamientos de control químico a nivel de plántulas.....	23
Tabla 7: Tratamientos de control biológico a nivel de plántulas.....	24
Tabla 8: Tratamientos de control macrobiótico a nivel de plántulas.....	24
Tabla 9: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación.....	27
Tabla 10: Comparación de tratamientos para cuatro fechas de evaluación.....	28
Tabla 11: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación.....	29
Tabla 12: Comparación de tratamientos, en la prueba para el control biológico, en las cuatro fechas de evaluación.....	29
Tabla 13: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación.....	31
Tabla 14: Comparación, en el control macrobiótico de esclerotes, de tratamientos para cuatro días de evaluación.....	31
Tabla 15: Análisis de variancia para altura de planta (cm) en el control químico usando fungicida Boscalid	33
Tabla 16: Promedios para altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control usando fungicida Boscalid.....	34
Tabla 17: Análisis de variancia para longitud de raíz (cm) en el Control usando fungicida Boscalid	35
Tabla 18: Promedios para Longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Químico	35
Tabla 19: Análisis de Variancia para Peso fresco (g) en el Control usando fungicida Boscalid	36
Tabla 20: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control usando fungicida Boscalid.....	37
Tabla 21: Análisis de variancia para peso seco (g) en el Control usando fungicida Boscalid	38
Tabla 22: Promedios para peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de	

probabilidad en el control usando fungicida Boscalid.....	38
Tabla 23: Análisis de Variancia para Altura de planta (cm) en el Control Biológico.....	40
Tabla 24: Promedios para Altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico usando <i>Trichoderma harzianum</i>	40
Tabla 25: Análisis de Variancia para Longitud de raíz (cm) en el Control Biológico usando <i>Trichoderma harzianum</i>	41
Tabla 26: Promedios para Longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico.....	41
Tabla 27: Análisis de Variancia para Peso fresco (g) en el Control Biológico usando <i>Trichoderma harzianum</i>	42
Tabla 28: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control biológico usando <i>Trichoderma harzianum</i>	43
Tabla 29: Análisis de Variancia para Peso seco (g) en el Control Biológico usando <i>Trichoderma harzianum</i>	44
Tabla 30: Promedios para Peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico	44
Tabla 31: Análisis de Variancia para Altura de planta (cm) en el Control Macrobiótico...	46
Tabla 32: Promedios para altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico	46
Tabla 33: Análisis de variancia para longitud de raíz (cm) en el control macrobiótico	48
Tabla 34: Promedios para longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico	48
Tabla 35: Análisis de variancia para peso fresco (g) en el control macrobiótico.....	49
Tabla 36: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico	49
Tabla 37: Análisis de Variancia para Peso seco (g) en el Control Macrobiótico	50
Tabla 38: Promedios para peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico.....	51

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Comparación de tratamientos en el control químico variable altura de planta	34
Figura 2: Comparación de tratamientos en el control químico variable longitud de raíz....	36
Figura 3: Comparación de tratamientos en el control químico variable peso fresco	37
Figura 4: Comparación de tratamientos en el control químico variable peso seco	38
Figura 5: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control químico; T1= testigo; T2= 1.25g/l; T3= 2.5g/l; T4=3.75g/l; T5= 5g/l	39
Figura 6: Comparación de tratamientos en el control biológico variable altura de planta	40
Figura 7: Comparación de tratamientos en el control biológico variable longitud de raíz	42
Figura 8: Comparación de tratamientos en el control biológico variable peso fresco	43
Figura 9: Comparación de tratamientos en el control biológico variable peso seco	44
Figura 10: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control biológico; T1= testigo; T2= 1.5g/l; T3=2g/l; T4=2.5g/l; T5= 3g/l; T6= 3.5g/l.....	45
Figura 11: Comparación de los tratamientos en el control macrobiótico parámetro altura de planta.....	47
Figura 12: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parámetro longitud de raíz	48
Figura 13: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parámetro peso fresco	50
Figura 14: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parámetro peso seco	51
Figura 15: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control macrobiótico ...	52

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento químico (Boscalid)	64
Anexo 2: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento biológico	65
Anexo 3: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento macrobiótico	66
Anexo 4: Datos obtenidos en el control químico a nivel de plántulas	67
Anexo 5: Datos obtenidos en el control biológicos a nivel de plántulas	68
Anexo 6: Datos obtenidos en el control macrobiótico a nivel de plántulas	69
Anexo 7: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control químico.....	70
Anexo 8: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control biológico.....	70
Anexo 9: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control macrobiótico.....	70
Anexo 10: Control químico de esclerotes a un nivel de significación de 0.05.....	70
Anexo 11: Control biológico de esclerotes a un nivel de significación de 0.05.....	71
Anexo 12: Control macrobiótico de esclerotes a un nivel de significación 0.05	71

RESUMEN

Se realizó un ensayo experimental en condiciones de invernadero y laboratorio en la Universidad Nacional Agraria La Molina, con el objetivo principal de evaluar la eficacia del control químico, biológico y con organismo macrobiótico en esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib de Bary) en plántulas del cultivo de alcachofa (*Cynara Scolymus* L.). El análisis estadístico utilizado para el control químico, biológico y macrobiótico de esclerotes en el suelo fue el de Kruskal Wallis con 4 repeticiones por tratamiento, se realizó la prueba de comparación de medias de Chi cuadrado ($p = 0,05$). El análisis estadístico utilizado para el control químico, biológico y macrobiótico a nivel de plántulas de alcachofa fue el Diseño completamente al Azar (DCA) con 5 repeticiones por tratamiento y se realizó la prueba de comparación de medias de Duncan ($p = 0,05$) para todas las variables biométricas evaluadas en el invernadero. En la fase de control de esclerotes en el suelo, el control químico usando el Boscalid logró inhibir al 100 por ciento la germinación de esclerotes a razón de 750 g/ha, y 1000g/ha; en el control biológico, *Trichoderma harzianum* a una dosis de 600g/ha presentó 21 por ciento de esclerotes germinados; en el control macrobiótico, con 50 lombrices se obtuvo un 44 por ciento de esclerotes germinados. En la fase de control a nivel plántulas, en el control químico Boscalid a la dosis de 750g/ha y 1000g/ha hubo 0.0 por ciento de plantas infectadas; para el control biológico, *Trichoderma harzianum* a 700g/ha obtuvo 0,0 por ciento de plantas infectadas y en el caso del control macrobiótico con 50 lombrices hubo 20 por ciento de plantas infectadas. El tratamiento testigo presentó el 100 por ciento de plantas infectadas. Las variables biométricas evaluadas en el tratamiento químico, biológico y con organismo macrobiótico superaron el promedio alcanzado por el testigo.

Palabras clave: *Sclerotinia sclerotiorum*, Alcachofa, Boscalid, *Trichoderma harzianum*, Organismos macrobióticos.

SUMMARY

An experimental trial was carried out under greenhouse and laboratory conditions at the University National Agrarian La Molina with the main objective to evaluate the effectiveness of chemical, biological and macrobiotic control in sclerotids of *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib de Bary) in artichoke seedlings (*Cynara Scolymus* L). The statistical analysis used for the chemical, biological and macrobiotic control of sclerotids in the soil was that of Kruskal Wallis with 4 repetitions per treatment, the Chi square mean comparison test was performed ($p = 0.05$). The statistical analysis used for the chemical, biological and macrobiotic control at the artichoke seedling level was the Completely Random Design (DCA) with 5 repetitions per treatment and Duncan's mean comparison test ($p = 0.05$) was performed. for all the biometric variables evaluated in the greenhouse. In the control phase of sclerotids in the soil, the chemical control using Boscalid managed to inhibit 100 percent germination of sclerotids at a rate of 750g/ha and 1000g/ha; in the biological control, *Trichoderma harzianum* at a dose of 600 g/ha presented 21 percent of germinated sclerotids; In the macrobiotic control, with 50 worms, 44 percent of germinated sclerotids were obtained. In the control phase at the seedling level, in the Boscalid chemical control at a dose of 750g/ha, and 1000g/ha there were 0.0 percent of infected plants; for biological control, *Trichoderma harzianum* at 700g/ha obtained 0.0 percent of infected plants and in the case of macrobiotic control with 50 worms there were 20 percent of infected plants. The control treatment presented 100 percent infected plants. The biometric variables evaluated in the chemical, biological and macrobiotic organism treatment exceeded the average reached by the control.

Keywords: *Sclerotinia sclerotiorum*, Artichoke, Boscalid, *Trichoderma harzianum*, Macrobiotic organism.

I. INTRODUCCIÓN

La alcachofa (*Cynara scolymus* L.) es una hortaliza extendida en la cuenca mediterránea y es cultivada principalmente por sus botones florales inmaduros, brácteas y receptáculos (Falco *et al.* 2015 y Bekheet y Sota 2019). Forma parte de los vegetales con mayor relevancia en el Perú y puede consumirse naturalmente en una ensalada cruda, cocida o en conserva, también puede prepararse un té o puede consumirse en cápsulas industrializadas.

La alcachofa se considera una de las hortalizas con mayor capacidad antioxidantes, contenido en polifenoles y contenido importante de fructooligosacáridos como la insulina; estos tipos de compuestos proporcionan beneficios importantes que promueven la salud humana. Además, estudios han reportado propiedades biológicas tales como: antiinflamatoria, anticancerígena, antidispéptica, antiséptica, antibiótica, entre otras (Noriega *et al.* 2020).

La alcachofa es un cultivo de exportación con muchas expectativas, desarrollado extensamente en la costa y sierra de nuestro país, principalmente en los departamentos de Junín, La Libertad, Ica, Lima y Apurímac. Para el 2020, los destinos más importantes de la alcachofa fueron Estados Unidos (58 por ciento), España (23 por ciento) y Francia (14 por ciento); en cuanto a las empresas peruanas exportadoras más importantes se encuentran Virú S.A, con 41 por ciento de participación y Danper Trujillo S.A.C con 31 por ciento (Agencia Agraria de Noticias 2021). Según la revista Redagráfica (2021), durante el año 2020, las exportaciones de alcachofa crecieron en un 49 por ciento, sumando 54, 480 toneladas por US\$ 135 millones.

Una de las principales problemáticas a la cual se enfrentan los productores de alcachofa es el manejo sanitario, problemática que limita el acceso a mejores mercados y la obtención de mayores rendimientos. Un patógeno de importancia en este cultivo es el hongo *Sclerotinia Sclerotiorum* el cual ocasiona muerte de plantas, si es que no se tiene un control adecuado

que logre disminuir su presencia. Este hongo resulta ser de difícil control pues, forma estructuras de conservación llamadas esclerotes que pueden mantenerse viables en el suelo por muchos años.

Con la finalidad de establecer medidas sanitarias de control se plantea la realización del presente trabajo de investigación con los siguientes objetivos:

- Evaluar en invernadero el efecto del control químico, biológico y con organismo macrobiótico en esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum*.
- Evaluar en invernadero el efecto del control químico, biológico y con organismo macrobiótico contra *Sclerotinia sclerotiorum* a nivel de plántulas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. CULTIVO DE ALCACHOFA (*Cynara scolymus* L.)

2.1.1. Generalidades

La alcachofa es una hortaliza perenne que pertenece a la familia Asterácea (Bekheet y Sota, 2019) que presenta raíz pivotante y carnosa, de tipo napiforme y con el tiempo va formando a nivel de cuello una corona de la que nacen hijuelos. Asimismo, la raíz que ha cumplido su ciclo de vida suele dividirse formando esquejes que sirven como material de propagación, las hojas de la alcachofa se insertan alrededor de un tallo muy corto formando una roseta. Las hojas jóvenes son muy crespas, pubescentes y tienen una tonalidad plateada acentuada en un inicio, volviéndose luego verde grisáceo, con bordes aserrados y con nervaduras carnosas prominentes hacia el envés, que tiene color blanquecino. Luego de formar un cierto número de hojas, dependiendo de la variedad, la planta forma la primera cabezuela o capítulo, sobre un pedúnculo erguido y carnoso, de superficie acanalada y en él se insertan en forma espaciada unas hojuelas más pequeñas y delgadas que las de la roseta (Robles 2001).

La alcachofa tiene un rizoma subterráneo carnoso y fibroso, de cuyas yemas se desarrollan los tallos ramificados. En variedades vigorosas la planta puede alcanzar una altura de 1.20 a 1.30 metros (Giacconi y Escaff 1999).

Para el año 2020, los mayores productores de alcachofa en el mundo fueron Italia (367,080 tn), Egipto (308,884 tn), España (196,970 tn), Argentina (126,253) y Perú (82,096 tn) (FAO 2020).

2.1.2. Requerimiento medio ambiental

La adecuada producción de la alcachofa requiere de áreas libres de heladas, con primaveras suaves, sin cambios bruscos de temperatura ya que el clima frío daña las cabezuelas y las brácteas tienden a ampollarse (Quispe y Quispe 2019). La humedad relativa tiene importancia, sobre todo, en la formación de cabezuelas, cosecha y conservación del producto cosechado; esta debe estar sobre el 60 por ciento ya que una baja humedad relativa promueve la apertura de las brácteas, lo que afecta negativamente la calidad del producto (Quispe y Quispe 2019).

La temperatura óptima de crecimiento puede situarse alrededor de los 15 a 18 °C, aunque a temperaturas superiores a 8 °C puede crecer normalmente.

La planta es más sensible a cambios de temperaturas en la etapa de formación de la cabezuela, dándose las mejores condiciones entre 15,6 a 18,3 °C.

Temperaturas sobre 24 °C inducen fibrosidad, clima muy seco y cálido, provoca apertura del capítulo y las brácteas, ocasionando pérdida de textura en el producto cosechado. Cuando la temperatura desciende por debajo de los 5 °C la alcachofa detiene su desarrollo. Esta especie no tolera temperaturas de congelación, sus estructuras aéreas se destruyen a temperaturas de -2 a -4 °C y a -10 °C se dañan de manera permanente las estructuras subterráneas (Maroto *et al.* 1997).

2.1.3. Requerimiento de suelo

La alcachofa se adapta a amplia gama de suelos, pero los mejores rendimientos y calidad se obtienen en suelos franco-arenosos profundos, fértiles, bien drenados y de textura media. Deben evitarse los suelos livianos que tienen excesivo drenaje y poca conservación de humedad debido a que las producciones obtenidas son muy escasas (Casanoves 1997)

El cultivo de la alcachofa puede adaptarse a un pH ligeramente alcalino con valores que van de 6.5 a 7.5, además de ser resistente a la salinidad, toleran una conductibilidad eléctrica de 2,5 mmhos/cm, a 7 mmhos/cm o más, ésta especie queda totalmente restringida en su desarrollo. Cuando la salinidad bordea ese valor se ha observado que se podría ocasionar

necrosis de brácteas internas, como consecuencia de una mala translocación de calcio. Además, a esa conductibilidad eléctrica el rendimiento disminuye al 50 por ciento (Maroto *et al.* 1997).

2.1.4. Densidad de siembra

El distanciamiento de siembra varía entre 1.5 a 2.0 m entre surcos y de 0.6 a 1.2 entre plantas.

2.1.5. Requerimiento de agua

El cultivo de la alcachofa bajo riego por goteo, en la costa del Perú, puede consumir 5000 m³/ha y el consumo de agua en un riego por gravedad puede ser de 15000 m³/ha. Para el caso de sierra, las necesidades hídricas son cubiertas por las precipitaciones pluviales y el riego es considerado complementario (Quispe y Quispe 2019).

2.2. ESCLEROTINIOSIS EN ALCACHOFA

2.2.1. Sintomatología

Robles (2001) señala que la Esclerotiniosis de la alcachofa en el Perú es causada por el hongo *Sclerotinia sclerotiorum*. El síntoma primario más característico de la enfermedad es la aparición sobre la planta infectada de un micelio blanco veloso, en el que en poco tiempo se desarrolla esclerotes cerca del suelo, en la parte aérea el hongo causa lesiones acuosas en las hojas, las que luego colapsan. Agrios (2002) señala también que el hongo desarrolla sobre las partes afectadas de las plantas micelio blanco y algodonoso. Sobre este micelio se forman los esclerotes, cuerpos negros, duros y de un tamaño variable entre 2.5 y 6 mm. Los esclerotes pueden germinar y así iniciar un nuevo ciclo de infección (Bolton *et al.* 2006). El hongo puede infectar diversas partes de la planta dependiendo de la germinación de los esclerotes. A esta enfermedad también se le denomina “pudrición del tallo”, “pudrición blanda acuosa”, “tizón blanco”, “cancro blanco” o “pudrición de la raíz” (Aydoğdu y Kurbetli 2020).

2.2.2. Ciclo de la enfermedad

Cuando las condiciones de humedad, luz y temperatura son favorables, los esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum* pueden formar micelio o apotecios. Los apotecios jóvenes son de

forma convexa, con una pequeña depresión en el centro, la que profundiza hasta tomar la forma de una trompeta. Los apotecios maduros son de un color bruno claro con un diámetro variable entre 2 y 10 mm. Los apotecios contienen las ascas, las cuales son hialinas, cilíndricas y contienen 8 ascosporas de tamaño variable, presentan parafisis hialinas en forma de clava y las ascosporas son hialinas y elípticas. Según Barding y Huang (2001), dependiendo de las condiciones medio ambientales, la infección puede darse por germinación carpogénica o miceliogénica. La infección en la superficie de los tejidos de la planta estará dada por las ascosporas producidas por los esclerotes que germinan carpogénicamente. Para la germinación de las ascosporas y la infección de los tejidos de la superficie, se requerirá una alta humedad y tejido senescente que servirá como fuente de nutrientes.

Según Martínez (2008), la incidencia de la enfermedad dependerá tanto de los esclerotes y de otros factores tales como: la temperatura del suelo, la humedad, la dirección y velocidad de viento, los cuales afectarán en la producción de apotecios, la dispersión y descarga de ascosporas (Martínez 2008). El rango óptimo de temperatura para el crecimiento de estos hongos es de 15 a 21 °C y un pH de 3,4 a 4. En cuanto a sus requerimientos nutricionales, *Sclerotinia sclerotiorum* necesita de fuentes de nitrógeno, aminoácidos, sales de amonio, nitrato, peptona, úrea, caseína hidrolizada, fuentes de carbono que se encuentran en la sacarosa, manitol, almidón y celobiosa, todo esto para un mayor crecimiento (Martínez 2008).

2.2.3. Características morfológicas

Los esclerocios producidos por *Sclerotinia sclerotiorum* son de textura suave, de forma alargada y con un tamaño entre 2mm y 10mm a más; en primer lugar, infecta por ascosporas binucleadas diseminadas por el aire (Martínez 2008).

La estructura del esclerocio está formada por agregación de hifas; usualmente consiste en continuas capas de células parenquimatosas melanizadas conocidas como corteza, las cuales se forman en la superficie externa y encapsulan las hifas. El desarrollo del esclerocio comprende tres etapas: iniciación, en el que la hifa empieza a agregarse; desarrollo o crecimiento a un tamaño determinado y maduración la cual involucra la delimitación de la superficie y pigmentación de la hifa periférica (Martínez 2008). La acumulación de reservas

endógenas como trehasola, manitol y arabinol, además de pequeñas cantidades de glucosa, fructuosa y manosa, se dan durante el desarrollo del esclerocio y le sirven de sostén durante el periodo de latencia y eventualmente durante la germinación. El glicógeno y las polifosfatos, depositados como gránulos, son las mayores reservas citoplasmáticas. El mayor componente de la pared de las hifas es la quitina; además, contiene β glucanos de uniones (1-3 y 1-6). La longevidad de los esclerocios es por lo general de 2 años, pero el amplio rango de las condiciones del suelo puede otorgar una viabilidad esclerotial, menores de 2 años hasta 11 años (Huanca 2010).

