

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMIA



**“CONTROL DE *Phytophthora cinnamomi* EN EL CULTIVO DE
ARÁNDANO (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi CON
DIFERENTES AISLAMIENTOS DE *Trichoderma*”**

Presentada por:

KATHIA DENISSE MEJÍA MELO

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:
INGENIERO AGRONOMO**

Lima – Perú

2018

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMIA

**“CONTROL DE *Phytophthora cinnamomi* EN EL CULTIVO DE
ARÁNDANO (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi CON
DIFERENTES AISLAMIENTOS DE *Trichoderma*”**

Presentada por:
KATHIA DENISSE MEJÍA MELO

**Tesis para optar por el Título de
INGENIERO AGRÓNOMO**

Sustentada y Aprobada por el siguiente jurado:

.....
Dr. Jorge Escobedo Álvarez
PRESIDENTE

.....
Ing. Mg. Sc. Walter Apaza Tapia
ASESOR

.....
Ing. Mg. Sc. Carlos Cadenas Giraldo
MIEMBRO

.....
Ing. Ángel Alfonso Palomo Herrera
MIEMBRO

Lima – Perú
2018

DEDICATORIA

A mis padres por apoyarme en todo momento, por los valores que me han inculcado, por haberme dado la oportunidad de tener una excelente educación en el transcurso de mi vida y sobre todo por ser un ejemplo de vida a seguir.

AGRADECIMIENTO

Le agradezco a Dios por haberme acompañado y guiado a lo largo de mi carrera, por ser mi fortaleza en los momentos de debilidad, por ser mi luz y mi camino, y porque hizo realidad este sueño anhelado.

A la UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA, por darme la oportunidad de estudiar y ser una profesional.

A mi profesor patrocinador de tesis, Ing. Mg. Sc. Walter Apaza Tapia quien con sus conocimientos, su experiencia, y su motivación ha logrado en mí que pueda terminar el presente trabajo de tesis con éxito.

Un agradecimiento muy especial merece la comprensión, paciencia y el ánimo recibidos de mi familia y amigos.

Para ellos: Muchas gracias y que Dios los bendiga.

INDICE

I. INTRODUCCION	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 Generalidades del Cultivo	3
2.1.1 Origen, historia y distribución	3
2.1.2 Descripción Botánica	4
2.1.3 Descripción Taxonómica	6
2.1.4 Hábitos de Crecimiento	6
2.1.5 Requerimientos Medio ambientales	7
2.1.5.1 Requerimientos Climáticos	7
2.1.5.2 Requerimientos de Suelo	7
2.1.5.3 Requerimiento Hídrico	8
2.1.5.4 Abonamiento y Fertilización	10
2.1.6 Principales Enfermedades	11
2.2 Generalidades de la Pudrición Radicular (<i>Phytophthora cinnamomi</i>)	14
2.2.1 Taxonomía y Características Morfológicas	14
2.2.2 Sintomatología	15
2.2.3 Ciclo de la Enfermedad y Epidemiología	15
2.2.4 Condiciones Favorables y Dispersión	17
2.2.5 Estrategias de Control de la Enfermedad	18
2.2.5.1 Control Biológico de <i>Phytophthora cinnamomi</i>	18
2.3 Generalidades de <i>Trichoderma spp.</i>	19
2.3.1 Morfología y Taxonomía	19
2.3.2 Ecología	21
2.3.3 Modo de Acción de <i>Trichoderma</i> / Mecanismo de Control Biológico	22
2.3.4 <i>Trichoderma harzianum</i>	22
2.3.5 <i>Trichoderma viride</i>	23
	24

III. MATERIALES Y MÉTODOS	
3.1 Ubicación del Campo Experimental	24
3.2 Fase de Laboratorio	24
3.2.1 Aislamiento del Patógeno	24
3.2.2 Aislamiento de <i>Trichoderma</i>	25
3.2.3 Prueba de Control Biológico in vitro	26
3.3 Fase de Invernadero	27
3.3.1 Propagación de <i>Vaccinium corymbosum</i>	27
3.3.2 Preparación del Inóculo controlador	27
3.3.3 Inoculación de <i>Trichoderma sp</i>	28
3.3.4 Preparación del inóculo de <i>P. cinnamomi</i>	28
3.3.5 Inoculación del Patógeno	28
3.4 Parámetros de Evaluación	29
3.4.1 Altura de Planta	29
3.4.2 Diámetro del Tallo	30
3.4.3 Peso Fresco Follaje	30
3.4.4 Peso Seco Follaje	30
3.4.5 Peso Fresco Raíces	30
3.4.6 Peso Seco Raíces	30
3.4.7 Longitud de Raíces	31
3.4.8 Porcentaje de Raíz Enferma	30
3.5 Diseños Estadísticos	31
IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES	32
4.1 Fase de Laboratorio	32
4.1.1 Aislamiento del Patógeno	32
4.1.2 Aislamiento de <i>Trichoderma</i>	33
4.1.3 Prueba de Control Biológico In vitro	35
4.2 Fase de Invernadero	41
4.2.1 Diámetro del Tallo	41