2.2.4. Patogénesis

El rango de hospedantes de *Sclerotinia sclerotiorum* incluye más de 600 especies de plantas (Liang y Rollins 2018), la mayoría de las especies reportadas son Angiospermas, dentro de las dicotiledóneas y pertenecen a las familias: Asteraceae, Fabaceae, Brassicaceae, Solanaceae, Apiaceae, Ranunculaceae, en orden decreciente. Dentro de las monocotiledóneas hay por lo menos 25 hospedantes clasificados dentro de las familias Dipsacaceae, Iridaceae, Liliaceae, Musaceae, Poaceae (Martínez 2008).

Sclerotinia sclerotiorum (Lib) de Bary, produce esclerocios que le permiten sobrevivir en el suelo bajo condiciones climáticas adversas durante largos periodos, pudiendo permanecer viables por al menos 4 – 5 años. Cuando las condiciones son favorables los esclerocios germinan e infectan los tallos a nivel del suelo o forman apotecios cuyas ascosporas al ser dispersadas, pueden producir infecciones en la parte aérea de las plantas, por consiguiente, los esclerocios son de vital importancia en la supervivencia y epidemiología de *Sclerotinia sclerotiorum* (Adams 1979).

Debido a que *Sclerotinia sclerotiorum* se alimenta de tejido muerto, generalmente se le describe como necrótrofo. Oliver & Ipcho (2004) mencionan que los fitopatógenos necrotróficos usan una variedad de factores de patogenicidad para facilitar la infección de sus hospedantes vegetales. Una variedad de enzimas activas de carbohidratos (CAZimas) son secretadas por necrótrofos como *S. sclerotiorum*, incluidas xilanasas, pectinasas y celulasas. Las CAZimas que degradan las paredes celulares de las plantas son más conocidas específicamente como enzimas que degradan la pared celular (EDPC), y pueden facilitar la penetración de los apresorios fúngicos a los tejidos vegetales.

Para Dalmais *et al.* (2011), Amselem *et al.* (2011) y Li *et al.* (2004), citados por Allan *et al.* (2019), hay un conjunto de genes que codifican las CAZimas y estos incluyen una variedad de enzimas asociadas con la degradación de los componentes de la pared celular (celulosa, hemicelulosa y pectinas). Además, muchos necrótrofos secretan metabolitos secundarios fitotóxicos de amplio espectro para inducir la necrosis del tejido del hospedante. Los necrótrofos fúngicos también tienen medios para mitigar y manipular las respuestas de defensa del hospedante. Los metabolitos secundarios fitotóxicos producidos por las plantas hospedantes durante la infección, como las fitoalexinas metabolizadas por *S. sclerotiorum* y otros necrótrofos para limitar sus efectos. Alternativamente, las fitotoxinas de origen vegetal pueden exportarse de células fúngicas por eflujo basado en transportadores.

El proceso de infección de *S. sclerotiorum* se cree que exhibe una fase biotrófica temprana, durante la cual el patógeno secreta ácido oxálico (OA) como un "factor de compatibilidad" para someter las defensas del hospedante. Debido a la presencia de una fase biotrófica temprana, se ha sugerido que *S. sclerotiorum* puede describirse mejor como un hemibiótrofo que como un necrótrofo (Allan 2019).

Las hifas modificadas en forma de apresorios compuestos son el principal medio por el cual *S. sclerotiorum* inicia la infección. Dichas hifas se derivan indirectamente de las ascosporas en presencia de nutrientes exógenos que el patógeno absorbe principalmente de tejidos senescentes durante la infección de campo. Los apresorios compuestos están cubiertos por una capa de material mucilaginoso con una supuesta función adhesiva (Liang y Rollins 2018)

2.3. LA LOMBRIZ DE TIERRA

2.3.1. Generalidades

Los lumbrícos pertenecen al phylum Annelida, es decir se trata de animales cuyo cuerpo está constituido por una serie de anillos yuxtapuestos denominados metámeros, cada uno de ellos posee organización y anatomía semejantes, en los cuales los órganos se repiten regularmente, según lo indicado por Bouche (1985). Las lombrices de tierra representan la mayor biomasa animal en la mayoría de los ecosistemas templados terrestres y tienen una influencia significativa en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo; tienen un

rol en la modificación de la estructura del suelo, en la aceleración de la descomposición de la materia orgánica y el reciclado de nutrientes (Edwards y Bohlen 1996; Lavelle y Spain 2001; Domínguez *et al.* 2004, citados por Domínguez *et al.*, 2009). De acuerdo con su habitat, se distinguen tres subdivisiones: los oligohúmicos, que se alimentan de tierras pobres en materia orgánica, normalmente se les halla en los estratos más profundos del suelo; los mesohúmicos, presentes en suelos medianamente ricos, sobre todo en las capas superficiales; los polihúmicos, que son lombrices pequeñas y filiformes, e ingieren las partículas orgánicas, se les halla en abundancia cerca de la superficie o bien a lo largo de las raíces.

De acuerdo con el tipo de alimentación y al tipo de galerías que realizan existen tres clases: epígeas, anécicas y endógeas. Las especies epígeas habitan el horizonte orgánico, en o cerca de la superficie del suelo y se alimentan principalmente de materia orgánica en descomposición, presentando una tasa alta de consumo, digestión y asimilación de la materia orgánica, teniendo un rol clave como transformadoras del mantillo.

Las especies endógeas viven a mayor profundidad, y se alimentan principalmente de suelo y de la materia orgánica asociada. Construyen sistemas de galerías horizontales muy ramificadas, que llenan con sus propias deyecciones mientras se mueven por el horizonte orgánico-mineral del suelo. Presentan tasas de reproducción más bajas y ciclos de vida más largos que las especies epígeas, y son más resistentes a períodos de ausencia de alimento. Las especies anécicas viven de forma más o menos permanente en galerías verticales, que pueden extenderse varios metros hacia el interior del perfil del suelo. Por las noches emergen a la superficie para alimentarse de hojarasca, heces y materia orgánica en descomposición, que transportan al fondo de sus galerías; depositan sus excrementos en la superficie. Normalmente estas lombrices son grandes y de color pardo oscuro. Sus tasas reproductivas son relativamente bajas (Bouché 1977; Lavelle *et al.* 1997; Lavelle and Spain 2001; Monroy *et al.* 2007, citados por Domínguez *et al.* 2009).

Con respecto a su anatomía, la lombriz de tierra presenta cavidad bucal, faringe, esófago, estómago, molleja e intestino (Somarriba y Guzmán 2012).

(Michel y Devillez 1978) indican que el tiempo para que el material alimenticio pase por el intestino varia en los lumbrídeos, pudiendo ser de solo 12 horas cuando realizan galerías, como de 20 horas cuando sólo se alimentan. Gorbenko (1986) indica que el tiempo que demora el alimento en pasar a través del tracto digestivo de la lombriz es de cinco horas.

Marshall (1985) indica que las lombrices mantienen una presión osmótica superior a la del medio, absorbiendo sales de soluciones muy diluidas, excretando una orina hipotónica y con un volumen estimado en 60 por ciento del peso del cuerpo cada 24 horas.

Laverack (1963), Marshall (1985) y Michel & Devillez (1978), indican que el intestino que forma el resto del tubo digestivo constituye el lugar básico de la digestión y absorción. Entre las enzimas digestivas tenemos las siguientes: proteasas, lipasas, amilasas, celulasas, quitinasas, las que tienen un pH óptimo distintivo. El pH es relativamente constante a través del canal alimentario y esta aproximadamente en el rango de 6.5 a 7.5.

2.3.2. Contenido y efecto de las heces de lombrices

El intestino de la lombriz contiene muchas enzimas exógenas y endógenas que convierten minerales orgánicos volviéndolos de mayor disponibilidad para las plantas.

Las lombrices excretan amonio, úrea y posiblemente ácido úrico, alantoína y creatinina doblemente saturada las concentraciones de estas sustancias varían de acuerdo con la dieta. Estos animales, bajo condiciones normales de alimentación y agua, muestran en la orina un alto porcentaje de amonio y pequeñas cantidades de úrea, siendo la proporción aproximada de $\text{NH}_3/\text{úrea}=10$; pero en algunas especies, bajo condiciones de inanición la proporción disminuye, incrementándose la úrea sobre la cantidad de amonio (Suthar *et al.* 2012).

Las lombrices productoras de humus son los principales agentes de mezcla de los residuos superficiales muertos con la masa principal del suelo, son un factor biológico importante en la formación del suelo. Las lombrices de tierra mejoran la aireación minando y formando galerías, favoreciendo la infiltración y otorga soltura al suelo (Delgado 1992).

La lombriz de tierra mejora la capacidad de retención del agua en los grumos que forma,

debido a que su molleja tritura la materia orgánica en presencia de carbonato de calcio secretado; por lo tanto, sus excretas son materia orgánica y suelo saturado de calcio. Se concluye que en suelo ligero aumenta la capacidad de retención de agua, en suelo pesado aumenta la infiltración, le da soltura y favorece su estructura. Las deyecciones de las lombrices muestran un pH distinto al suelo no ingerido, contienen una mayor proporción de partículas de suelo de mayor tamaño, $4,08 \times 10^{-3}$ mm de diámetro, respecto a las que tiene normalmente el suelo no ingerido, así como una alta proporción de nitrógeno total, carbono orgánico, calcio, magnesio libre y fósforo asimilable. Las deyecciones pueden depositarse tanto en las galerías como en la superficie del suelo, dependiendo de la especie (Delgado 1992).

El humus de lombriz además de contener los elementos mayores y menores esenciales para la planta contiene una rica flora microbiana que en conjunto posibilita la recuperación de sustancias nutritivas retenidas en el terreno, la transformación de otras materias orgánicas y la eliminación de organismos patógenos (Camacho 1994).

Algunos autores consideran que el número de microorganismos del tracto digestivo de las lombrices y sus excrementos son proporcionales a la cantidad y la calidad de la materia orgánica del suelo en que viven (Camacho 1994; Delgado 1992).

Delgado (1992) investigó las características microbiológicas del humus de lombriz, encontró lo siguiente: recuento microbiano estándar: 9.2×10^7 unidades formadoras de colonias (ufc) por gramo, Actinomycetes: 6.2×10^6 unidades formadoras de colonias (ufc) por gramo, Microhongos: 8.7×10^7 unidades formadoras de colonias (ufc) por gramo.

Así mismo analizando el tubo digestivo de la lombriz de tierra, Delgado (1992) encontró un total de actinomycetos distribuidos de la siguiente manera: intestino anterior 358 e intestino posterior 15 ufc, y la población total de bacterias encontradas fue de 475, 32,900 y 440,000 en las diferentes partes del intestino respectivamente. Se estableció también que el suelo y el compost, una vez que pasa a través del tubo digestivo de la lombriz, se enriquece aún más con actinomycetos, bacterias pigmentadas y otras bacterias como la especie *Bacillus cereus*. Así mismo también encontró grupos funcionales los que se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1: Composición química del humus

Elemento nutritivo	Humus de lombriz (porcentaje)	Compost de jardín (porcentaje)
Carbón orgánico	9.8 – 13.4	12.2
Nitrógeno	0.51 – 1.61	0.8
Fósforo	0.19 – 1.02	0.35
Potasio	0.15 – 0.73	0.48
Calcio	1.18 – 7.61	2.27
Magnesio	0.093 – 0.568	0.57
Sodio	0.058 – 0.158	< 0.01
Zinc	0.0042 – 0.110	0.0012
Cobre	0.0026 – 0.0048	0.0017
Hierro	0.2050 – 1.3313	1.169
Manganeso	0.0105 – 0.2038	0.0414

Fuente: Adaptado de Magavallema (2004)

Según Camacho (1994), se demostró que los cilindros fecales de la lombriz mostraban incremento en las poblaciones microbianas y un mejoramiento en las características fisicoquímicas con respecto al suelo adyacente.

Bouche, (1985), indicó que las raíces invaden rápidamente los cilindros fecales de las lombrices, porque ellas contienen nutrientes disponibles, agregados físicos y macromoléculas orgánicas complejas conocidas como humus. Se indica que las lombrices de tierra poseen la enzima quitinasas, por la que presumiblemente pueden digerir la quitina de los hongos y quizá también la cutícula de los insectos.

Aguirre (1985) concluye que la lombriz de tierra *Eisenia foetida* es de gran importancia en el mejoramiento de los suelos, así como inhibidor de los microorganismos patógenos de suelo.

Camacho (1994) haciendo un análisis de suelo indica que la lombriz de tierra cumple una acción directa sobre el sustrato y este a su vez, por los cambios fisicoquímicos que sufre, no permite que la capacidad saprofítica de *Fusarium* sp. actúe eficientemente y de esta manera se reduce las poblaciones de estos hongos en el suelo. Adicionalmente al existir mayor disponibilidad de nutrientes para la planta esta desarrollará mejor y podrá contrarrestar las enfermedades.

2.4. CONTROL QUÍMICO

Prevenir la formación de esclerocios en el suelo puede reducir la incidencia de la enfermedad. Muchos estudios de la biología de *Sclerotinia* spp., han brindado información acerca para la implementación de métodos de control (Willetts y Wong 1980).

Para el control de *Sclerotinia* spp., existe gran variedad de sustancias químicas que han sido desarrolladas, entre ellos el dicloran, iprodione y el vinclozolin, han sido reportados eficaces en la reducción de la incidencia de la enfermedad (Matheron y Porchas 2007). Los fungicidas recomendados para el control de *Sclerotinia* spp. se presentan en la Tabla 2.

Tabla 2: Fungicidas recomendados en el control de *Sclerotinia* spp

Ingrediente Activo	Grupo Químico	Mecanismo de Acción
Benomil	Benzimidazoles	Mitosis, ensamble de la beta tubulina.
Iprodione, vinclozolin, procimidione	Dicarboximidias	NADH citocromo c reductasa en la peroxidación de lípidos
Tebuconazole	Triazoles	Demetilación del c14 en la biosíntesis del esterol.
Boscalid	Carboximidias	Complejo II en la respiración del hongo deshidrogenasa.
Fluazinan	2,6 dinitroanilinas	Desacoplador de la fosforilación oxidativa.
Fenhexamida	hidroxianilidas	3- keto reductasa durante la Demetilación del c 4 en la biosíntesis del esterol.

Nota: Tomado de Frac (2022)

Otros estudios como el de Walter *et al.* (2005) probaron la inhibición del crecimiento micelial para *Sclerotinia sclerotiorum* y *Sclerotinia minor*, adicionando al medio PDA ingredientes activos empleados en varios fungicidas en partes por millón (ppm) obteniendo valores de inhibición micelial mayores del 90 por ciento en *S. minor*, para los ingredientes activos iprodione, procimidona, a una concentración de 0.5 ppm, seguido de tebuconazol, carbendazin y dicloran a 5 ppm; mientras que, para *S. sclerotiorum*, fueron procimidona a 0.5 ppm, tebuconazol, carbendazin e iprodione a 1 ppm, y dicloran a 5 ppm, para ambas especies el trifloxistrobim presentó baja actividad en la inhibición del crecimiento micelial.

Matheron y Porchas (2007) en un estudio campo en lotes de lechuga infestados artificialmente con esclerotes de *S. sclerotiorum*, *S. minor* tratados con diferentes ingredientes activos de fungicidas, con el fin de comprobar su eficiencia de control de la

enfermedad en donde los lotes infestados con esclerotes de *S. minor* ingredientes activos como el Boscalid y Fluazinan presentaron los porcentajes más altos del control de la enfermedad de 60.5 por ciento a 55.5 por ciento respectivamente, en contraste los porcentajes más bajos de control fueron para el fludioxonil, vinclozolin y fenhexamida con porcentajes de 37.4 por ciento y 34.9 por ciento y 27.3 por ciento respectivamente. En los lotes infestados con *S. sclerotiorum*, ingredientes activos como vinclozolin, fludioxonil, fluazinan, presentaron los porcentajes más altos de control de la enfermedad con valores de 52.4 por ciento, 47.2 por ciento y 43.8 por ciento respectivamente; mientras que, el valor más bajo de control de la enfermedad fue de 13.8 por ciento para fenhexamida.

Debido al uso continuo de los químicos, se ha reportado resistencia del hongo a fungicidas específicos. Esta resistencia aparece como largos periodos y frecuencias de exposición del patógeno, como lo mencionan reportes tempranos como el realizado por Porter y Phipps (1985) quienes proveen evidencias de la resistencia de *Sclerotinia minor*, a los fungicidas cuyo ingrediente activo era Benomil, dicloran, procimidona.

2.5. CONTROL BIOLÓGICO

Muchos programas de manejo de *Sclerotinia* spp. Se han enfocado en la aplicación de agentes biocontroladores de la lechuga, frijol y canola. Los agentes ampliamente estudiados han sido hongos micoparásitos, cepas hipovirulentas de *Sclerotinia* spp., bacterias, insectos micófagos (Barding y Huang 2001).

El control y/o supresión de la enfermedad ejercida por agentes biocontroladores se ha basado en competición por fuentes de nutrientes y espacio, antibiosis, inducción de resistencia en las plantas huésped, reducción de la actividad saprofítica, reducción de la diseminación de esporas, restricción de los factores de patogenicidad del patógeno y micoparasitismo (Barding y Huang 2001). Además, enzimas degradadoras de la pared tales como quitinasas, β 1,3 glucanasas, han sido implicadas en el control de *Sclerotinia* spp. Dentro de los hongos micoparásitos de *Sclerotinia* spp., se encuentran *Coniothyrium minitans* Campbell, *Clonostachys rosea* (sin. *Glicocladium roseum*) y *Trichoderma* spp., que son capaces de parasitar y degradar esclerotes de *Sclerotinia* spp. (Bolton *et al.* 2006).

Se ha reportado que *Coniothyrium minitans* crecido en el sustrato sólido de crecimiento y aplicado al suelo controla el moho blanco que afecta a la lechuga, causado por *Sclerotinia* spp., en condiciones de invernadero (Barding y Huang 2001).

Trichoderma harzianum ha demostrado ser eficiente degradadora de esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum* en tratamientos en los que se inocularon 110 esclerotes a 2cm de profundidad en bandejas con suelo previamente esterilizado y posterior inoculación de 20 gramos de medio a base de salvado donde crecieron las especies de *Trichoderma*, al cabo de 90 días la cantidad de esclerotes degradados por *Trichoderma koningii* fue de 68; mientras que, *Trichoderma harzianum* degradó 80 por lo que la población de esclerotes bajo de 63 a 82 por ciento respectivamente (Mónaco *et al.* 1998).

A nivel comercial para el control de *Sclerotinia* spp., en campo se tienen varios productos a base de hongos antagonistas registrados por la EPA (agencia de protección ambiental de los estados unidos) como primastop y prestop, biofungicidas que tienen como principio activo a *G. catenulatum* cepa J 1446, Contans WG, cuyo principio activo es *Coniothyrium minitans*, cepa CON/M/91-08; WRC-AP-1 cuyo principio activo es *Trichoderma virens* cepa T-21,t-22 PLANTER BOX cuyo ingrediente activo es *Trichoderma harzianum* Rifai cepa T-22 (EPA 2015).

Debido a los inconvenientes, para obtener cultivares resistentes, el empleo de productos químicos y las prácticas culturales son las principales medidas adoptadas para reducir los daños causados por *Sclerotinia sclerotiorum*; sin embargo. el control del hongo por tales prácticas convencionales es difícil debido a sus características epidemiológicas, por otra parte el empleo de plaguicidas esta cuestionado en todo el mundo, por los serios perjuicios que ocasionan a la salud humana y animal y por los cambios ecológicos provocados debido al abuso de los mismos, por tales razones el control biológico viene tomando considerable atención en todo el mundo, en pruebas de laboratorio , invernáculo y campo ha sido comprobada la eficiencia de este método principalmente para hongos patógenos del suelo (Tronsmo 1996).

2.5.1. Características morfológicas de *Trichoderma*

Las colonias de aislamiento de *T. harzianum* son de color blanco y se tornan verde oscuro con abundante esporulación (Martínez *et al.* 2015). Sus conidióforos tienen forma cónica, producen abundantes conidios asexuales unicelulares de color verde o hialino, lisos o con paredes muy poco ásperas, subglobosos, cilíndricos, oblongos, con diámetro promedio de 3 a 5 micrómetros. Pueden producir clamidosporas, las cuales se caracterizan por ser estructuras de supervivencia. Sus estructuras de esporulación son los conidios, que son de 5 a 10 veces más pequeños que las clamidosporas, pues estas poseen grandes reservas de lípidos (La Universidad del Zulia 2009). Según Infante, Martínez, Gonzáles y Reyes (2009), los propágulos que produce *T. harzianum* son: hifas, clamidosporas y conidios.

2.5.2. Mecanismo de acción

T. harzianum produce compuestos antifúngicos como el aquil pirones, un metabolito volátil que fue reportado bajo condiciones in vitro. Su efecto antagónico también es atribuido a la producción de enzimas como la β 1,3 glucanasas y quitinasas extracelulares, enzimas que intervienen en la lisis de la pared de los hongos. Se ha reportado una posible asociación superficial entre *T. harzianum* y las plantas hospedantes lo que podría inducir a la planta a la producción de sustancias promotoras de crecimiento que las proteja de los ataques de los patógenos (Gutiérrez 1989).

Especies de *Trichoderma* recientemente están siendo estudiadas por tener dentro de sus mecanismos de supresión la producción de enzimas quitinolíticas, actualmente se ha reportado la purificación y caracterización de quitinasas y β 1,3 glucanasas, jugando un rol importante en el control de *Sclerotium rolfii*, *Rhizoctonia solani* y *Fusarium* spp. (Singh *et al.* 1999).

T. harzianum como hongo antagonista de muchos hongos patógenos puede realizar un control biológico sobre agentes patógenos de vegetales y dicho control se puede resumir principalmente en tres mecanismos de acción: Micoparasitismo, es un tipo de antagonismo, parasitando un amplio espectro de especies de hongos como *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Sclerotinia*, *Helminthosporium*, *Fusarium*, *Armillaria*, *Colletotrichum*, *Verticillium*, *Venturia*, *Endothia*, *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizopus*, *Diaporthe*, *Fusicladium* (Harman 2005).

Antibiosis, inhibiendo el desarrollo o muerte del patógeno por un producto metabolizado por otro, incluyendo tanto antibióticos como enzimas líticas extracelulares (Benítez *et al.* 1998).

Competencia, definida como el comportamiento desigual de dos o más organismos ante un mismo requerimiento (sustrato, nutrientes), siempre y cuando la utilización de este por uno de los organismos reduzca la cantidad o espacio disponible para los demás. Se dará competencia por sustrato o espacio, dependiendo si el mismo está libre de patógenos (sustrato estéril) o si existe un microbiota natural. En el primer caso la velocidad de crecimiento de *Trichoderma* está determinada por la aplicación uniforme en todo el sustrato; en el segundo caso, la velocidad de crecimiento está determinada por el biocontrol del patógeno y colonización del sustrato. Además, *Trichoderma* compite por nutrientes como nitrógeno, carbohidratos no estructurales (almidón, celulosa, quitina, laminarina, y pectinas, entre otros) y microelementos. En temas prácticos, la competencia por nutrientes no tiene mayor importancia ya que, cuando se emplea fertilización completa o se tiene suelos con alto contenido de materia orgánica, este tipo de antagonismo es poco eficaz (Infante *et al.* 2009).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

La presente investigación se realizó en las instalaciones del laboratorio e invernadero del departamento de fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, ubicada en el distrito de la Molina, provincia y departamento de Lima, situada a 12° 05 06 S de latitud, 76° 57 07 W.G de longitud y de 243.7 msnm y tuvo dos fases de elaboración:

- La primera fase, fue el control de esclerotes en invernadero, frente a un suelo con aplicación de productos químicos, biológicos y con organismo macrobiótico, posterior recolección de esclerotes y siembra en laboratorio para determinar su viabilidad.
- La segunda fase, fue el control *Sclerotinia sclerotiorum* causante de la enfermedad a nivel de plántulas frente a un suelo con aplicación de productos químicos, biológicos y con organismo macrobiótico.

3.2. INCREMENTO DE INÓCULO

Un cultivo puro del hongo *Sclerotinia sclerotiorum*, aislado de alcachofa, fue proporcionado por la clínica de diagnóstico de la Universidad Nacional Agraria la Molina y luego fue sembrado en tubos de ensayo conteniendo medio papa, dextrosa, agar y oxitetraciclina (PDAO), una vez que el patógeno estuvo bien desarrollado los tubos de ensayo fueron guardados en refrigeración hasta ser utilizados.

3.3. FASE INVERNADERO ESCLEROTES EN EL SUELO

3.3.1. Incremento de esclerotes

Para el incremento de esclerotes del patógeno, se usó granos de cebada esterilizados; para ello, los granos de cebada limpios y con cáscara fueron sometidos a cocción durante 60 minutos, se drenó el agua y se dejó secar al ambiente por espacio de 1 hora, luego los granos

fueron puestos en Erlenmeyer de 1.0 L, 0.5 L, llenándolos a la mitad de su capacidad para ser esterilizados en la autoclave por espacio de 30 minutos a 15 libras de presión. Una vez que los granos enfriaron se colocó el micelio del patógeno contenido en 10 discos de 5 mm, luego se llevó a incubación a 20 °C, durante 8 a 10 semanas hasta observar la formación de esclerotes; posteriormente, se colectaron (cosecharon) los esclerotes y fueron conservados en tubos de ensayo.

Antes de la utilización de los esclerotes en los ensayos, se realizó una prueba de viabilidad; para ello, al azar se escogió los esclerotes y fueron sembrados en medio PDAO.

3.3.2. Control químico de esclerotes en el suelo

Se utilizó tierra de chacra y arena estéril mezclado en proporción de 2:1 distribuidos en bandejas de polietileno de (32 x 21 y 5cm) en el cual se incorporó 25 esclerotes del patógeno enterrados a 1cm de profundidad del suelo, distribuidos de manera ordenada y a las 48 horas se realizó la aspersión del fungicida de principio activo Boscalid a diferentes dosis según cada tratamiento, se utilizó un total de 5 tratamientos con 4 repeticiones cada una. A los 50 días se realizó la recolección de los esclerotes para determinar su viabilidad en el laboratorio.

La evaluación consistió en la recolección de esclerotes, lavado y desinfección con lejía al 5 por ciento durante 3 minutos y tres enjuagues consecutivos usando agua destilada estéril, después dentro de una cámara de siembra los esclerotes para su secado fueron colocados sobre papel toalla estéril, luego se efectuó la siembra de 25 esclerotes por placa ubicados ordenadamente en forma circular, en superficie de medio papa, dextrosa, agar y oxitetraciclina (PDAO).

Se evaluó diariamente por espacio de 4 días y se determinó la viabilidad de los esclerotes observando si había crecimiento de micelio o no, las placas testigos sirvieron de referencial, los resultados de germinación de esclerotes fueron expresados en porcentajes. Los tratamientos se presentan en la Tabla 3.

Tabla 3: Tratamientos de control químico de esclerotes

Tratamientos	Dosis g/l de Boscalid	Número de esclerotes	Repeticiones	Total, de esclerotes/tratamiento
T1	Testigo	25	4	100
T2	1.25	25	4	100
T3	2.5	25	4	100
T4	3.75	25	4	100
T5	5.0	25	4	100

Nota: Elaboración propia.

3.3.3. Control biológico de esclerotes en el suelo

Se utilizó tierra de chacra y arena estéril mezclado en proporción 2:1, contenidos en bandejas de polietileno (32 x 21 x 5cm) y se aplicó el controlador biológico *Trichoderma harzianum*, asperjando el producto a diferentes dosis de acuerdo con cada tratamiento y posteriormente a las 48 horas se colocó 25 esclerotes del patógeno, enterrándolas a 1cm de profundidad del suelo, distribuidos de manera ordenada.

Se tuvo un total de 6 tratamientos, con 4 repeticiones cada uno y después de 30 días se colectaron los esclerotes, para determinar la viabilidad se siguió el mismo procedimiento antes mencionado en el paso 3.3.2. Los tratamientos se encuentran en la Tabla 4.

Tabla 4: Tratamientos de control biológico de esclerotes en el suelo

Tratamientos	Dosis g/l <i>T. harzianum</i>	Número esclerotes	Repeticiones	Total, de esclerotes/tratamiento
T1	Testigo	25	4	100
T2	1.5	25	4	100
T3	2.0	25	4	100
T4	2.5	25	4	100
T5	3.0	25	4	100
T6	3.5	25	4	100

Nota: Elaboración propia.

3.3.4. Control macrobiótico de esclerotes en el suelo

En bandejas de polietileno de (32 x 21 x 5cm), conteniendo compost, se colocaron cuidadosamente un número determinado de lombrices, de acuerdo con cada tratamiento, a las 48 horas se colocó 25 esclerotes viables de *Sclerotinia sclerotiorum* obtenidas del incremento de inóculo, enterrándolas a 1cm de profundidad del suelo. Se tuvo un total de 6

tratamientos con 4 repeticiones y después de 50 días, los esclerotes fueron colectados para determinar su viabilidad en el laboratorio mediante conteo visual y los resultados fueron expresados en porcentajes. Los tratamientos se encuentran detallados en la Tabla 5.

Tabla 5: Tratamientos de control macrobiótico de esclerotes en el suelo

Tratamientos	Número de lombrices/ bandeja	Número de esclerotes	Repeticiones	Total, de esclerotes/ tratamiento
T1	Testigo	25	4	100
T2	10	25	4	100
T3	20	25	4	100
T4	30	25	4	100
T5	40	25	4	100
T6	50	25	4	100

Nota: Elaboración propia.

3.3.5. Diseño experimental

El diseño estadístico empleado para el control de esclerotes en el suelo (en bandejas) fue una prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, prueba similar a un DCA; con cuatro repeticiones. Donde las n_1, n_2, \dots, n_k observaciones de los k grupos se combinan en una sola serie de tamaño n y se disponen orden de magnitud desde la más pequeña.

Procedimiento para el desarrollo de la prueba de Kruskal Wallis

- Las n_1, n_2, \dots, n_k observaciones de los k grupos se combinan en una sola serie de tamaño n y se disponen en orden de magnitud donde la más pequeña hasta la más grande. Cuando dos o más observaciones tienen el mismo valor, a cada una de ellas se le asigna la media de los rangos con los cuales está relacionado.
- Los rangos asignados a las observaciones en cada uno de los k grupos se suman por separado para dar k sumas de rangos.

$$R_i = \sum_{j=1}^{n_i} R(X_{ij})$$

- Aplicar la siguiente prueba estadística:

$$H = \frac{1}{S^2} \left[\sum_{i=1}^k \frac{R_i^2}{n_i} - \frac{n(n+1)^2}{4} \right] \sim \chi^2_{(k-1)}$$

Donde:

$$S^2 = \frac{1}{n-1} \left[\sum_{i=1}^k \sum_{j=1}^{n_i} R^2(X_{ij}) - \frac{n(n+1)^2}{4} \right]$$

Si no hay empates S^2 se simplifica a $\frac{n(n+1)^2}{4}$, entonces H se simplifica a:

$$H = \left\{ \left[\frac{12}{n(n+1)} \right] \left[\sum_{i=1}^k \frac{R_i^2}{n_i} \right] \right\} - 3(n-1) \sim \chi_{(k-1)}^2$$

Donde:

n : Tamaño total de la muestra ($n = \sum_{i=1}^k n_i$)

R_j : Suma de los rangos de la j -ésima muestra o grupo de tratamiento

n_j : Número de observaciones de la j -ésima muestra

k : Número de tratamientos o grupos.

Criterio de decisión

El valor crítico o valor tabular se define como $X_{tab}^2 = X_{(1-\alpha, k-1)}^2$. Se rechaza H_0

d. Comparaciones múltiples

Si la hipótesis nula es rechazada, se puede usar el siguiente procedimiento para determinar cuál de los pares de tratamientos tienden a ser diferentes. Así, para ver si existe diferencia entre los tratamientos i y j a un nivel de significación α se compara:

$$\left| \frac{R_i}{n_i} - \frac{R_j}{n_j} \right|$$

$$\text{Con } ALS(K - W) = t_{(1-\frac{\alpha}{2}, n-k)} \sqrt{\frac{S^2(n-1-H)}{n-k} \left(\frac{1}{n_i} + \frac{1}{n_j} \right)}$$

$$\text{Así si, } \left| \frac{R_i}{n_i} - \frac{R_j}{n_j} \right| > t_{(1-\frac{\alpha}{2}, n-k)} \sqrt{\frac{S^2(n-1-H)}{n-k} \left(\frac{1}{n_i} + \frac{1}{n_j} \right)}$$

Existe diferencia entre los tratamientos i y j a un nivel de significación α

3.4. FASE INVERNADERO A NIVEL DE PLÁNTULAS

3.4.1. Material vegetal

Se utilizó semillas de alcachofa de la variedad Green globe. Para la obtención de plántulas, las semillas fueron sembradas en bandejas almacigueras conteniendo sustrato esterilizado constituido por musgo picado y fibra de coco, en proporción de 1:1.

A los 30 días después de la siembra, se realizó el trasplante utilizando bolsas negras de polietileno de 3 kg de capacidad conteniendo sustrato estéril constituido por tierra de chacra y arena en proporción de 2:1.

3.4.2. Control químico a nivel de plántulas

En bolsas de polietileno de 3 kg de capacidad se colocó sustrato estéril a base de tierra de chacra y arena en proporción 2:1, se procedió a trasplantar una plántula por bolsa; posteriormente, se realizó la inoculación del patógeno utilizando 10 esclerotes los que fueron enterrados alrededor de cuello de planta a 1cm de profundidad del suelo, ubicados de manera ordenada. Transcurrida 48 horas se aplicó el fungicida de principio activo Boscalid (de nombre comercial Cantus), a diferentes dosis de acuerdo con cada tratamiento; se tuvo 5 tratamientos con 5 repeticiones.

Los riegos fueron realizados diariamente con la finalidad de proporcionar las condiciones ideales para el patógeno. La evaluación consistió en anotar la incidencia de la enfermedad (Anexo 7).

Los tratamientos se muestran en la Tabla 6.

Tabla 6: Tratamientos de control químico a nivel de plántulas

Tratamientos	Dosis g/l Boscalid	Número de esclerotes	repeticiones	Total de esclerotes
T1	Testigo	10	5	50
T2	1.25	10	5	50
T3	2.50	10	5	50
T4	3.75	10	5	50
T5	5.00	10	5	50

Nota: Elaboración propia.

3.4.3. Control biológico a nivel de plántulas

A las plántulas contenidas en bolsas de polietileno de 3kg de capacidad conteniendo sustrato a base de tierra de chacra y arena estéril , se le asperjó a nivel foliar y al suelo, una suspensión en agua de *Trichoderma harzianum* (cepa DSM 14944 de nombre comercial Agroguard WG), fue preparado a diferentes dosis de acuerdo con cada tratamiento, se tuvo 6 tratamientos con 5 repeticiones; posteriormente a las 48 horas, se colocó 10 esclerotes los

que fueron enterrados a 1cm de profundidad alrededor del cuello de planta. La evaluación consistió en anotar la incidencia de la enfermedad (Anexo 8).

Los tratamientos se muestran en la Tabla 7.

Tabla 7: Tratamientos de control biológico a nivel de plántulas

Tratamientos	Dosis g/l <i>T. harzianum</i>	Número de esclerotes	Repeticiones	Total, de esclerotes
T1	Testigo	10	5	50
T2	1.5	10	5	50
T3	2.0	10	5	50
T4	2.5	10	5	50
T5	3.0	10	5	50
T6	3.5	10	5	50

Nota: Elaboración propia.

3.4.4. Control con organismo macrobiótico a nivel de plántulas

Por bolsa de polietileno de 3kg de capacidad conteniendo sustrato estéril a base de tierra de chacra y arena, se tuvo una plántula de alcachofa y se colocaron un número de lombrices, de acuerdo con cada tratamiento, se tuvo un total 6 tratamientos con 5 repeticiones; posteriormente, a las 48 horas se colocó 10 esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum* enterrados a 1cm de profundidad y alrededor del cuello de planta.

Los riegos fueron realizados diariamente con la finalidad de proporcionarle las condiciones ideales al patógeno. La evaluación consistió en anotar la incidencia de la enfermedad (Anexo 9). Los tratamientos se muestran en la Tabla 8.

Tabla 8: Tratamientos de control macrobiótico a nivel de plántulas

Tratamientos	Número de lombrices/ bandeja	Número de esclerotes	Repeticiones	Total, de esclerotes
T1	Testigo	10	5	50
T2	10	10	5	50
T3	20	10	5	50
T4	30	10	5	50
T5	40	10	5	50
T6	50	10	5	50

3.4.5. Variables biométricas evaluadas en plántulas

Conforme se presentaba la incidencia de plantas infectadas, las variables biométricas evaluadas fueron:

a. Altura de planta

Para evaluar esta variable en cada una de las plantas evaluadas, con una cinta métrica se tomó la medida de longitud del tallo principal, desde el cuello de planta hasta el ápice de la hoja terminal, los datos fueron expresados en centímetros.

b. Longitud de raíces

Para evaluar esta variable se procedió a medir el sistema radicular con ayuda de una regla milimétrica desde la base del cuello de planta hasta la punta del sistema radicular, en cada una de las plantas evaluadas, los resultados fueron expresados en centímetros.

c. Peso fresco

Para evaluar esta variable se procedió a pesar las plantas con ayuda de una balanza, los datos fueron expresados en gramos.

d. Peso seco

Para la obtención de esta variable se colocó cada planta en una bolsa de papel y fueron llevadas a la estufa para ser secadas a una temperatura de 40°C por espacio de 4 días. La obtención del peso seco se realizó con ayuda de una balanza, expresando los resultados en gramos.

e. Incidencia de la enfermedad

Los síntomas de la enfermedad se observaron 10 días después de la inoculación con esclerotes de *Sclerotinia Sclerotiorum*, presentando pudrición acuosa a nivel basal, decaimiento general de hojas, Esta variable fue evaluada contando el número de plantas infectadas en relación con el número total de estas, los resultados fueron expresados en porcentajes.

3.4.6. Diseño experimental

El diseño estadístico empleado para el control de la enfermedad a nivel de plántulas fue el diseño completamente al azar (DCA) con 5 repeticiones, donde los tratamientos fueron distribuidos al azar en las unidades experimentales, diseño para los trabajos de laboratorio e invernadero en el estudio de diferentes dosis de los productos. Las diferencias entre los promedios se evaluaron a través de la prueba de Duncan al 0.05 de probabilidad.

Modelo Aditivo Lineal

El modelo aditivo lineal para un Diseño Completamente al Azar es el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij} \quad i = 1, 2, \dots, t \quad j = 1, 2, \dots, n_i$$

Donde:

Y_{ij} : Es el valor observado en el i-ésimo tratamiento y la j-ésima repetición.

μ : Es el efecto de la media general

τ_i : Es el efecto del i-ésimo tratamiento

ε_{ij} : Es el efecto del error experimental en el i-ésimo tratamiento y la j-ésima repetición

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CONTROL QUÍMICO DE ESCLEROTES

Se realizaron 4 evaluaciones del control químico de la viabilidad de los esclerotes. En la Tabla 9, se observa que en las evaluaciones realizadas el primer y el segundo día no hay diferencias significativas entre los tratamientos. Caso contrario ocurre en el tercer y cuarto día de evaluación, donde si se muestran diferencias significativas.