4.2.2	Peso Fresco Foliar	44
4.2.3	Peso Seco Foliar	46
4.2.4	Peso Fresco Raíces	48
4.2.5	Peso Seco Raíces	50
4.2.6	Longitud de Raíces	52
4.2.7	Porcentaje de Raíz Enferma	55
V.	CONCLUSIONES	57
VI.	RECOMENDACIONES	59
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	60
VIII.	ANEXOS	66

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.- Aislamientos de <i>Trichoderma</i> obtenidos para la Prueba de Control Biológico in vitro.	26
Cuadro 2.- Tratamientos para evaluar la eficacia de los controladores al enfrentarse con <i>P. cinnamomi</i> en plantas de arándano var. Biloxi. La Molina 2015.	27
Cuadro 3. Tratamientos utilizados para el control de <i>Phytophthora cinnamomi</i> en el cultivo de arándano (Inóculos de <i>Trichoderma</i>) La Molina. 2015	29
Cuadro 4. Radio (mm) de las colonias de <i>Trichoderma</i> en el aislamiento durante 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.	34
Cuadro 5. Radio en cm. de las colonias de <i>Phytophthora cinnamomi</i> y <i>Trichoderma</i> sp. (CH 01) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.	35
Cuadro 6. Radio en cm. de las colonias de <i>Phytophthora cinnamomi</i> y <i>Trichoderma</i> sp. (CH 02) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.	35
Cuadro 7. Radio en cm. de las colonias de <i>Phytophthora cinnamomi</i> y <i>Trichoderma</i> sp. (CH 03) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.	36
Cuadro 8. Radio en cm. de las colonias de <i>Phytophthora cinnamomi</i> y <i>T. harzianum</i> (LM 01) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.	36
Cuadro 9. Radio en cm. De las colonias de <i>Phytophthora cinnamomi</i> y <i>T. viride</i> (LM 02) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.	36
Cuadro 10. Diámetro del tallo (mm), para el ensayo de control preventivo de <i>P. cinnamomi</i> haciendo uso de aislamientos de <i>Trichoderma</i> en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.	43
Cuadro 11. Promedio de Peso Fresco Foliar (g), para el ensayo de control preventivo de <i>P. cinnamomi</i> haciendo uso de aislamientos de <i>Trichoderma</i> en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.	45
Cuadro 12. Promedio de Peso seco Foliar (g), para el ensayo de control preventivo de <i>P. cinnamomi</i> haciendo uso de aislamientos de <i>Trichoderma</i> en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.	47
Cuadro 13. Promedio de Peso fresco radicular (g), para el ensayo de control preventivo de <i>P. cinnamomi</i> haciendo uso de aislamientos de <i>Trichoderma</i> en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.	49
Cuadro 14. Promedio de Peso seco radicular (g), para el ensayo de control preventivo de <i>P. cinnamomi</i> haciendo uso de aislamientos de <i>Trichoderma</i> en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.	51

- Cuadro 15.** Promedio de longitud radicular (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015. 53
- Cuadro 16.** Promedio del porcentaje de raíz enferma (%), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015. 56

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.- Desarrollo de <i>Phytophthora cinnamomi</i> en PDA a los 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.	33
Figura 2.- Desarrollo de micelio (mm) de <i>Trichoderma</i> durante 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.	34
Figura 3.- Comparativo entre los tratamientos para el control <i>P. cinnamomi</i> , evaluados en la Prueba de Enfrentamiento a los 3, 5 y 7 días de la siembra. La Molina. 2015.	39
Figura 4.- Comparativo entre los tratamientos para el control <i>P. cinnamomi</i> , evaluados en la Prueba de Enfrentamiento a los 3, 5 y 7 días de la siembra. La Molina. 2015.	40
Figura 5.- Variación del diámetro del tallo (mm) en el cultivo de arándano bajo condiciones de invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> . La Molina. 2015.	42
Figura 6.- Diámetro de tallo de planta (mm) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control <i>P. cinnamomi</i> .	43
Figura 7.- Promedio de peso fresco foliar (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control <i>P. cinnamomi</i> . La Molina. 2015.	45
Figura 8.- Promedio de peso seco foliar (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control <i>P. cinnamomi</i> . La Molina. 2015.	47
Figura 9.- Promedio de peso fresco radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control <i>P. cinnamomi</i> . La Molina. 2015.	49
Figura 10.- Promedio del peso seco radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control de <i>P. cinnamomi</i> .	51
Figura 11.- Promedio de la longitud radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control de <i>P. cinnamomi</i> .	53
Figura 12.- Comparativo de raíces entre los tratamientos evaluados al término del ensayo. La Molina. 2015.	54
Figura 13.- Promedio de porcentaje de raíz enferma (%) en la prueba de invernadero haciendo uso de <i>Trichoderma</i> para el control de <i>P. cinnamomi</i> .	56

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Datos del radio en cm. de las colonias de <i>P. cinnamomi</i> y de los <i>Trichoderma</i> en la Prueba de Control Biológico In Vitro (Prueba de Enfrentamiento). La Molina. 2015.	66
Anexo 2: Datos de la variable altura de planta (cm) durante la prueba de Invernadero. La Molina. 2015.	68
Anexo 3: Datos de la variable diámetro de tallo (cm) durante la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	70
Anexo 4: Datos de la variable peso fresco foliar (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	72
Anexo 5: Datos de la variable peso seco foliar (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	73
Anexo 6: Datos de la variable peso fresco radicular (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	74
Anexo 7: Datos de la variable peso seco radicular (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	75
Anexo 8: Datos de la variable longitud de raíz (cm) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	76
Anexo 9: Datos de la variable porcentaje raíz enferma (%) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.	77
Anexo 10: Análisis de Variancia y Prueba de tukey para la variable altura de Planta (cm) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	78
Anexo 11: Análisis de variancia y Prueba de Tukey para la variable diámetro de tallo (mm) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	79
Anexo 12: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso fresco foliar (gr) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	80
Anexo 13: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso seco foliar (gr.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	81
Anexo 14: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso fresco radicular (gr.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015	82
Anexo 15: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso seco radicular (gr.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015..	83
Anexo 16: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable longitud de raíz (cm.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	84
Anexo 17: Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable porcentaje de raíz enferma (cm.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.	85

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en las instalaciones de la Universidad Nacional Agraria La Molina, en arándano variedad biloxi, en dos fases: una en laboratorio realizado en la Clínica de Diagnóstico de Fitopatología y otra en el invernadero del Departamento de Fitopatología de la Facultad de Agronomía. Se evaluó el comportamiento antagonista de aislamientos de *Trichoderma* contra *Phytophthora cinnamomi*.

En la fase de laboratorio se realizó la prueba de enfrentamiento en placas Petri con medio PDA, se sembró un disco del *Trichoderma* y un disco del patógeno en extremos opuestos de una misma placa para así poder determinar si existía inhibición en el crecimiento de *P. cinnamomi* ante la presencia del organismo antagonista. Los aislamientos utilizados fueron: T1 *Trichoderma sp.* (CH 01), T2 *Trichoderma sp.* (CH 02), T3 *Trichoderma sp.* (CH 03), T4 *Trichoderma harzianum* (LM 01), y T5 *Trichoderma viride* (LM 02).

Para esta prueba se evaluó el radio de las colonias tanto de los aislamientos de *Trichoderma* como del patógeno. Se determinó a *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 01) como los organismos antagonistas que tuvieron un mejor control de *P. cinnamomi*.

Con el fin de confirmar la capacidad antagonista de los 5 aislamientos de *Trichoderma*, en la fase de invernadero se establecieron 5 tratamientos con 7 repeticiones cada uno. Se preparó una solución con concentración de 10^8 conidias/ml de cada controlador y se tomó 150 ml de cada solución preparada para la inoculación de los controladores. Se realizaron tres inoculaciones de controladores, dos de ellas antes de la inoculación del patógeno y la otra después de ésta. Para la inoculación del patógeno se introdujeron semillas de trigo colonizado con *P. cinnamomi* a una profundidad de 3cm alrededor de la planta y sobretodo cerca de las raíces a una proporción de 2.5g de trigo por cada kg de suelo.