Tabla 9: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación

Evaluaciones	Chi cuadrado	GL	X ² 0.05	X ² 0.01	
1er día	0.000	4	9.488	13.277	NS
2do día	4.000	4	9.488	13.277	NS
3er día	10.569	4	9.488	13.277	*
4to día	15.427	4	9.488	13.277	**
Total	16.535	4	9.488	13.277	**

* = significativo; ** = altamente significativo NS = no significativo.

En la Tabla 10, se observa las diferencias entre los tratamientos para los 4 días de evaluación. En las evaluaciones del primer y segundo día, no se hallaron diferencias significativas entre los tratamientos. En el tercer día de evaluación se puede apreciar diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo, pero no existen diferencias significativas entre tratamientos sino hasta la cuarta evaluación, en donde se evidencia que las mayores dosis de Boscalid (750 y 1000 g/ha) presentan diferencias significativas respecto a las menores dosis (250 y 500 g/ha) y al testigo.

Según lo descrito anteriormente, los mejores tratamientos para el control químico de los esclerotes de *Sclerotinia sclerotiorum* en el suelo son los tratamientos T4 con 750g/ha y el T5 con 1000g/ha los cuales presentaron 0 por ciento de germinación de esclerotes; esto indicaría la eficacia del producto a dichas dosis. Los tratamientos T2 con 250g/ha y tratamiento T3 con 500g/ha estadísticamente son iguales, presentaron un 6 por ciento de

germinación resultando no ser eficaces en el control de los esclerotes del suelo, probablemente debido a la menor cantidad o dosis de producto usado en dichos tratamientos.

El ingrediente activo Boscalid pertenece al grupo 7 del Comité de Acción de resistencia a fungicidas (FRAC); interrumpe la respiración del patógeno actuando en el complejo II de la cadena de transporte de electrones, bloqueando la enzima succinato deshidrogenasa (SDHI), enzima responsable de producir energía. Debido al modo de acción específico del sitio, implica un alto riesgo de desarrollo de resistencia y es considerado por el FRAC como un fungicida de riesgo medio alto para el desarrollo de resistencia, esto por la adaptación genética del hongo, por mutaciones simples de los genes del patógeno que, posteriormente, anulan la unión del ingrediente activo al enzima objetivo o aumento de la frecuencia de las subpoblaciones que tienen menor sensibilidad de forma natural (Sánchez, 2007). Como resultado de las mutaciones, Boscalid se vuelve ineficaz para el control de *Sclerotinia sclerotiorum* (Washington State University 2021 y FRAC 2022). Los datos originales se presentan en el Anexo 1.

Tabla 10: Comparación de tratamientos para cuatro fechas de evaluación

Tratamientos									
08/10/2009		09/10/2009		10/10/2009		11/10/2009		Total	
T1	a	T3	a	T1	a	T1	A	T1	a
T2	a	T2	a	T3	b	T3	b	T2	b
T3	a	T1	a	T2	b	T2	b	T3	b
T4	a	T4	a	T4	b	T4	c	T4	c
T5	a	T5	a	T5	b	T5	c	T5	c

* T1= testigo; T2= 1.25g/l ; T3= 2.5g/l; T4=3.75g/l; T5= 5g/l

4.2. CONTROL BIOLÓGICO DE ESCLEROTES

En la prueba de viabilidad de los esclerotes se realizaron 4 evaluaciones del control biológico. Con respecto a la germinación de esclerotes, el tratamiento T5 cumplió el mejor control por tener menor porcentaje con 21 por ciento, el cual no se diferencia estadísticamente del tratamiento T6 (700 g/ha), con 29 por ciento que a la vez es estadísticamente similar al tratamiento T4, seguidos de el tratamiento T3 (400 g/ha) con 41 por ciento y el T2 (300 g/ha) con 50 por ciento de esclerotes germinados.

En la Tabla 11 se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos en los distintos días de evaluación. En la Tabla 12, en los 4 días evaluados no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos.

Tabla 11: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación

Evaluaciones	Chi cuadrado	GL	0.05	0.01
1er día	0.000	5	11.070	15.086 NS
2do día	4.209	5	11.070	15.086 NS
3er día	5.588	5	11.070	15.086 NS
4to día	5.992	5	11.070	15.086 NS
Total	15.116	5	11.070	15.086 **

* = significativo; NS = no significativo

Tabla 12: Comparación de tratamientos, en la prueba para el control biológico, en las cuatro fechas de evaluación

		Tratamientos				
		08/10/2009	09/10/2009	10/10/2009	11/10/2009	Total
T1	a	T2	a	T1	a	T1 a
T2	a	T4	a	T2	a	T2 a b
T3	a	T5	a	T4	a	T3 b c
T4	a	T1	a	T6	a	T4 b c d
T5	a	T3	a	T3	a	T6 c d
T6	a	T6	a	T5	a	T5 d

T1= testigo; T2= 1.5g/l; T3= 2g/l; T4= 2.5g/l; T5= 3g/l; T6=3.5g/l

Los 3 principales modos de acción de *Trichoderma* spp. se da por micoparasitismo, competencia y antibiosis. La penetración de *Trichoderma* dentro del micelio del hospedante no siempre ocurre, pero las hifas susceptibles se vuelven vacuoladas, colapsan y finalmente se desintegran. Además, produce compuestos antifúngicos como el alquil pirones, un metabolito volátil que fue reportado bajo condiciones in vitro. Su efecto antagónico también es atribuido a la producción de enzimas como la β -(1,3) glucanasa y quitinasas extracelulares, enzimas que intervienen en la lisis de la pared de los hongos. Adams (1989) evaluó el comportamiento de *Trichoderma* sp. en el cual encontró características de micoparasitismo pasivo y, por lo tanto, debe de ser añadido al suelo para que se adapte a las condiciones de este y pueda así comportarse como un micoparásito agresivo (Howell 2003; Harman 2000). Las enzimas producidas por *Trichoderma* degradan la pared celular después

de que las hifas se enrollen y penetran más en las células de las hifas del patógeno (Juliatti *et al.* 2019).

Según un estudio realizado por Mónaco *et al.* (1998), luego del tratamiento de esclerocios con *Trichoderma koningii*, *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma roseum*, al cabo del primer mes se determinó que la reducción fue evidente en la capacidad de los esclerocios para germinar y al cabo de 70 días, una proporción aún mayor en *T. harzianum*. Otro estudio realizado por Juliatti *et al.* (2019) mostró que al cabo de 15 días se evaluó la germinación de esclerocios luego de haber sido tratados con *Trichoderma* en donde se redujo hasta en un 90 por ciento la viabilidad de los esclerotes, en el primer año de tratamiento.

Tarazona (2009) menciona que, si bien hay un control sobre los esclerotes del patógenos, no ejerce un control significativo sobre el micelio. Además, es probable que las condiciones del experimento no fueran favorables para el óptimo desarrollo y germinación de las conidias de *Trichoderma*, las cuales requieren de una hidratación previa de las esporas contenidas en el producto utilizado. Por otro lado, la primera evaluación se realizó a los 30 días y, según un experimento realizado, el índice y porcentaje de colonización de *Trichoderma* a los 30 días fue bajo, notándose un mayor incremento a los 60 días. Además, en dicho experimento, se realizó dos aplicaciones, a diferencia del presente estudio.

Los datos originales se presentan en el Anexo 2.

4.3. CONTROL MACROBIÓTICO DE ESCLEROTES

Se realizaron 4 evaluaciones del control macrobiótico en la viabilidad de los esclerotes. En la Tabla 13 se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos en los días evaluados. En la Tabla 14 se observa que, en la primera, tercera y cuarta evaluación, no existen diferencias significativas; pero en la segunda evaluación, los mejores tratamientos fueron el T5 (40 lombrices) con 46 por ciento de porcentaje de germinación de esclerotes y T6 (50 lombrices) con 44 por ciento de porcentaje de germinación de esclerotes. Dichos tratamientos presentan diferencias significativas frente a los tratamientos T2 (10 lombrices), T3 (20 lombrices) y T4 (30 lombrices) con 71 por ciento, 56 por ciento y 58 por ciento porcentajes de germinación respectivamente.

Tabla 13: Análisis de Kruskal Wallis para cuatro fechas de evaluación

Evaluaciones	Chi cuadrado	GL	0.05	0.01	
1er día	0.000	5	11.070	15.086	NS
2do día	9.123	5	11.070	15.086	NS
3er día	3.965	5	11.070	15.086	NS
4to día	5.640	5	11.070	15.086	NS
Total	14.191	5	11.070	15.086	*

* = significativo; NS = no significativo

Tabla 14: Comparación, en el control macrobiótico de esclerotes, de tratamientos para cuatro fechas de evaluación

		Tratamientos					
		08/10/2009	09/10/2009	10/10/2009	11/10/2009	Total	
T1	a	T3	a	T1	a	T1	a
T2	a	T1	ab	T2	a	T2	a b
T3	a	T4	abc	T5	a	T1	a
T4	a	T2	abc	T3	a	T6	a
T5	a	T6	bc	T4	a	T3	a
T6	a	T5	c	T6	a	T5	a
						T4	b c
						T3	b c
						T5	c
						T6	c

T1=testigo; T2= 10 lombrices; T3= 20 lombrices; T4= 30 lombrices; T5= 40 lombrices; T6= 50 lombrices

Varias investigaciones indican la acción de las lombrices para el control de enfermedades fúngicas en hortalizas, frutales, cereales, etc.; sobre todo para hongos que habitan en el suelo y atacan a la raíz o que sobreviven saprofitica mente en el rastrojo, desde donde esporulan en infectan a nivel foliar o de inflorescencia. Además, se ha observado que las lombrices pueden reducir el daño sin necesariamente reducir la población de parásitos, actuando a nivel de resistencia de la planta frente al patógeno.

Alguno estudios muestran efectos no significativos de la acción de las lombrices sobre la sanidad vegetal, para lo cual existen diversas hipótesis como por ejemplo la baja densidad utilizada de lombrices, especies de plantas diferentes a las ya reportadas, la acción del patógeno a un nivel diferente al del suelo, ya sea foliar u otro, especies diferentes de lombrices lo cual incluye que tengan diferente ecología y ámbito de acción, las condiciones ambientales que pueden cambiar el comportamiento de la misma especie (Ilieva Makulec y Makulec 2007; Wurst 2008; Ayuke *et al.* 2017; Poveda 2005; Wurst 2010, citados por

Escudero 2018). Algunos investigadores sugieren que la actividad de las lombrices tiende a aumentar el pH en un suelo a través de las secreciones de las glándulas calcíferas, secreciones intestinales y excreción de amonio. Se alimentan de microorganismos que se desarrollan en el suelo, en la rizosfera o en restos vegetales en descomposición. Para su nutrición dependen de un rango de microorganismos en el cual priman los hongos y en segundo lugar vendrían los protozoarios; mientras que, las bacterias y actinobacterias tendrían una menor importancia en la dieta (Edwards y Bohlen 1996; Edwards y Fletcher 1988).

En un estudio se observó la reducción en la tasa de infección a la planta pero no en la población de nemátodos, lo que sugiere que la presencia de las lombrices afecta a la planta más que al patógeno, y apunta a la existencia de otros mecanismos indirectos como una mayor disponibilidad de nutrientes, la estimulación de microorganismos beneficiosos y a cambios microbianos en rizosfera que podrían fácilmente estar implicados también en la supresión de nematodos parásitos de plantas (Domínguez *et al.* 2010).

En el experimento, se obtuvo diferencias significativas con las dosis de máxima densidad, pero sólo para el segundo día de evaluación. Según lo mencionado Edwards y Bohlen (1996), uno de los factores que condicionan la actividad de las lombrices es la humedad del suelo; a falta de esta, las lombrices se trasladarán a zonas más profundas o frenarán su actividad, entrando en diapausa, enrollándose sobre sí mismas para asegurar la conservación de su humedad corporal. Es posible que, en el experimento, la humedad del suelo no haya sido adecuada.

Edwards y Fletcher (1988) mencionan que las lombrices se alimentan de microorganismos que se desarrollan en el suelo, en la rizosfera o en restos vegetales en descomposición; siendo los hongos, dentro de su dieta, los principales. Esta característica, pudo afectar en la actividad de las lombrices. Además, según lo mencionado por Edwards y Bohlen (1996), las lombrices tienen una preferencia por el pH relativamente neutro a levemente ácido en el sustrato, aunque existen algunas especies que tienen preferencia por pH menores a 5. Con respecto al experimento, el pH del suelo no fue medido, por tanto, no se sabe con certeza si fue pudo influenciar en la actividad de las lombrices. Finalmente, según estudios realizados por Bouché (1977), es recomendable ser más específico en el uso de lombrices según su grupo ecológico en cual está determinado por su hábito de vida y estrategia de alimentación; estos

grupos son: epigeas, anécicas y endógeas. Con respecto a las epígeas, estas habitan en la superficie y se alimentan participando del proceso de descomposición de restos vegetales; con respecto a las anécicas, estas generan galerías verticales ascendiendo a la superficie a buscar alimento; y las endógenas, que se mantienen sin subir a la superficie en el horizonte superior del suelo generando galerías más irregulares que las anécicas, asociadas a la rizosfera donde se encuentra una diversidad de microorganismos de los cuales se pueden alimentar (Anexo 3).

4.4. CONTROL QUÍMICO A NIVEL DE PLÁNTULAS

a. Altura de planta

En la Tabla 15 se muestra el análisis de variancia, donde se observa que no existen diferencias significativas entre los tratamientos. Al realizar la comparación de medias al 0.05 de significancia, mediante la prueba de Duncan, observamos que todos los tratamientos son iguales estadísticamente, pero considerando el promedio ocupa el primer lugar el tratamiento 5 (Boscalid a 5g/l) (Tabla 16 y Figura 1). Con respecto a esta variable, si bien no se cuenta con diferencias significativas, el tratamiento 5 (Boscalid a 5g/l) difiere en 2cm aproximadamente con el tratamiento 1 (Testigo), en promedio. Esto, sumado a la información obtenida sobre el control de esclerotes luego de la aplicación de Boscalid, en la primera fase del experimento, sugiere que las plantas tuvieron mejores condiciones para su crecimiento (Anexo 4).

Tabla 15: Análisis de variancia para altura de planta (cm) en el control químico usando fungicida Boscalid

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	4	13.3784	3.3446	0.38	2.87	4.43
Error	20	176.98	8.849			
Total	24	190.358				
CV (porcentaje)			10.326			
Promedio			28.808			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 16: Promedios para altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control usando fungicida Boscalid

Tratamientos	Promedio	
T5 (5g/l)	30.10	a
T3 (2.5g/l)	29.06	a
T4 (3.75g/l)	28.60	a
T2 (1.25g/l)	28.20	a
T1 (Testigo)	28.08	a

Nota: Elaboración propia.

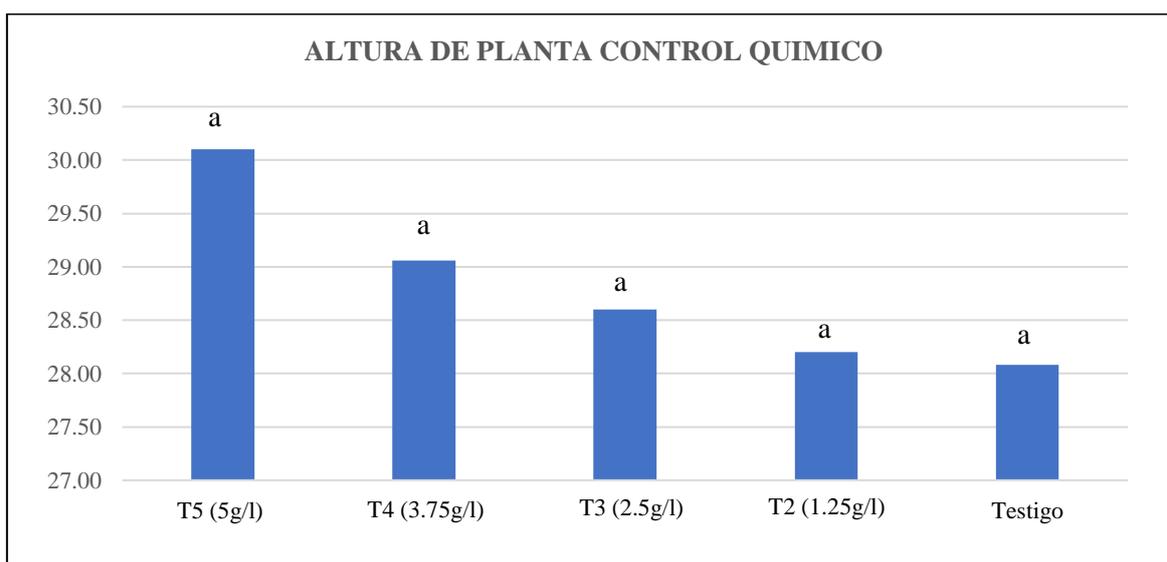


Figura 1: Comparación de tratamientos en el control químico variable altura de planta

b. Longitud de raíz

En la Tabla 17 se muestra el análisis de variancia, donde se observa que existen diferencias significativas entre los tratamientos. Al realizar la comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad (Tabla 18), se observan diferencias significativas entre el T5 (Boscalid 5g/l) y el T1 (testigo). El tratamiento 5 ocupó el primer lugar con respecto a la longitud de raíz y difiere significativamente del testigo, pero no de los demás tratamientos (Figura 2); esto evidencia que a dicha dosis el producto Boscalid tiene una acción de control contra *Sclerotinia sclerotiorum*. Esto, sumado a la información obtenida sobre el control de esclerotes luego de la aplicación de Boscalid, en la primera fase del experimento, sugiere que las plantas tuvieron mejores condiciones para su crecimiento. Además, se puede corroborar con los resultados obtenidos respecto a la altura de planta. Según Ruiz (2000); Sellés *et al.* (2003) y

Ruiz *et al.* (2007) citados por Callejas *et al.* (2011), mencionan que el crecimiento de la raíz está vinculada al crecimiento de la parte aérea, por tanto, esto estaría corroborado con los resultados obtenidos en la variable biométrica de altura de planta (Anexo 4).

Tabla 17: Análisis de variancia para longitud de raíz (cm) en el Control usando fungicida Boscalid

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	4	106.038	26.5096	1.62	2.87	4.43
Error	20	326.992	16.3496			
Total	24	433.03				
CV (porcentaje)			12.990			
Promedio			31.128			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 18: Promedios para Longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Químico

Tratamientos	Promedio	
T5 (5g/l)	34.64	a
T4 (3.75g/l)	32.00	a b
T3 (2.5g/l)	30.20	a b
T2 (1.25g/l)	30.20	a b
T1 (Testigo)	28.60	b

Nota: Elaboración propia.