Para la prueba en invernadero los parámetros a evaluar mediante un diseño completamente al azar fueron los siguientes: Altura de planta, Diámetro del tallo, Peso Fresco Foliar, Peso seco Foliar, Peso Fresco de raíces, Peso seco de raíces, Longitud de raíces, Porcentaje de raíces enfermas. Los resultados indican que estos parámetros se vieron favorecidos con la aplicación de *Trichoderma* (nivel de significancia $\alpha=0.05$ Tukey). Confirmando los resultados obtenidos en la prueba in vitro, se observó que el tratamiento T4 *Trichoderma harzianum* (LM 01) resultó tener la mejor capacidad antagonista, reflejado en mayores valores de crecimiento de raíces, además de una mejor apariencia.

Al término del ensayo, los tratamientos con una menor incidencia de la enfermedad presentaron los valores más altos de peso fresco y peso seco, el patógeno no mermó el normal desarrollo de la planta gracias a la acción de *Trichoderma*. Se concluye que todos los aislamientos observados inoculados a una concentración de 10^8 conidias/mL tienen un efecto en el control del desarrollo de *Phytophthora cinnamomi*. Sin embargo, *Trichoderma harzianum* (LM 01) tuvo el mayor efecto.

Palabras clave: *Trichoderma*, aislamientos, antagonista, *Phytophthora cinnamomi*, patógeno, inoculación, enfermedad, arándano.

ABSTRACT

The present work was carried out in the National Agrarian University - La Molina (UNALM), in two phases: in laboratory (Phytopathology Diagnosis Clinic), and greenhouse (Department of Plant Pathology – Faculty of Agronomy), in biloxi blueberry. The antagonistic behavior of *Trichoderma* isolates against *Phytophthora cinnamomi* was evaluated.

In laboratory phase, the confrontation test was conducted on Petri dishes with PDA medium, a disk with *Trichoderma* and pathogen were inoculated sown at opposite ends of the same plate in order to determine if there was inhibition in the growth of *P. cinnamomi* in the presence of the antagonistic organism. The isolates used were: T1 *Trichoderma sp.* (CH 01), T2 *Trichoderma sp.* (CH 02), T3 *Trichoderma sp.* (CH 03), T4 *Trichoderma harzianum* (LM 01), and T5 *Trichoderma viride* (LM 02).

For this test, radial growth of *Trichoderma* and pathogen were measured. *Trichoderma harzianum* (LM 01) and *Trichoderma sp.* (CH 01) as antagonistic organisms that had better control of *P. cinnamomi*.

In order to confirm the antagonistic capacity of 5 isolates of *Trichoderma*, in the greenhouse phase were established 5 treatments, each with 7 replications per treatment. A solution with 10^8 conidia / ml concentration for each antagonist were prepared and 150 ml of solution was used for inoculation of the antagonists. Three inoculations were performed, two of them before pathogen inoculation and the other after inoculation. For pathogen inoculation, wheat seeds colonized with *P. cinnamomi* were introduced at a depth of 3cm around the plant and above all near the roots at rate of 2.5g of wheat for each kg of soil.

For the greenhouse test the parameters to be evaluated by a completely randomized design were the following: Plant height, Stem diameter, foliar fresh weight, foliar dry weight, Fresh weight of roots, Dry weight of roots, Root length, Percentage of diseased roots. The results indicate that these parameters were favored with the application of *Trichoderma* (significance level $\alpha = 0.05$ Tukey). Confirming the results obtained in the in vitro test, it was observed that the T4 *Trichoderma harzianum* (LM 01) treatment was found to have the best antagonistic capacity, reflected in higher values of roots growth, and a better appearance.

At the end of the trial, treatments with a lower incidence of the disease had the highest values of fresh and dry weight, the pathogen did not reduce the normal development of the plant because of the action of *Trichoderma*. It is concluded that all isolates observed have an effect on the control of the development of *Phytophthora cinnamomi*. However, *Trichoderma harzianum* (LM 01) had the greatest effect.

Key words: *Trichoderma*, isolates, antagonistic, *Phytophthora cinnamomi*, pathogen, inoculation, disease, blueberry.