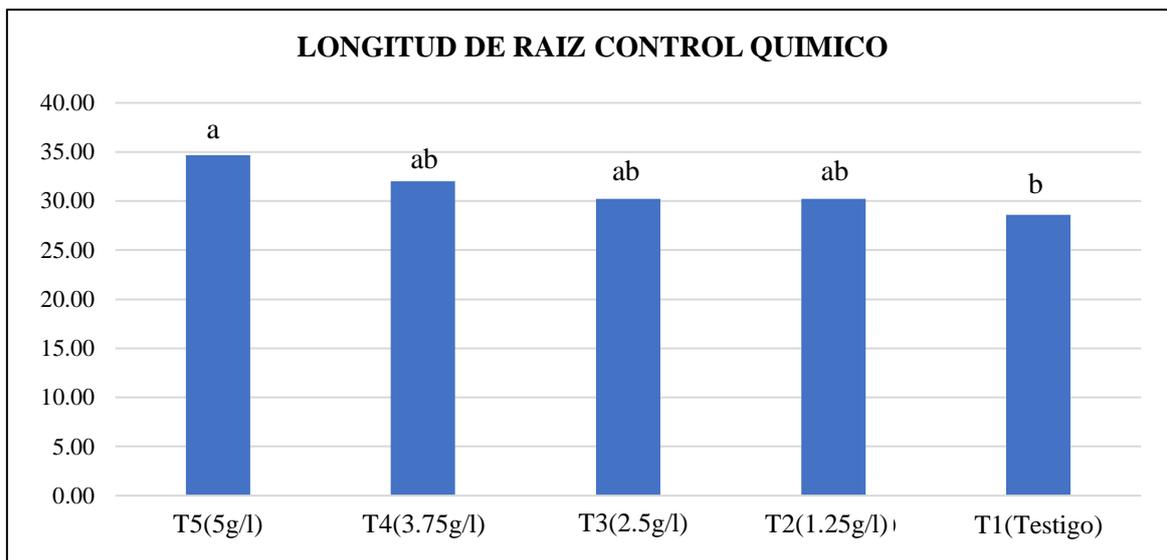


Figura 2: Comparación de tratamientos en el control químico variable longitud de raíz

c. Peso fresco

En la variable biométrica de peso fresco como se indica en la Tabla 19, 20 y Figura 3, no se evidencian diferencias entre los tratamientos incluyendo al T1(testigo), aunque el mejor promedio lo tuvo el tratamiento 5 con 21.16 g. La aplicación química de Boscalid no tuvo un efecto en el mejor desarrollo de plántulas (Anexo 4).

Tabla 19: Análisis de Variancia para Peso fresco (g) en el Control usando fungicida Boscalid

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	4	1,58826266	0,39706566	0.95	2.87	4.43
Error	20	8,38054877	0,41902744			
Total	24	9,96881143				
CV (porcentaje)			15.08373			
Promedio			18.816			

Nota: Elaboración propia

Tabla 20: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control usando fungicida Boscalid

Tratamientos	Promedio	
T5(5g/l)	21.16	a
T2(1.25g/l)	20.30	a
T4(3.75g/l)	19.80	a
T3(2.5g/l)	16.60	a
T1(Testigo)	16.22	a

Nota: Elaboración propia.

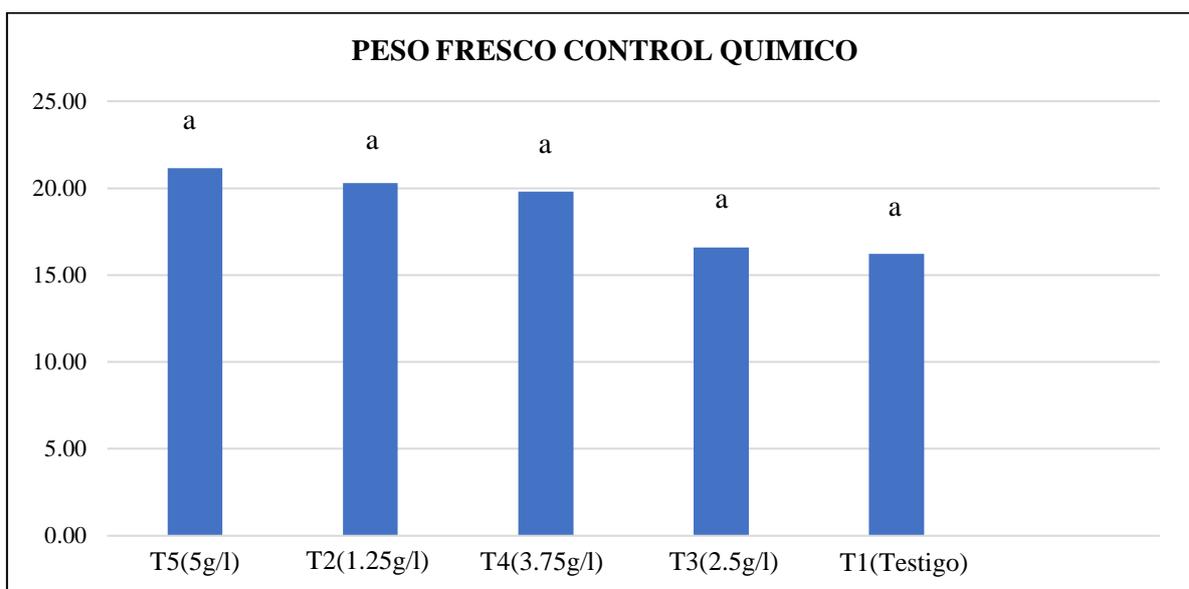


Figura 3: Comparación de tratamientos en el control químico variable peso fresco

d. Peso seco

En la Tabla 21 del análisis de variancia no se observan diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos en su fuente de variación. Al realizar la comparación de promedios Tabla 22, observamos que el tratamiento 5 ocupó el primer lugar, pero es similar estadísticamente a todos los demás tratamientos (Figura 4). Esta variable se encuentra relacionada a la altura de planta y longitud de raíces los cuales fueron mayores en promedio en el tratamiento 5; esto se expresará en el peso fresco (Anexo 4).

Tabla 21: Análisis de variancia para peso seco (g) en el Control usando fungicida Boscalid

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	4	0,07359369	0,01839842	0.55	2.87	4.43
Error	20	0,66430376	0,03321519			
Total	24	0,73789745				
CV (porcentaje)			10,15250			
Promedio			3.252			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 22: Promedios para peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control usando fungicida Boscalid

Tratamientos	Promedio	
T5 (5g/l)	3.42	a
T4 (3.75g/l)	3.40	a
T2 (1.25g/l)	3.40	a
T3(2.5g/l)	3.04	a
T1 (Testigo)	3.00	a

Nota: Elaboración propia.

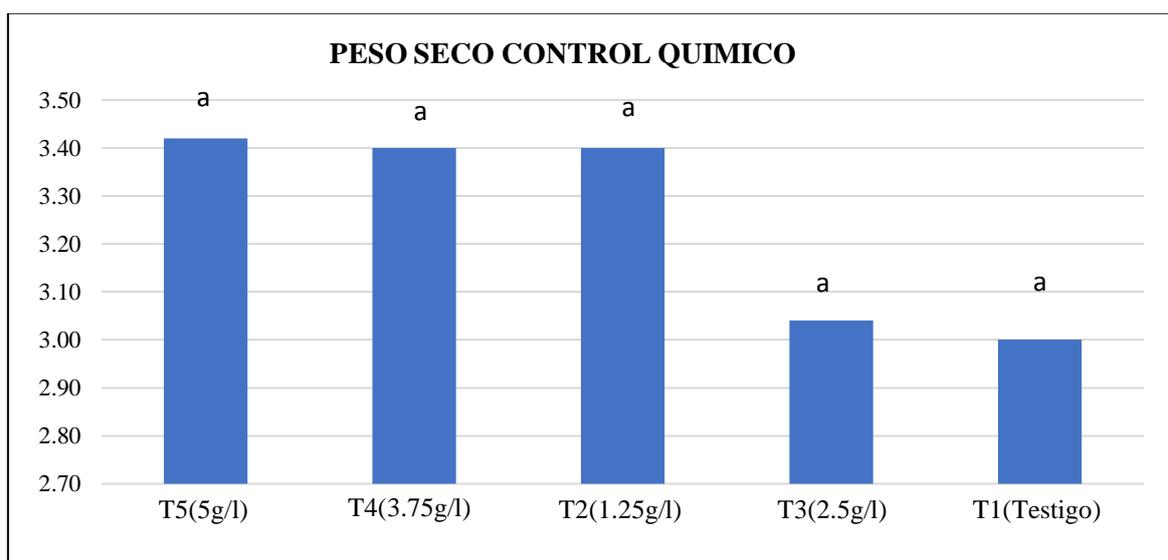


Figura 4: Comparación de tratamientos en el control químico variable peso seco

En la Figura 5 se puede observar que para el T5 (Boscalid 5g/l) hubo un 0 por ciento de incidencia de la enfermedad a nivel de plántula, seguido de los tratamientos T3 (2.5g/l) y T4 (3.75g/l) con 40 por ciento de incidencia y finalmente el T2 (1.25g/l) con 60 por ciento y el

Testigo (T1) con 100 por ciento. En este caso el T5 resulta ser el mejor tratamiento.

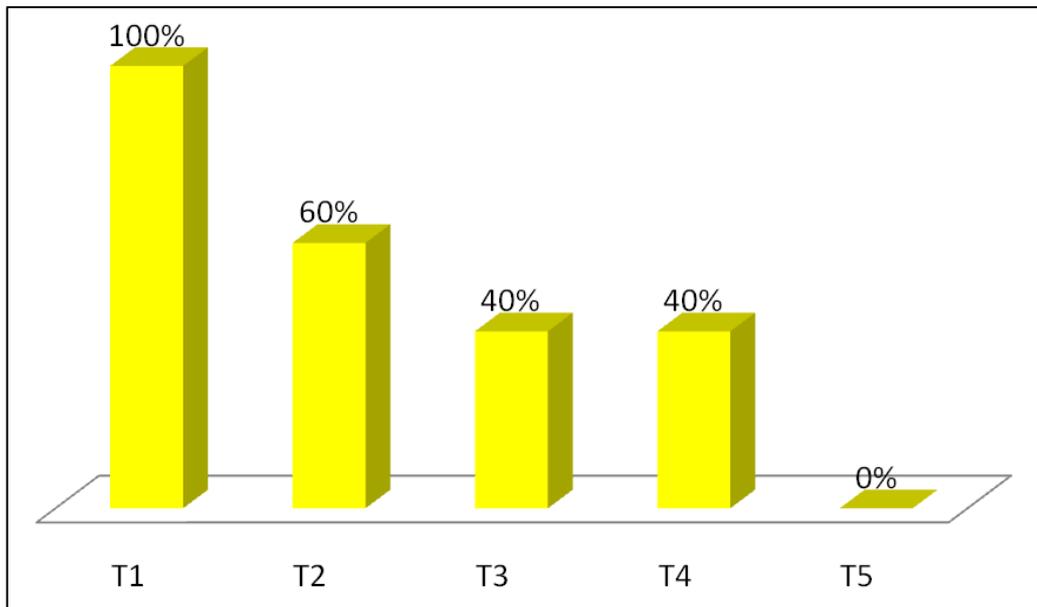


Figura 5: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control químico; T1= testigo; T2= 1.25g/l; T3= 2.5g/l; T4=3.75g/l; T5= 5g/l

4.5. CONTROL BIOLÓGICO EN PLÁNTULAS

a. Altura de planta

Para el control biológico a nivel de plántulas, en el parámetro altura de planta se observa en las tablas 23, 24 y Figura 6, que no se presentan diferencias estadísticas entre los tratamientos, teniendo al tratamiento T6=28.7 cm, como el mejor en cuanto al promedio obtenido, el mismo que no se diferencia de los demás tratamientos incluido el testigo no inoculado, pero numéricamente lo supera por aproximadamente 5 cm. Según lo mencionado por la literatura, *Trichoderma* tiene diferentes mecanismos de acción con los cuales contrarresta a hongos fitopatógenos; además, se menciona que puede solubilizar fósforo ya que acidifica los suelos y estos liberan dicho elemento. Además, produce hormonas como auxinas y metabolitos que activan el crecimiento de las plantas, favorecen la biomasa, tamaño y vigor de los cultivos (López 2021) (Anexo 5).

Tabla 23: Análisis de Variancia para Altura de planta (cm) en el Control Biológico

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	0.23972095	0.04794411	0.72	2.62	3.90
Error	24	1.59636404	0.06651517			
Total	29	1.83608499				
CV (porcentaje)			7.917142			
Promedio			26.607			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 24: Promedios para Altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico usando *Trichoderma harzianum*

Tratamientos	Promedio	
T6(3.5g/l)	28.70	a
T4(2.5g/l)	28.10	a
T2(1.5g/l)	26.76	a
T5(3.0g/l)	26.20	a
T3(2.0g/l)	26.00	a
T1(Testigo)	23.88	a

Nota: Elaboración propia.

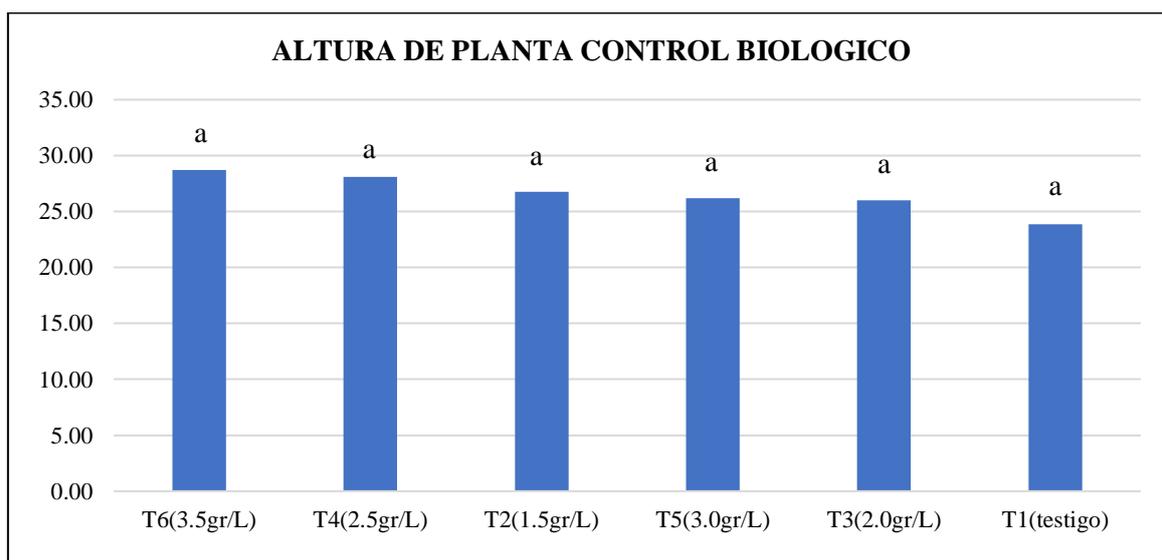


Figura 6: Comparación de tratamientos en el control biológico variable altura de planta

b. Longitud de raíz

En el parámetro longitud de raíz, como se observan en las tablas 25, 26 y la figura 7, se obtuvieron diferencias significativas entre los tratamientos T6, T5, T2 y T4 contra el T3 y el Testigo. El mejor tratamiento fue el T6 (3.5 g/l) de *Trichoderma* el cual difiere en aproximadamente 5cm con respecto al T3 y al Testigo. Ya que *Trichoderma* se encuentra presente en la rizosfera, es capaz de mejorar las condiciones de esta. Posee una fuerte agresividad contra hongos fitopatógenos, eficiencia en promoción del crecimiento en plantas e inducción de mecanismos de defensa. Posee un crecimiento micelial rápido y una abundante producción de esporas, que ayuda a la colonización de diversos sustratos y del suelo (Doni *et al.* 2014). Del mismo modo, este crecimiento de raíz está relacionado con la mayor altura de planta obtenida con la mayor dosis de *Trichoderma*, mencionada en dicho parámetro (Anexo 5).

Tabla 25: Análisis de Variancia para Longitud de raíz (cm) en el Control Biológico usando *Trichoderma harzianum*

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	98.5667	19.71333	2.62	2.62	3.90
Error	24	180.8	7.533333			
Total	29	279.367				
CV (porcentaje)			9.221			
Promedio			29.767			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 26: Promedios para Longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico

Tratamientos	Promedio		
T6(3.5g/l)	32.20	a	
T5(3g/l)	31.40	a	b
T2(1.5g/l)	31.00	a	b
T4(2.5g/l)	28.40	a	b
T3(2g/l)	27.80		b
T1(Testigo)	27.80		b

Nota: Elaboración propia.

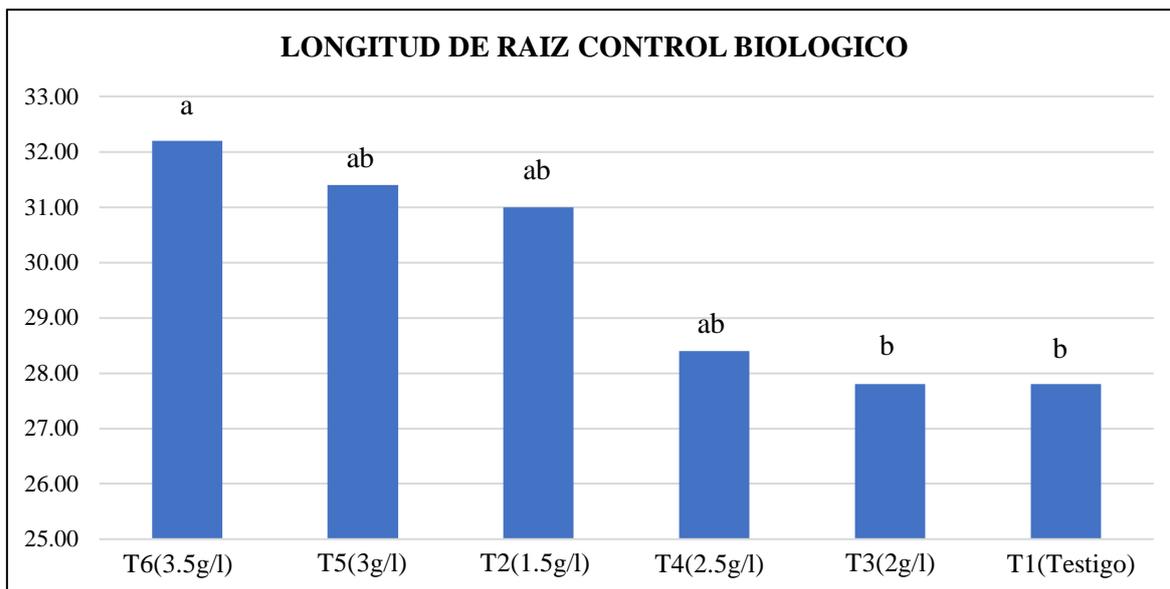


Figura 7: Comparación de tratamientos en el control biológico variable longitud de raíz

c. Peso fresco

En la variable peso fresco, como se observa en las tablas 27, 28 y la Figura 8, no se evidencian diferencias estadísticas entre los tratamientos, el parámetro peso fresco está relacionado al crecimiento de la planta, por tanto, al obtenerse mayor altura y longitud de raíces, el peso fresco aumenta con el tratamiento T6 (3.5g/l) (Anexo 5).

Tabla 27: Análisis de Variancia para Peso fresco (g) en el Control Biológico usando *Trichoderma harzianum*

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	1.22375983	0.24475197	1.95	2.62	3.90
Error	24	3.01838734	0.12576614			
Total	29	4.24214716				
CV (porcentaje)			13.17415			
Promedio			15.727			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 28: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control biológico usando *Trichoderma harzianum*

Tratamientos	Promedio	
T6	18.30	a
T4	17.50	a
T2	16.20	a b
T5	16.00	a b
T3	15.80	a b
T1	10.56	b

Nota: Elaboración propia.

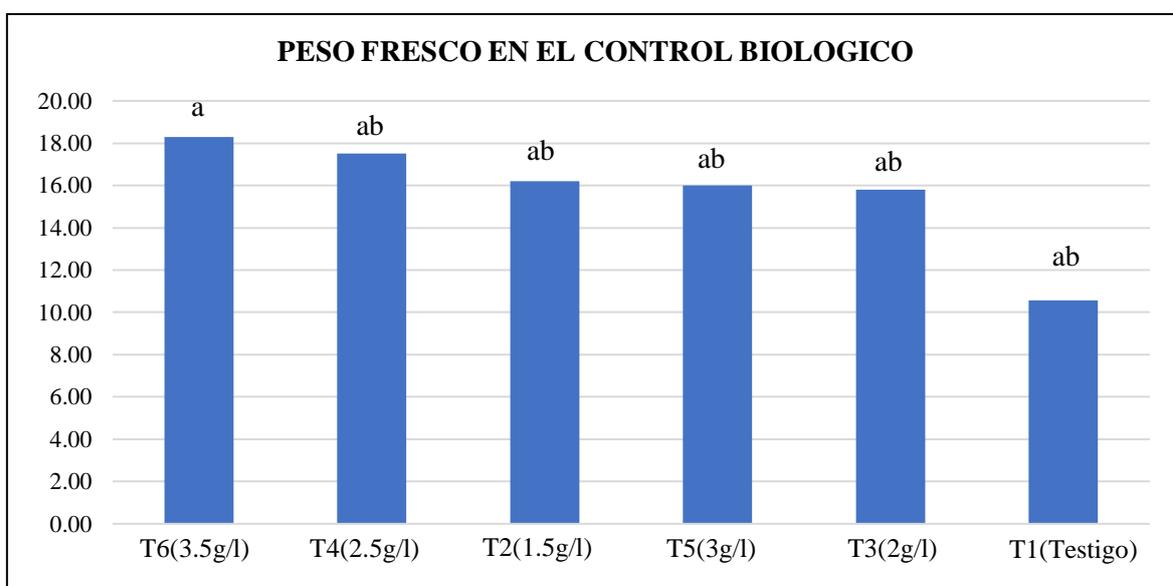


Figura 8: Comparación de tratamientos en el control biológico variable peso fresco

d. Peso seco

En la Tabla 29 del análisis de variancia se observa que, no existen diferencias significativas entre los tratamientos en su fuente de variación. Al realizar la comparación de medias, Tabla 30, se observa que el T6 (3.42g) en promedio ocupó el primer lugar y es similar estadísticamente a todos los demás tratamientos excepto con el T1 que ocupa el último lugar con 1.96g. En la Figura 9, se pueden observar gráficamente los resultados anteriormente descritos (Anexo 5).

Tabla 29: Análisis de Variancia para Peso seco (g) en el Control Biológico usando *Trichoderma harzianum*

Fuente de Variación	GL	SC	CM	Fcal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	0.73983249	0.14796650	2.30	2.62	3.90
Error	24	1.54614762	0.06442282			
Total	29	2.28598011				
CV (porcentaje)			14.89486			
Promedio			2.980			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 30: Promedios para Peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el Control Biológico

Tratamientos	Promedio		
T6	3.42	a	
T5	3.36	a	
T3	3.20	a	
T4	3.02	a	b
T2	2.92	a	b
T1	1.96		b

Nota: Elaboración propia.

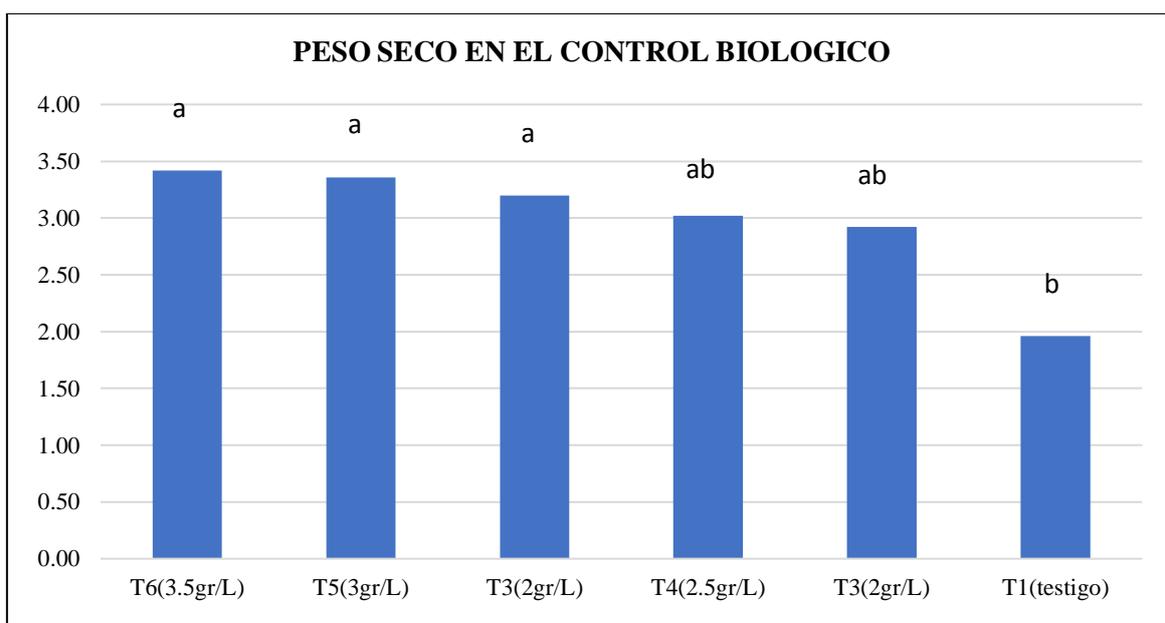


Figura 9: Comparación de tratamientos en el control biológico variable peso seco

En la Figura 10 se puede observar que para el T6 (3.5g/l) hubo un 0 por ciento de incidencia de la enfermedad a nivel de plántula, es decir, no se presentaron plantas enfermas, seguido

de los tratamientos T5 (3 g/l), T4 (2.5g/l) y T4 (2 g/l) con 20 por ciento, 40 por ciento y 40 por ciento de incidencia y finalmente el T2 (1.5g/l) con 60 por ciento y el Testigo (T1) con 100 por ciento. En este caso el T6 resulta ser el mejor tratamiento.

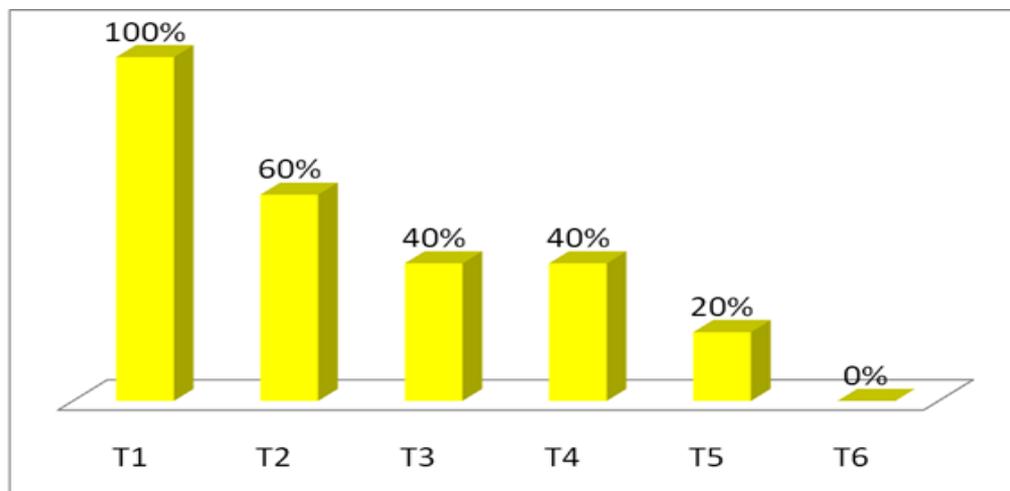


Figura 10: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control biológico; T1= testigo; T2= 1.5g/l; T3=2g/l; T4=2.5g/l; T5= 3g/l; T6= 3.5g/l

4.6. CONTROL MACROBIÓTICO EN PLÁNTULAS

a. Altura de planta

Para el control macrobiótico a nivel de plántulas: en el parámetro altura de planta, como se observa en las Tablas 31, 32 y Figura 11, se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, el tratamiento T5 tuvo el mejor comportamiento con un promedio de 58cm, el mismo que no se diferencia estadísticamente de los tratamientos T6= 55.24 cm y T4 =53.42cm, el tratamiento testigo T1 sin inocular, no se diferencia estadísticamente del T2 y T3 , lo cual indica que la utilización de lombrices a mayor densidad si tiene un efecto positivo en la altura de plántulas. Las galerías que generan las lombrices permiten un mejor flujo del agua a través del perfil del suelo, incrementando el transporte de nutrientes y compuestos químicos agrícolas hasta las capas más profundas (Subler *et al.* 1997 y Edwards y Bohlen 1992). Pero, según lo mencionado anteriormente, es mejor saber el grupo ecológico de lombrices con el que se está trabajando, pues, las lombrices anécicas se caracterizan por la fabricación de galerías. Por otro lado, las epígeas facilitan la ruptura y mineralización

de los desechos superficiales y las anécticas incorporan desechos superficiales en las capas profundas del perfil, también pueden traer suelo de horizontes profundos hasta la superficie, lo cual al pasar el tiempo puede cambiar la mineralogía de la superficie del suelo. Las especies endógenas se alimentan de fragmentos de materia orgánica y lo mezclan con la parte mineral de la superficie del suelo. Por tanto, los efectos benéficos de las lombrices sobre el crecimiento de las plantas se pueden deber al incremento en la disponibilidad de nutrientes y agua, mejoramiento de la estructura del suelo, estimulación de microorganismos, formación de productos microbiales que aumentan el crecimiento de las plantas, o a la posibilidad de la producción directa de sustancias promotoras del crecimiento como hormonas (Ríos 2012) (Anexo 6).

Tabla 31: Análisis de Variancia para Altura de planta (cm) en el Control Macrobiótico

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	1012.27	202.4549	3.14 *	2.62	3.90
Error	24	1549.26	64.55267			
Total	29	2561.54				
CV (porcentaje)			16.007			
Promedio			50.193			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 32: Promedios para altura de planta (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico

Tratamientos	Promedio			
T5	58.00	a		
T6	55.24	a	b	
T4	53.42	a	b	
T3	47.00	a	b	c
T2	46.24		b	c
T1(testigo)	41.26			c

Nota: Elaboración propia.

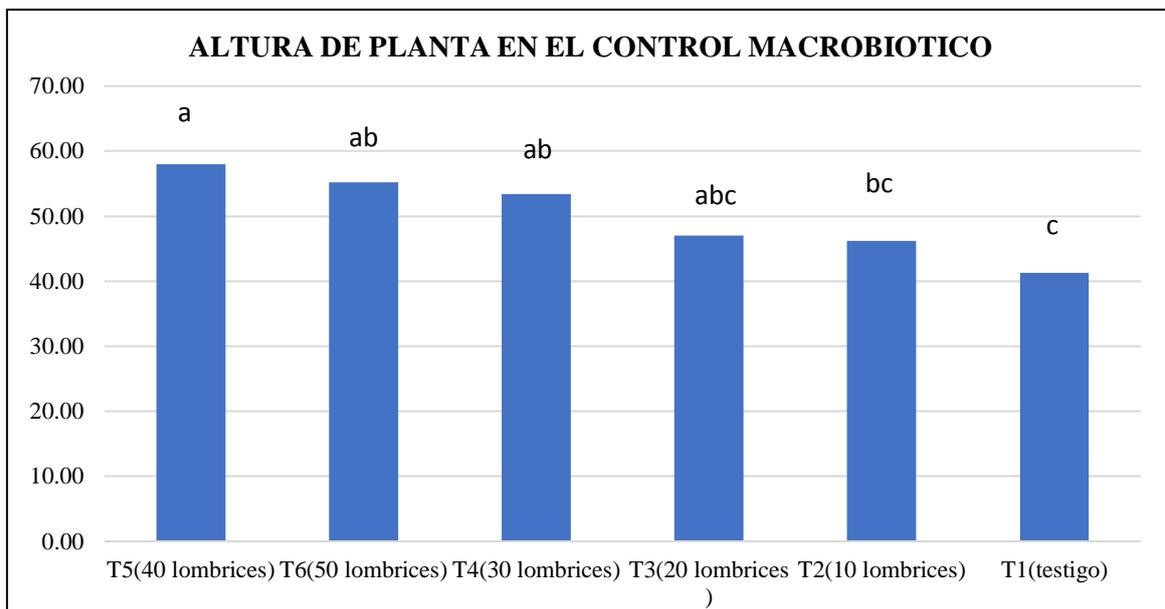


Figura 11: Comparación de los tratamientos en el control macrobiótico parámetro altura de planta

b. Longitud de raíz

En el parámetro de longitud de raíces, si se evidencian diferencias estadísticas significativas, como se puede observar en las tablas 33, 34 y la Figura 12, donde el primer lugar lo ocupa el tratamiento T6 =34.40 cm, el mismo que no se diferencia del T5 = 32.80, cabe mencionar que el tratamiento T1 testigo sin inoculación no se diferencia estadísticamente de los tratamientos T2, T3 Y T4. Si bien no existen diferencias significativas, numéricamente la longitud de raíz de los tratamientos T5 y T6 es mayor a la del Testigo en 12 a 14cm aproximadamente. Ya que la actividad de las lombrices acelera la descomposición de los restos vegetales, incrementando la tasa de transformación de los nutrientes, además que promueven el incremento de la porosidad y agregación del suelo, aumentando la infiltración de agua y transporte de solutos; además, las excretas de lombrices contienen elevadas cantidades de nitrógeno orgánico. Todo esto genera un mejor ambiente y mejores condiciones para el crecimiento de raíces y por tanto la absorción de nutrientes que la planta necesita (Anexo 6).

Tabla 33: Análisis de variancia para longitud de raíz (cm) en el control macrobiótico

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	828.967	165.7933	5.92 **	2.62	3.90
Error	24	672	28			
Total	29	1500.97				
CV (porcentaje)			20.069			
Promedio			26.367			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 34: Promedios para longitud de raíz (cm) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico

Tratamientos	Promedio	
T6	34.40	a
T5	32.80	a
T3	24.40	b
T4	23.20	b
T2	22.80	b
T1	20.60	b

Nota: Elaboración propia.

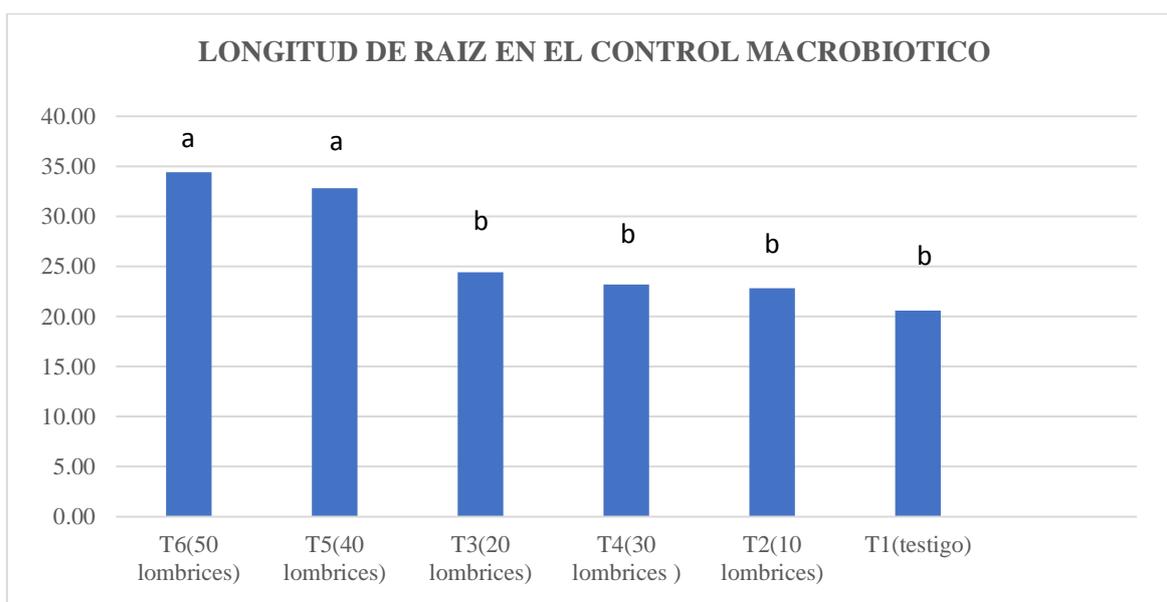


Figura 12: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parámetro longitud de raíz

c. Peso fresco

En el parámetro de peso fresco, tablas 35, 36 y la Figura 13, se tienen diferencias altamente significativas entre los tratamientos, donde el tratamiento T6 = 139.50 g fue el mejor, siendo estadísticamente igual al T5 con 132.0 g y T4, los tratamientos T3, T2 son iguales estadísticamente, pero el testigo T1 con el menor peso fresco obtenido, es diferente estadísticamente de los demás tratamientos. Tras la obtención de mayor longitud de raíces y mayor altura de planta, con los tratamientos T6, T5 y T4 se obtiene mayor peso fresco. El parámetro peso fresco está relacionado al crecimiento de la planta, por tanto, al obtenerse mayor altura y longitud de raíces, el peso fresco aumenta con los tratamientos T6 (50 lombrices), T5 (40 lombrices) y T4 (30 lombrices) (Anexo 6).

Tabla 35: Análisis de variancia para peso fresco (g) en el control macrobiótico

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	21.97298476	4.39459695	94.05 **	2.62	3.90
Error	24	1.12146405	0.04672767			
Total	29	23.09444881				
CV (porcentaje)			5.100778			
Promedio			89.556			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 36: Promedios para peso fresco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico

Tratamientos	Promedio	
T6	129.8	a
T5	126.4	a
T4	117.4	a
T3	71.4	b
T2	81.0	b
T1	11.04	c

Nota: Elaboración propia.

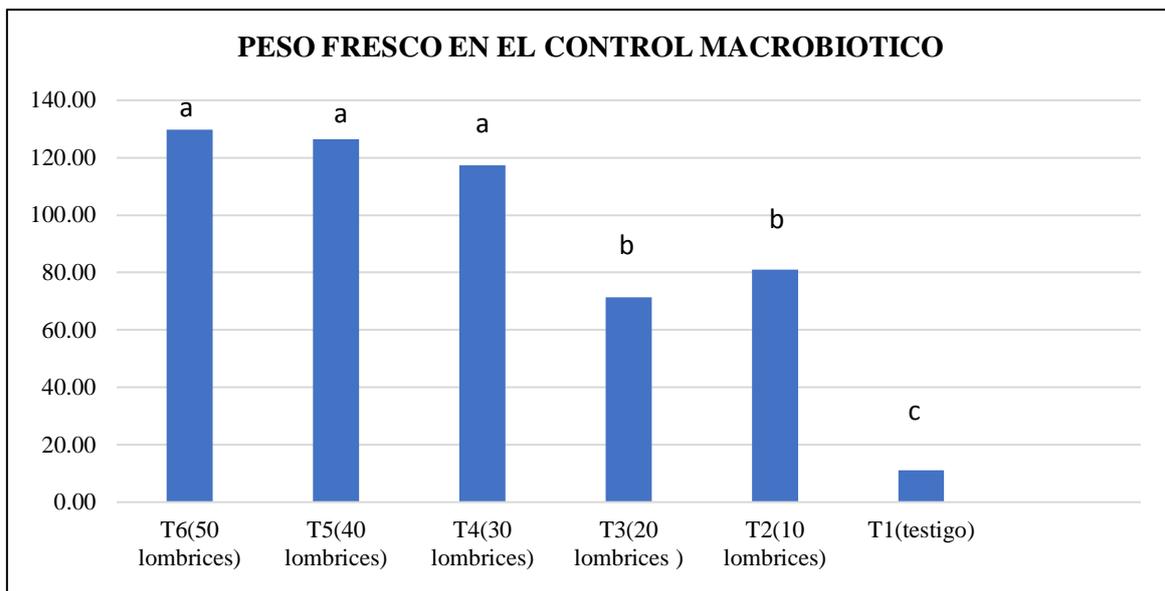


Figura 13: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parametro peso fresco

d. Peso seco

En la Tabla 37 del análisis de variancia observamos que, hay significación estadística entre los tratamientos en su fuente de variación. Al realizar la comparación de medias, Tabla 38, observamos que el tratamiento 6 en promedio ocupó el primer lugar con 10.03 g y es similar estadísticamente a los tratamientos 5 y 4, El tratamiento 1 ocupa el último lugar con 2.36 g y es diferente de los otros tratamientos (Figura 14). El peso seco difiere del peso fresco en la cantidad de agua, es por ello por lo que en los resultados se sigue obteniendo mayor peso seco en los tratamientos T6, T5 y T4, tal como se obtuvo en el parámetro de peso fresco (Anexo 6).