I. INTRODUCCIÓN

Las exportaciones en el Perú han crecido de manera importante, y un gran componente de estas se debe a los productos de agroexportación. En ese sentido, el arándano, ofrece una oportunidad para nuestro país pues tiene un mercado interesante y cuenta con una demanda creciente que aún no se abastece. (Sierra Exportadora, 2011).

El arándano es uno de los principales cultivos en auge en este último tiempo. Este es un fruto de exportación muy apreciado en los mercados estadounidenses y europeo, por su sabor, propiedades y características. El cultivo del mismo en forma intensiva es una alternativa de exportación viable, con un muy buen retorno de la inversión a largo plazo, debido a los ciclos de madurez de las plantas, y la importante inversión inicial que debe realizarse. (Forbes, 2009).

Las enfermedades fungosas tienen gran importancia en este cultivo, siendo la pudrición de raíces producida por *Phytophthora cinnamomi* una de las principales causas de muerte de plantas, por tanto, resulta importante conocer el control apropiado para tener éxito en nuestra actividad agrícola y asistir con medidas preventivas antes que correctivas, que pueden disminuir considerablemente la población del patógeno ocasionando así una menor incidencia y severidad de la enfermedad.

Mediante el uso de organismos antagónicos, se puede disminuir la utilización de productos químicos y en consecuencia disminuir el impacto ambiental que su uso conlleva. Así, el control preventivo de *P. cinnamomi*, constituye una alternativa de gran importancia, no sólo por disminuir los costos que implica el uso excesivo de fungicidas sino que además puede evitar el desarrollo de resistencia del patógeno a determinados productos químicos.

El género *Trichoderma* posee buenas cualidades para el control de enfermedades en plantas causadas por patógenos fúngicos del suelo. Es un hongo de gran importancia a nivel agrícola

gracias a las diversas ventajas que ofrece como agente de control biológico, para la protección de plantas frente al ataque de fitopatógenos causantes de enfermedades de importancia económica.

Para poder desarrollar experiencia en el manejo de los arándanos se deben realizar más investigaciones y, para recomendar un manejo se debe conocer la interacción entre el patógeno y la planta. Esta situación conduce a realizar el presente trabajo de investigación que tiene como objetivo conocer el efecto que tienen cuatro especies de *Trichoderma* aplicado de manera preventiva para el control de la enfermedad causada por *Phytophthora cinnamomi* en el cultivo de arándano variedad biloxi (*Vaccinium corymbosum*) en condiciones de laboratorio e invernadero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. GENERALIDADES DEL CULTIVO

2.1.1. ORIGEN, HISTORIA Y DISTRIBUCIÓN

Los arándanos azul y rojo, blueberrie y cranberrie en inglés, respectivamente son especies conocidas en casi todo el mundo y asociados con Norteamérica (Trehane, 2004).

Durante años, los arándanos mantienen su popularidad en los Estados Unidos, con un negocio comercial próspero en el noreste de este país y en Canadá. Un paso importante en el desarrollo de la industria del arándano llegó en el cambio de siglo. Los esfuerzos realizados en la década de 1900 por Elizabeth White y el Dr. Frederick Coville de domesticar el arándano alto salvaje resultaron en la industria del arándano cultivado de hoy. Se seleccionan las plantas deseables de los bosques silvestres del noreste EE.UU. y los cultivaron para desarrollar los arándanos que podrían ser cultivadas comercialmente por los agricultores. Durante décadas, los fitomejoradores y patólogos han trabajado para identificar y mejorar las características deseables de diferentes cultivares de arándanos arbustos altos. Se han mejorado a través de los programas de selección natural y de cultivo de plantas para producir arándanos con sabor deseable, textura y color para los mercados de productos frescos y procesados. Estos programas de fitomejoramiento han dado como resultado el desarrollo de las bayas superiores tanto para el consumidor y la industria de procesamiento de alimentos (US Highbush Blueberry Council).

Según García Rubio et al. (2005), el arándano constituye un grupo de especies ampliamente distribuidas por el Hemisferio Norte, básicamente por Norteamérica, Europa Central y Eurasia, encontrándose también en América del Sur, y unas pocas especies en África y Madagascar.

El Sistema Integrado de información de Comercio Exterior-SIICEX (2010) menciona que aunque el hábitat de esta especie es principalmente de las regiones frías del hemisferio norte, actualmente

muchas de estas especies también son cultivadas en el hemisferio sur como Australia, Nueva Zelanda y en algunos países de América del Sur, principalmente Chile y Argentina.

V. corymbosum L. es originario de la costa este de América del Norte. Fue una de las primeras especies que, a principios de 1900, comenzó a domesticarse. Posee la mayor calidad de fruto, de ahí que sea con gran diferencia la más importante en cuanto a superficie cultivada. En condiciones de cultivo puede alcanzar una altura de 2,5 m (García R. 2005).

Para Vial (2005), los principales países productores son: Estados Unidos, Canadá, Chile, Argentina, México, Polonia, Nueva Zelanda y Australia. Mientras que los principales consumidores según Allende (2005) son: Estados Unidos con un consumo del 83 %, Europa con un 14 % y Oriente con un 3 %.

2.1.2. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

Bañados (2007) indica que el sistema radical está compuesto de finas raicillas, es superficial, fibroso y de poca extensión. La raíz está desprovista de pelos radicales, de modo que son las raíces jóvenes las que efectúan la labor de absorción.

Entre las raíces y la parte aérea se encuentra la corona, que tiene la capacidad de emitir brotes. En la mayoría de los casos se asocia de forma natural con una micorriza formando una simbiosis, traduciéndose ésta en un mayor desarrollo vegetativo. Es sensible al encharcamiento en suelos pesados (García R. 2005).

Según García (2005), las hojas son implex, alternas, cortamente pediceladas, forma elíptico-lanceoladas de unos 5 cm de longitud, caducas, de un color verde pálido a muy intenso según cultivares, ligeramente dentadas y finamente nerviadas por el envés. Es típica la coloración rojiza que adquieren en el otoño.

Posee estomas solamente en el envés de las hojas y se encuentran en densidades de 300 por mm² (Buzeta, 1997).

Gil (2006) indica que las flores son perfectas y epígenas, están dispuestas en racimos que emergen de yemas simples laterales de ramillas hacia la parte lateral del brote, se diferencian en verano al mismo tiempo que se agrandan, en dirección basipétala.

García (2005) afirma que las flores son Axilares o terminales, en racimos de 6 a 10 en cada yema, sépalos persistentes, corola acampanada blanca con tonos rosas en algunos cultivares, formada por 4-5 pétalos fusionados, 8 a 10 estambres con anteras aristadas o no, prolongadas en tubos terminales con una abertura en el ápice, un pistilo simple, ovario ínfero, de 4 a 10 lóculos.

Muñoz (2005) menciona que la floración ocurre sobre yemas que se diferencian al inicio del otoño, generalmente cuando se detiene el crecimiento vegetativo, probablemente en respuesta al fotoperiodo. Normalmente, se forma una inflorescencia por nudo, pero en brotes medianamente gruesos pueden formarse dos. El número de nudos florales en un brote, como el número de flores por inflorescencia, son características de cada variedad.

Muñoz (2005) dice que el fruto corresponde a una baya casi esférica que varía en tamaño desde 0.7 a 1.5 cm de diámetro dependiendo de la variedad; su color va desde azul claro hasta un negro intenso, posee secreciones cerosas que le dan una terminación atractiva. El fruto puede poseer hasta 100 semillitas pequeñas ubicadas al interior del endocarpio.

Según Gómez (2010) el fruto está compuesto por 5 lóculos, baya verdadera originada de la maduración de un ovario ínfero. El pericarpio es ceroso y esta fusionado con otro tejido que contiene clorofila.

Los frutos más cercanos a las ramas son más grandes que los distales, y su tamaño se ha relacionado también con el vigor de la rama, es decir, ramas más vigorosas generalmente producen frutos mayores. Además, los primeros frutos maduros de un cultivar a menudo son mayores que los que se recogen más tarde. Dos características comercialmente relevantes del fruto son: la cicatriz que queda al desprenderse del pedúnculo, que debe ser pequeña y seca a fin de dificultar la acción de los patógenos, y la firmeza, que está muy relacionada con el grosor de la epidermis (García R. 2005).

Para Sierra Exportadora (2011), las variedades Biloxi, Misty y Legacy, son las que mejor se adaptan a nuestro país.

2.1.3. DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA

Según Muñoz (1988; Hancock y Draper, 1989), el arándano es una especie frutal arbustiva, perteneciente al género *Vaccinium*, familia Ericaceae, que se desarrolla naturalmente en Norteamérica.