Tabla 37: Análisis de Variancia para Peso seco (g) en el Control Macrobiótico

Fuente de Variación	GL	SC	CM	F.cal	F0.05	F0.01
Tratamientos	5	9.60083801	1.92016760	19.14	2.62	3.90
Error	24	2.40714530	0.10029772			
Total	29	12.00798331				
CV (porcentaje)			11.79740			
Promedio			7.606			

Nota: Elaboración propia.

Tabla 38: Promedios para peso seco (g) y comparación de medias Duncan al 0.05 de probabilidad en el control macrobiótico

Tratamientos	Promedio		
T6	10,3	a	
T5	9,76	a	
T4	9,02	a	
T3	8,04	a	b
T2	6,60		b
T1	2,36		c

Nota: Elaboración propia.

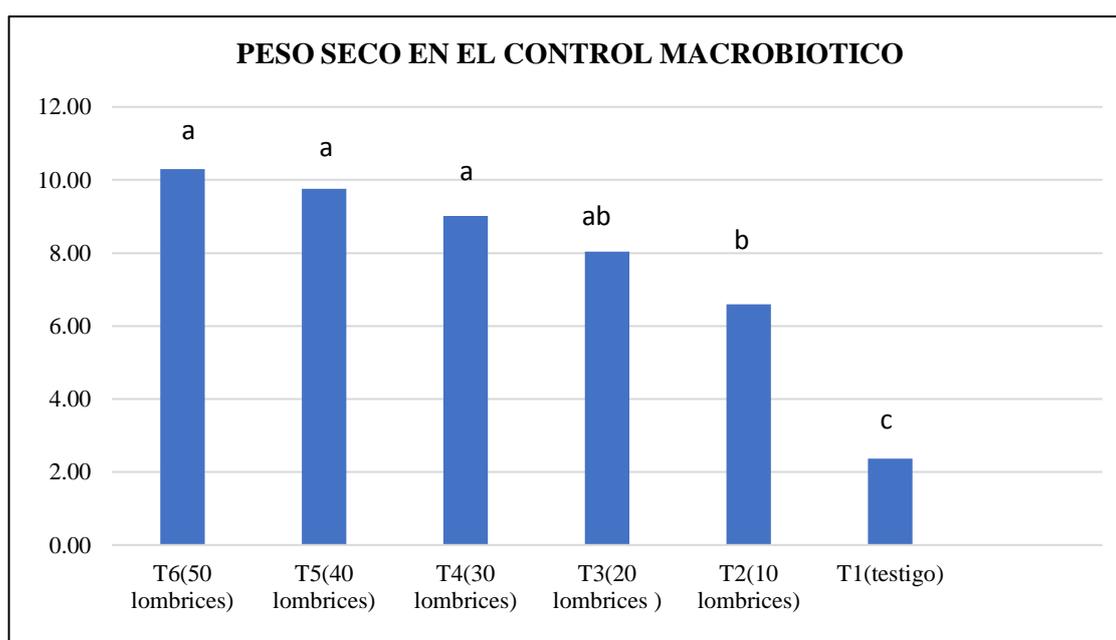


Figura 14: Comparación de tratamientos en el control macrobiótico parámetro peso seco

Los resultados obtenidos en los parámetros de altura de planta, longitud de raíz, peso fresco y seco del control de la enfermedad con organismo macrobiótico, sí ejercen un efecto positivo en el mejor desarrollo de las plántulas a medida que se incrementa el número de lombrices por tratamiento, lo cual mejora las condiciones de las mismas, lo que se ve reflejado en la Figura 15 donde se puede observar que para el T6 hubo un 20 por ciento de incidencia de la enfermedad a nivel de plántula, seguido de los tratamientos T5, T4 y T3 con 40 por ciento de incidencia y finalmente el T2 con 60 por ciento y el Testigo (T1) con 100 por ciento. En este caso el T6 resulta ser el mejor tratamiento.

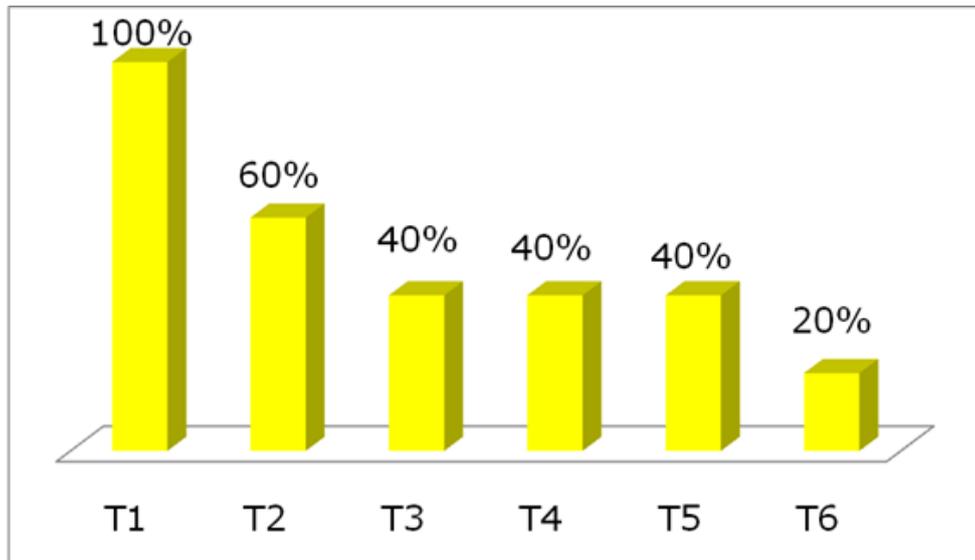


Figura 15: Incidencia de la enfermedad a nivel de plántulas en el control macrobiótico

Nota: T1= testigo; T2=10 lombrices; T3=20 lombrices; T4=30 lombrices; T5=40 lombrices; T6=50 lombrices

V. CONCLUSIONES

1. A nivel de invernadero, para el control químico de esclerotes en el suelo de *Sclerotinia sclerotiorum*, los mejores tratamientos fueron Boscalid a la dosis de 3.75 g/l y 5g/l a razón de 750 y 1000 g/ha presentado ambos 0.0 por ciento de esclerotes germinados. Con respecto al control biológico usando *Trichoderma harzianum*, el mejor tratamiento en cuanto a promedio fue el 3g/l a razón de 600g/ha con 21 por ciento de esclerotes germinados. En el control macrobiótico el mejor tratamiento fue el de 50 lombrices con 44 por ciento de esclerotes germinados.
2. A nivel de invernadero, en el cultivo de alcachofa a nivel plántulas, para el control químico de *Sclerotinia sclerotiorum*, con respecto a la incidencia de la enfermedad, el mejor tratamiento fue Boscalid 5g/l pues presentó 0.0 por ciento de incidencia. Para el control biológico de *Sclerotinia sclerotiorum*, con el uso de *Trichoderma harzianum* con respecto a la incidencia de la enfermedad, el mejor tratamiento fue el 3.5g/l a razón de 700g/ha, presentó un 0.0 por ciento de incidencia y para el control macrobiótico de *Sclerotinia sclerotiorum*, con respecto a la incidencia de la enfermedad, el tratamiento con 50 lombrices presentó 20 por ciento de incidencia, siendo el menor porcentaje respecto a los demás tratamientos. El tratamiento testigo para el control químico, biológico y con organismo macrobiótico a nivel plántulas presentaron 100 por ciento de plantas infectadas.

VI. RECOMENDACIONES

- Realizar ensayos con *Trichoderma harzianun*, para el control de germinación de esclerotes con mayor tiempo de duración que superen los dos meses, con mayor dosis y con varias aplicaciones que faciliten la rápida colonización de *Trichoderma*.
- Realizar ensayos con mayor densidad de organismos macrobióticos asociados a plantas de alcachofa.
- Realizar mediciones de temperatura y humedad, pH del suelo cuando se utilicen organismos macrobióticos.
- Seguir realizando trabajos experimentales orientados a la búsqueda de alternativas de control de enfermedades que ayuden a disminuir el uso excesivo de productos químicos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Adams, P. y Ayers, W. 1979. Ecology of *Sclerotinia* species. *Phytopathology* (8): 896-899. Disponible en https://www.apsnet.org/publications/phytopathology/backissues/Documents/1979Articles/Phyto69n08_896.pdf
- Adams, P.B. 1989. Comparison of antagonists of *Sclerotinia* species. *Phytopathology* 79:1345-1347
- Agencia Agraria de Noticias. 2021. Exportaciones peruanas de alcachofa crecieron 44% en volumen y 49% en valor en 2020. Disponible en <https://agraria.pe/noticias/exportaciones-peruanas-de-alcachofa-crecieron-44-en-volumen--23687#:~:text=Las%20principales%20empresas%20exportadoras%20de,%2C%20y%20Francia%20con%2014%25.>
- Agrios, G.N. 2002. Fitopatología. México. D.F., MX. Editorial LIMUSA. 838 p.
- Aguirre, S. 1985. Aspectos microbiológicos de la lombricultura. Jornada nacional. 35 pp.
- Allan, J.; Roshan, R.; Matthew, D.; Kamphuis, L. y Derbyshire, M. 2019. The host generalist phytopathogenic fungus *Sclerotinia sclerotiorum* differentially expresses multiple metabolic enzymes on two different plant hosts. *Scientific Reports*, (9)(1), 1-15. Disponible en <https://www.nature.com/articles/s41598-019-56396-w>

- Andina-Agencia Peruana de Noticias. 2007. Principales zonas de producción de alcachofa están en el Valle del Mantaro. Disponible en <https://andina.pe/agencia/noticia-principales-zonas-produccion-alcachofa-estan-el-valle-del-mantaro-509267.aspx#:~:text=%22Las%20principales%20zonas%20de%20producci%C3%B3n,%20Ica%20Lima%20y%20Apu%C3%ADmac>.
- Aydoğdu, M. y Kurbetli, I. 2020. Identification and Characterization of White Mold Disease (*Sclerotinia sclerotiorum*) in Globe Artichoke. Selcuk Journal of Agriculture and Food Sciences, 34(3), 223-231. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/348381526_Identification_and_Characterization_of_White_Mold_Disease_Sclerotinia_sclerotiorum_in_Globe_Artichoke
- Barding, S. y Huang, H. 2001. Research on biology and control of Sclerotinia diseases in Canada1. Disponible en: <https://www.semanticscholar.org/paper/Research-on-biology-and-control-of-Sclerotinia-in-Barding-Huang/dbaad2edb48632b219c5acb7f71a5173b539903c>
- Bekheet, S. y Sota, V. 2019. Biodiversity and medicinal uses of globe artichoke (*Cynara scolymus* L.) plant. J. biodivers. conserv. bioresour. manag. 5(1), 39-54. Disponible en <https://www.banglajol.info/index.php/jbcbm/article/view/42184>
- Benítez, T.; Delgado-Jarana, J.; Rincón, A.M.; Rey, M.; Limón, M.C. (1998) Biofungicidas: Trichoderma as a biocontrol agent against phytopathogenic fungi. In: Pandalai SG (ed) Recent research developments in microbiology, vol. 2. Research Signpost, Trivandrum, pp 129-150
- Bouché, M.B. Strategies lombriciennes. in: Lohm, U., Persson, T. (Eds.), Soil organisms as components of ecosystems. Proc. 6th Int. Coll. Soil Zool. Ecol. Bull. 25, Stockholm, pp. 157-163. 1977.
- Bouche, M. 1985. Los gusanos de tierra. Mundo científico. Editorial Limusa. Vol. 4 (40): 954 – 963.

- Bolton, M.D.; Thomma, B. y Nelson, B.D. 2006. *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) de Bary: Biology and molecular traits of a cosmopolitan pathogen. *Mol plant pathol.* 7:1-16.
- Callejas, R.; Rojo, E.; Benavides, C. y Kania, E. 2011. Crecimiento y distribución de raíces y su relación con el potencial productivo de parrales de Vides de Mesa. *Revista Agrociencia* 46(1). Disponible en https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952012000100003
- Camacho, P. 1994. La lombriz de tierra y su efecto sobre *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. y *F. oxysporum* Schl., *F. sp. phaseoli* Kendrick and Snyder. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, PE. 101 p.
- Casanoves, D. 1997. Semillas para el cultivo de la alcachofa horticultura 124:69-72
- Delgado, A. 1992. Humus de lombriz. Caracterización y valor fertilizante. Boletín técnico N 10 centro de investigación y desarrollo de lombricultura. CEILOM. CH. 12 p.
- Domínguez, J.; Gómez, M. y Lazcano, C. 2010. Propiedades bioplaguicidas del vermicompost. *Acta Zoológica Mexicana* 26(2). Disponible en <https://azm.ojs.inecol.mx/index.php/azm/article/view/901>
- Domínguez, J.; Aira, M.; Gómez-Brandón, M. 2009. El papel de las lombrices de tierra en la descomposición de la materia orgánica y el ciclo de nutrientes. *Ecosistemas*, (18)(2), 20-31. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/37807965_El_papel_de_las_lombrices_de_tierra_en_la_descomposicion_de_la_materia_organica_y_el_ciclo_de_nutrientes
- Doni, F.; Anizan, I.; Radziah, C. y Mohtar, C. 2014. Physiological and growth response of rice plants (*Oryza sativa* L.) to *Trichoderma* spp. Inoculants. Disponible en <https://amb-express.springeropen.com/articles/10.1186/s13568-014-0045-8>

- Edwards, C.A. & Fletcher, K.E. 1988. Interactions between Earthworms and Microorganisms in Organic-matter Breakdown. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, v. 24, p. 235-247.
- Edwards, C.A. y Bohlen, P.J. 1992. Effects of toxic chemicals on Earthworm. *Reviews of environmental contamination and toxicology*. 125: 23-99.
- Edwards, C.A. & Bohlen, P.J. 1996. *The biology and ecology of earthworms*. London: Chapman and Hall. 426 p.
- Escudero, G. 2018. Potencial aporte de las lombrices en el control biológico de *Fusarium graminearum* en agroecosistemas uruguayos. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad de la República. UR. 18-19 p. Disponible en <https://core.ac.uk/download/487529015.pdf>
- Falco, B.; Amato, M.; Incerti, G. y Lanzotti, V. 2015. Artichoke: botanical, agronomical, phytochemical, and pharmacological overview. *Phytochem*, 14(6). Disponible en https://www.researchgate.net/publication/280736117_Artichoke_botanical_agronomical_phytochemical_and_pharmacological_overview
- Food and Agriculture Organization (FAO). (2020). Crops. Disponible en <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>
- Fungicide Resistance Action Committee (FRAC). 2022. Fungal control agents sorted by cross resistance pattern and mode of action (including coding for FRAC Groups on product labels). Disponible en https://www.frac.info/docs/default-source/publications/frac-code-list/frac-code-list-2021--final.pdf?sfvrsn=f7ec499a_2
- Giacconi, V. y Escaff, M. 1999. *Cultivo de las hortalizas*. 14 ed. Santiago, CH. Editorial Universitaria. 334 p.

- Gorbenko, A. 1986. The effects of the invertebrates on the growth of soil microorganisms. *Mikrobiologiya*. Vol 55(3): 515- 521.
- Gutiérrez, P.J. 1989. Control biológico de *Rhizoctonia solani* Kunh con organismos antagonicos. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, PE. 6- 9 p
- Harman, G. 2005. Overview of Mechanisms and Uses of Trichoderma spp. *Phytopathology* 93: 443-450. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/23406889_Overview_of_Mechanisms_and_Uses_of_Trichoderma_spp
- Huanca, E. 2010. Control de *Sclerotinia Sclerotiorum* en lechuga con *Trichoderma inhamatum* bajo distintas frecuencias y dosis de aplicación en invernadero. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Mayor de San Andrés Facultad de Agronomía, BO. Recuperado de <https://repositorio.umsa.bo/handle/123456789/5155>
- Infante, D; Martinez, B; Gonzales, M. y Reyes, Y. 2009. Mecanismo de Acción de *Trichoderma* frente a hongos fitopatógenos. *Revista de Protección Vegetal*, (24)(1). Disponible en http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522009000100002
- Juliatti, F.; Rezende, A.; Marinho, B. & Prado, T. 2019. Trichoderma as a Biocontrol Agent against Sclerotinia Stem Rot or White Mold on Soybeans in Brazil: Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/331608981_Trichoderma_as_a_Biocontrol_Agent_against_Sclerotinia_Stem_Rot_or_White_Mold_on_Soybeans_in_Brazil_Usage_and_Technology
- La Universidad del Zulia. (2009). Trichoderma en el Control Biológico de Enfermedades de Plantas. Disponible en <https://www.oocities.org/ecologialuz/trichoderma4.htm>

- Laverack, M.S. 1963. The physiology of Earthworms. The Macmillan company. New York, EE.UU. 250 p.
- Liang, X. y Rollins, J. 2018. Mechanisms of Broad Host Range Necrotrophic Pathogenesis in *Sclerotinia sclerotiorum*. *Phytopathology* (108)(10), 1128-1140. Disponible en <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PHYTO-06-18-0197-RVW>
- López, J. 2021. Los grandes beneficios de los Trichodermas como bioestimulantes. Disponible en <https://www.redagricola.com/cl/los-grandes-beneficios-de-los-trichodermas-como-bioestimulante/>
- Maroto, J.V.; Miguel, A.; Bartual, R.; López, M.; Iranzo, B.; López Galarza, S. 1997. Estrategias productivas en alcachofas en cultivares multiplicados por semillas. *Agrícola vergel* 181: 13-19.
- Marshall, A.J. 1985. Zoología: invertebrados. Editorial Reverté. Barcelona, España. 979 p.
- Martínez, Z. 2008. Algunos aspectos epidemiológicos del moho blanco de la lechuga (*Lactuca sativa*) en dos municipios productores de Cundinamarca. Tesis Microbióloga Industrial. Pontificia Universidad Javeriana, CO. Disponible en http://www.desarrollosocialyfamilia.gob.cl/storage/docs/Informe_de_Desarrollo_Social_2020.pdf%0Ahttp://revistas.ucm.es/index.php/CUTS/article/view/44540/44554
- Martínez, B.; Infante, D. & Peteira, B. 2015. Taxonomía polifásica y variabilidad en el género *Trichoderma*. *MRevista de Protección Vegetal*, 30(5), 11-22. Recuperado de <http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v30s1/rpv004s15.pdf>
- Matheron, E. y Porchas, M. 2007. Activity of Boscalid, Fenhexamid, Fluazinam, Fludioxonil, and Vinclozolin on Growth of *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum* and Development of Lettuce Drop. Disponible en <https://apsjournals.apsnet.org/doi/10.1094/PDIS.2004.88.6.665>

- Michel, C. & Devillez, J. 1978. Digestion Physiology of earthworm. Macmillan Academic Press. 720 p.
- Mónaco, C.; Rollan, M.C. y Nico, A.I. 1998. Efecto de los micoparásitos sobre la capacidad reproductiva de *Sclerotinia sclerotiorum*. REV IBEROAN MICOL 15: 61-84.
- Noriega, D.; Soto, C.; Torres, C.; Pastrana, L.; Weinstein, C. y Zuñiga, M. 2020. Valorization of Globe Artichoke (*Cynara scolymus*) Agro-Industrial Discards, Obtaining an Extract with a Selective Effect on Viability of Cancer Cell Lines. Processes, 8(6), 1-14. Disponible en <https://www.mdpi.com/2227-9717/8/6/715>
- Oliver, R.P. & Ipcho, S.V. 2004. Arabidopsis pathology breathes new life into the necrotrophs-vs.-biotrophs classification of fungal pathogens. Mol. Plant Pathol. 5, 347–352.
- Porter, D. y Phipps, P. 1985. Effects of Three Fungicides on Mycelial Growth, Sclerotium Production, and Development of Fungicide-Tolerant Isolates of *Sclerotinia minor*. Disponible en https://www.apsnet.org/publications/PlantDisease/BackIssues/Documents/1985Articles/PlantDisease69n02_143.PDF
- Quispe, J. y Quispe, J. 2019. Análisis del cultivo de alcachofa en la zona andina del Perú. Revista de Investigación Científica, 1(02), 155-168. <https://doi.org/10.37073/puriq.1.02.38>
- Redagícola. 2021. Exportaciones de alcachofa crecieron 49% en valor y 44% en volumen durante el 2020. Disponible en <https://www.redagricola.com/pe/exportaciones-de-alcachofa-crecieron-49-en-valor-y-44-en-volumen-durante-el-2020/>

- Ríos, Y. 2021. Importancia de las lombrices en la agricultura. Disponible en http://www.avpa.ula.ve/eventos/viii_encuentro_monogastricos/sistemas_integrados/conferencia-8.pdf
- Robles, F. 2001. La alcachofa: Nueva alternativa para la agricultura peruana. *PROMPEX*. Disponible en <https://boletines.exportemos.pe/recursos/boletin/la-alcachofa-nueva-alternativa-agricultura-peruana-2000.PDF>
- Sánchez, P. 2007. Desarrollo de resistencias a fungicidas durante la postcosecha. *Phytohemeroteca*. Edición 189. Disponible en <https://www.phytoma.com/la-revista/phytohemeroteca/189-mayo-2007/desarrollo-de-resistencias-a-fungicidas-durante-la-postcosecha>
- Singh, P.; Shim, Y. & Chung, Y.R. 1999. Biological control of Fusarium wilt of cucumber by chitinolytic bacteria. *Phytopathology* 89:92-99.
- Somarriba, R. y Guzmán, G. 2012. Guía de Lombricultura. Lombricultura una alternativa de producción, (1)(4), 9-11. Disponible en <https://repositorio.una.edu.ni/2409/1/nf04s693.pdf>
- Subler, S.; Baranski, C.M. & Edwards, C.A. 1997. Earthworms additions increased short-term nitrogen availability and leaching in two grain-crop agroecosystem. *Soil Biology and Biochemistry* . 29: 413-421.
- Suthar, S.; Mutiyarb, P.K. & Singh, Z. 2012. Vermicomposting of milk processing industry sludge spiked with plant wastes. *Bio. Technol.* 116:214-219. Disponible en <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852412005652>
- Tarazona, L. 2009. Control biológico y químico de *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary en alcachofa (*Cynara scolymus* L.). Tesis Magister Scientiae. Universidad Nacional Agraria la Molina. PE. Disponible en

[http://www.desarrollosocialyfamilia.gob.cl/storage/docs/Informe de Desarrollo Social_2020.pdf](http://www.desarrollosocialyfamilia.gob.cl/storage/docs/Informe_de_Desarrollo_Social_2020.pdf)<http://revistas.ucm.es/index.php/CUTS/article/view/44540/44554>

Tronsmo, A. 1996. *Trichoderma harzianum* in biological control of fungal diseases. p. 213-236.

United States Environmental Protection Agency (EPA) (2015). Recuperado de <https://www.epa.gov/sites/default/files/2015-06/documents/epa-3050b.pdf>

Willetts, H.J. y Wong, L.A.J. 1980. The biology of *Sclerotinia sclerotiorum*, *S. trifoliorum*, and *S. minor* with emphasis of specific nomenclatura. *Bot Rev* 46:65-101.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento químico (Boscalid)

T1 TESTIGO	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T1R1	0	0	7	9	16	64
T1R2	0	0	8	10	18	72
T1R3	0	0	1	15	16	64
T1R4	0	0	0	18	18	72
					PROM T1	68 por ciento

T2 (250g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T2R1	0	0	0	2	2	8
T2R2	0	0	0	2	2	8
T2R3	0	0	0	0	0	0
T2R4	0	0	0	2	2	8
					PROM T2	6 por ciento

T3 (500g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T3R1	0	0	1	0	1	4
T3R2	0	1	0	1	2	8
T3R3	0	0	0	2	2	8
T3R4	0	0	0	1	1	4
					PROM T3	6 por ciento

T4 (750g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T4R1	0	0	0	0	0	0
T4R2	0	0	0	0	0	0
T4R3	0	0	0	0	0	0
T4R4	0	0	0	0	0	0
					PROM T4	0 por ciento

T5 (1000g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T5R1	0	0	0	0	0	0
T5R2	0	0	0	0	0	0
T5R3	0	0	0	0	0	0
T5R4	0	0	0	0	0	0
					PROM T5	0 por ciento

Anexo 2: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento biológico

T1 (Testigo)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T1R1	0	0	6	19	25	100
T1R2	0	0	7	15	22	88
T1R3	0	6	19	0	25	100
T1R4	0	0	7	16	23	92
					PROM T1	95 por ciento

T2 (300g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T2R1	0	2	9	1	12	48
T2R2	0	3	6	2	11	44
T2R3	0	2	8	5	15	60
T2R4	0	0	5	7	12	48
					PROM T2	50 por ciento

T3 (400g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T3R1	0	0	0	3	3	12
T3R2	0	3	8	3	14	56
T3R3	0	0	3	9	12	48
T3R4	0	0	9	3	12	48
					PROM T3	41 por ciento

T4 (500g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T4R1	0	0	0	0	0	0
T4R2	0	1	10	3	14	56
T4R3	0	1	10	0	11	44
T4R4	0	1	4	5	10	40
					PROM T4	35 por ciento

T5 (600g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T5R1	0	0	0	0	0	0
T5R2	0	0	4	1	5	20
T5R3	0	1	4	4	9	36
T5R4	0	1	3	3	7	28
					PROM T5	21 por ciento

T6 (700g/ha)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T6R1	0	0	4	0	4	16
T6R2	0	1	9	1	11	44
T6R3	0	0	2	5	7	28
T6R4	0	0	7	0	7	28
					PROM T6	29 por ciento

Anexo 3: Germinación de Esclerotes por día con tratamiento macrobiótico

T1 (TESTIGO)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T1R1	0	1	6	18	25	100
T1R2	0	9	16	0	25	100
T1R3	0	4	21	0	25	100
T1R4	0	2	10	13	25	100
					PROM T1	100 por ciento

T2(10 lomb)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T2R1	0	0	4	8	12	48
T2R2	0	1	10	7	18	72
T2R3	0	2	12	6	20	80
T2R4	0	3	18	0	21	84
					PROM T2	71 por ciento

T3 (20 lomb)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T3R1	0	7	4	0	11	44
T3R2	0	5	10	2	17	68
T3R3	0	1	6	6	13	52
T3R4	0	5	10	0	15	60
					PROM T3	56 por ciento

T4 (30 lomb)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T4R1	0	2	7	3	12	48
T4R2	0	2	8	4	14	56
T4R3	0	3	11	6	20	80
T4R4	0	2	1	9	12	48
					PROM T4	58 por ciento

T5 (40 lomb)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T5R1	0	0	8	2	10	40
T5R2	0	1	12	0	13	52
T5R3	0	2	15	0	17	68
T5R4	0	0	4	2	6	24
					PROM T5	46 por ciento

T6 (50 lomb)	1er día	2do día	3er día	4to día	TOTAL	Porcentaje de germinación
T6R1	0	0	1	5	6	24
T6R2	0	2	7	2	11	44
T6R3	0	2	14	0	16	64
T6R4	0	0	6	5	11	44
					PROM T6	44 por ciento

Anexo 4: Datos obtenidos en el control químico a nivel de plántulas

T1 TESTIGO	ALTURA DE PLANTA (cm)	LONGITUD DE RAIZ (cm)	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T1R1	28.2	23	14.6	2.3
T1R2	31.2	30	20	2.7
T1R3	28.5	30	20	4.0
T1R4	25	24	14.5	2.9
T1R5	27.5	36	22	3.1

T2 (250gr /ha - 1.25g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T2R1	25.5	30	20.5	3.3
T2R2	25	33	21.5	2.0
T2R3	28	23	19.5	3.3
T2R4	32.5	31	18.5	3.9
T2R5	30	34	21.5	4.5

T3 (500g/ha - 2.5g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T3R1	25	30	14	2.1
T3R2	35.3	29	18	3.4
T3R3	26	29	21	3.6
T3R4	29	33	15	2.5
T3R5	30	30	15	3.6

T4 (750 g/ha - 3.75g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T4R1	33	30	21	3.8
T4R2	30	33	19.5	3.4
T4R3	31	23	22.5	3.0
T4R4	33	31	20	2.8
T4R5	33	34	16	4.0

T5 (1000g/ha - 5g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T5R1	33	32.2	18	3.7
T5R2	27.5	35	11	3.5
T5R3	34.5	32	20	3.2
T5R4	28	30	23	3.3
T5R5	27.5	44	33	3.4

Anexo 5: Datos obtenidos en el control biológicos a nivel de plántulas

T1 TESTIGO	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T1R1	8	30	4.8	1.4
T1R2	27.4	29	15	2.9
T1R3	26	30	16	2.8
T1R4	28	25	10	1.6
T1R5	30	25	7	1.1

T2 (300g/ha - 1.5g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T2R1	22.5	28	10	1.9
T2R2	27.3	33	19.5	4.6
T2R3	29.5	26	14.5	3.6
T2R4	28	33	21	2.6
T2R5	26.5	35	16	1.9

T3 (400g/ha - 2g/l)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T3R1	24.5	27	13	3.5
T3R2	30.5	30	23	3.0
T3R3	26.2	26	14.5	2.9
T3R4	28	27	18	3.0
T3R5	20.8	29	10.5	3.6

T4 (500g/ha - 2.5g/L)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T4R1	24	32	10	1.8
T4R2	33.5	28	27	3.9
T4R3	32	26	26	2.4
T4R4	26	26	13.5	3.9
T4R5	25	30	11	3.1

T5 (600g/ha - 3g/L)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T5R1	25.5	35	10	2.4
T5R2	33	31	18	3.5
T5R3	28	31	21	4.3
T5R4	23	29	14	2.9
T5R5	21.5	31	17	3.7

T6 (700g/ha - 3.5g/L)	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T6R1	31	34	20	2.9
T6R2	27.5	35	16	4.9
T6R3	27	33	16.5	3.4
T6R4	29.3	32	20	3.5
T6R5	28.7	27	19	2.4

Anexo 6: Datos obtenidos en el control macrobiótico a nivel de plántulas

T1 TESTIGO	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T1R1	32	10	10	2.3
T1R2	48.3	28	9.5	1.5
T1R3	40	27	10	2.0
T1R4	35.5	22	12	2.2
T1R5	50.5	16	13.7	3.0

T2 - 10 LOMBRICES/ MACETA	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T2R1	51.2	16	70	7.6
T2R2	32.3	20	50	6.8
T2R3	54	28	118	12.3
T2R4	48.2	25	87	7.7
T2R5	45.5	25	80	6.4

T2 - 20 LOMBRICES/ MACETA	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T3R1	36.5	17	68.5	6.8
T3R2	44	30	67	5.5
T3R3	47	21	63	4.9
T3R4	55.5	22	70	6.8
T3R5	52	32	90	6.8

T3 - 30 LOMBRICES/ MACETA	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T4R1	36	23	90	6.2
T4R2	55.1	23	147	10.5
T4R3	55	20	95	6.9
T4R4	70	25	150	12.6
T4R5	51	25	105	8.9

T4 - 40 LOMBRICES/ MACETA	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T5R1	60	5	100	7.7
T5R2	63	36	163	12.7
T5R3	65	30	150	10.1
T5R4	56	40	119	9.8
T5R5	48	40	100	8.5

T5 - 50 LOMBRICES/ MACETA	ALTURA DE PLANTA	LONGITUD DE RAIZ	PESO FRESCO (g)	PESO SECO (g)
T6R1	57	35	149	10.3
T6R2	55.2	33	122	9.8
T6R3	58.5	34	129	10.2
T6R4	53	30	99	7.3
T6R5	52.5	40	150	11.9

Anexo 7: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control químico

T5	T3	T2	T4	T1
0	0	0	0	X
0	X	X	0	X
0	0	X	X	X
0	X	X	X	X
0	X	0	0	X

Anexo 8: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control biológico

T3	T1	T5	T4	T2	T6
0	X	X	0	X	0
X	X	0	0	X	0
X	X	0	X	X	0
0	X	0	0	X	0
0	X	0	X	0	0

Anexo 9: Incidencia de la enfermedad en plántulas con control macrobiótico

T1	T2	T4	T6	T5	T3
X	X	X	0	0	0
X	0	0	X	0	0
X	0	0	0	0	X
X	X	0	0	X	X
X	X	X	0	0	X

Anexo 10: Control químico de esclerotes a un nivel de significación de 0.05

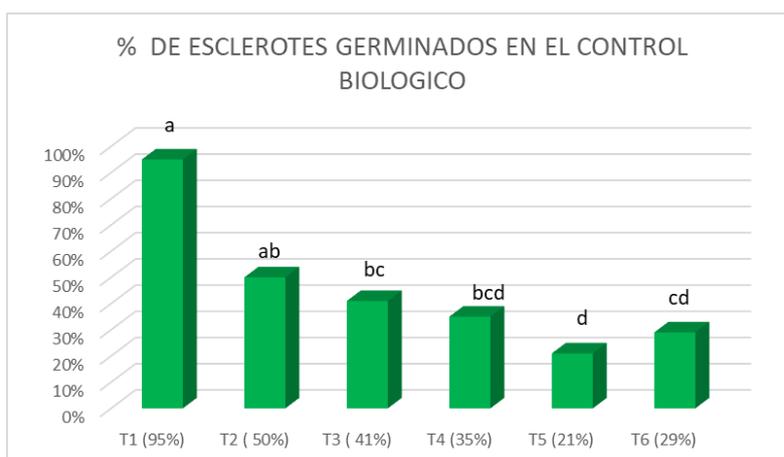
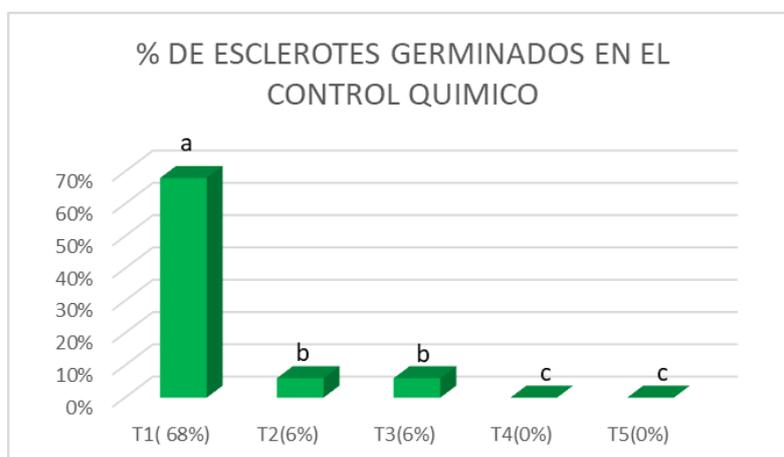
8/10/2009		9/10/2009		10/10/2009		11/10/2009		Total	
Tratam		Tratam		Tratam		Tratam		Tratam	
T1	10.500 a	T3	12.500 a	T1	16.250 a	T1	18.500 a	T1	18.500 a
T2	10.500 a	T1	10.000 a	T3	10.750 b	T2	12.250 b	T3	12.250 b
T3	10.500 a	T2	10.000 a	T2	8.500 b	T3	10.750 b	T2	11.750 b
T4	10.500 a	T4	10.000 a	T4	8.500 b	T4	5.500 c	T4	5.000 c
T5	10.500 a	T5	10.000 a	T5	8.500 b	T5	5.500 c	T5	5.000 c

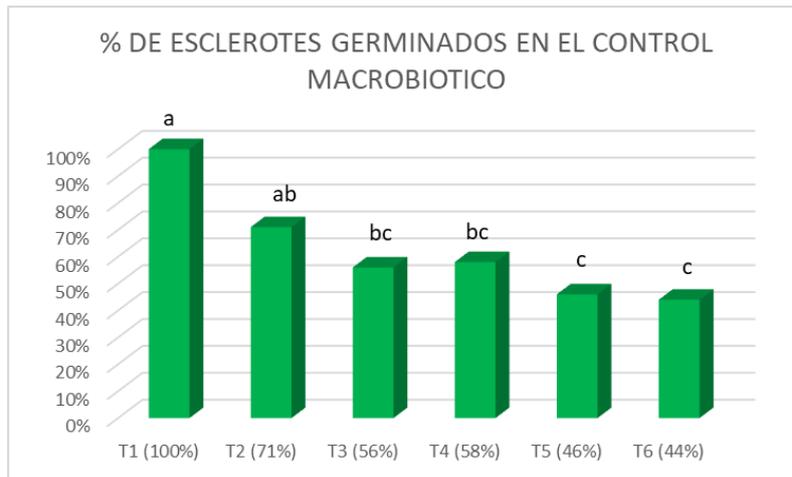
Anexo 11: Control biológico de esclerotes a un nivel de significación de 0.05

8/10/2009		9/10/2009		10/10/2009		11/10/2009		Total	
Tratam		Tratam		Tratam		Tratam		Tratam	
T1	12.500 a	T2	17.625 a	T1	16.625 a	T1	18.125 a	T1	22.500 a
T2	12.500 a	T4	14.125 a	T2	15.250 a b	T3	15.000 a	T2	15.750 a b
T3	12.500 a	T5	11.750 a	T4	13.875 a b	T2	14.000 a	T3	13.125 b c
T4	12.500 a	T1	11.250 a	T6	11.875 a b	T5	10.125 a	T4	10.500 b c d
T5	12.500 a	T3	10.875 a	T3	11.250 a b	T4	9.500 a	T6	7.500 c d
T6	12.500 a	T6	9.375 a	T5	6.125 b	T6	8.250 a	T5	5.625 d

Anexo 12: Control macrobiótico de esclerotes a un nivel de significación 0.05

8/10/2009		9/10/2009		10/10/2009		11/10/2009		Total	
Tratam		Tratam		Tratam		Tratam		Tratam	
T1	12.500 a	T3	18.375 a	T1	16.875 a	T4	16.750 a	T1	22.500 a
T2	12.500 a	T1	16.250 a b	T2	15.000 a	T2	15.875 a	T2	15.875 a b
T3	12.500 a	T4	14.750 a b c	T5	13.750 a	T1	14.000 a	T4	11.625 b c
T4	12.500 a	T2	10.625 a b c	T3	10.000 a	T6	11.500 a	T3	11.000 b c
T5	12.500 a	T6	8.250 b c	T4	9.875 a	T3	9.375 a	T5	7.625 c
T6	12.500 a	T5	6.750 c	T6	9.500 a	T5	7.500 a	T6	6.375 c





Plantas en el control químico



Plantas control biológico



Plantas en el control macrobiótico



Diferencias entre tratamientos CQ, CB, CM



- PROMEDIOS DE VARIABLES BIOMETRICAS EVALUADAS EN PLANTULAS

VARIABLES BIOMETRICAS	TRATAMIENTOS				
	CONTROL QUIMICO	CONTROL BIOLOGICO	CONTROL MACROBIOTICO	TESTIGO SUELO	TESTIGO COMPOST
ALTURA DE PLANTA (cm)	28,80	26,60	50,19	26,6	34,44
LONGITUD DE RAIZ (cm)	31,12	29,76	26,36	35,04	26
PESO FRESCO (gr)	18,81	15,72	89,56	17,36	63,38
PESO SECO (gr)	3,25	2,98	7,60	2,4	4,94

Comparativo entre variables biométricas