El arándano o blueberrie es un arbusto frutal nativo de Norteamérica, considerado dentro del grupo de los berries, pertenece a la familia Ericaceae y ha sido clasificado en la subfamilia Vacciniaceae, subgénero Cyanococcus, genero *Vaccinium* (Buzeta, 1997; Sudzuki, 2002).

Asimismo, Eck (1989) resalta que existen 3 especies que tienen importancia económica: *Vaccinium angustifolium* Alton (arándano bajo o "lowbush"), *Vaccinium ashei* Reade (arándano ojo de conejo o "rabbiteye") y *Vaccinium corymbosum* L. (arándano alto o "highbush").

Mayorga (2014) determina la clasificación taxonómica de la siguiente manera:

REINO: Plantae

ORDEN: Ericales

FAMILIA: Ericaceae

GENERO: *Vaccinium*

ESPECIE: *V. corymbosum* L.

2.1.4. HÁBITOS DE CRECIMIENTO

El INDAP (2005), menciona que el arándano muestra en general un crecimiento arbustivo que puede alcanzar hasta tres metros de altura, dependiendo del tipo de arándano, llegando a conformar un seto continuo de la plantación. Según las variedades, las plantas pueden presentar un hábito más o menos erecto.

2.1.5. REQUERIMIENTOS MEDIO AMBIENTALES

2.1.5.1. Requerimientos Climáticos

Carrera (2012) indica que el arándano necesita de un periodo de frio durante el invierno que le permita sobreponerse al estado de reposo. Este periodo se puede cuantificar en horas de frio por debajo de 7 °C, y es diferente para cada variedad. Respecto a las temperaturas máximas y

mínimas, estas plantas pueden soportar fríos muy intensos de hasta $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$, por el contrario, temperaturas superiores a $30\text{ }^{\circ}\text{C}$ pueden causar daños en los frutos.

Para Sierra Exportadora (2011), este cultivo necesita de mucha luz y no soporta muchos vientos, si se pretende plantarse en un lugar donde estos son habituales, deberá hacerse en un sitio resguardado, o deberá proteger con empalizadas o setos realizados con plantas resistentes contra el aire. Otra técnica consiste en plantar estos arbustos entre árboles que los protejan. Los arándanos prefieren los climas húmedos, pueden resistir fuertes heladas, estas plantas prefieren los inviernos fríos, porque las bajas temperaturas en invierno aseguran que no se adelante la floración y la hacen más abundante y uniforme. Sin embargo, las heladas no deben presentarse cuando comienzan a brotar las flores y o cuando los frutos están creciendo.

2.1.5.2. Requerimientos de Suelo

NIDETEC (2006) y FEDEFRUTA (2007), aseguran que el arándano es una especie de suelos ácidos que requieren pH que van de 4 a 5.6, con una altura de 1000 hasta los 2500 msnm, con abundante estructura de macroporos, livianos, textura limosa a franco arenosa, abundante materia orgánica que retenga humedad y con un muy buen drenaje, tienen una mala tolerancia al estrés hídrico, y requieren una profundidad efectiva óptima de 60 cm con subsuelo suelto y sin napas freáticas. Además, no toleran las arcillas pesadas debido a que dificultan el crecimiento de raíces, por ello prefieren los suelos arenosos, tiene un mal comportamiento en condiciones salinas y es sensible a agua de riego con alto contenido de nitratos.

Benavides (2012), recomienda que si el pH fuera menor de 4, se deberá realizarse enmiendas con cal (encalado) para llevarlos sobre 5, a razón de 1000 kg/ha de cal viva (CaO) o apagada ($\text{Ca}(\text{OH})_2$), para elevar 1 unidad de pH. Por el contrario si el valor es ligeramente superior a 7, además de utilizar abonos de reacción ácida (sulfato de amonio, sulfato de potasio, etc.) es aconsejable aplicar alguna enmienda como el azufre. Por otro lado, en los suelos alcalinos, según sea el caso es necesario añadir yeso agrícola (CaSO_4). Además de las enmiendas al suelo es necesario durante el periodo previo a la siembra y posteriormente a la misma, durante todo el cultivo, para mantener el pH de la zona radicular en los niveles óptimos.

El INDAP (2005) asegura que la materia orgánica en el suelo ayuda a retener la humedad, reduce la lixiviación de los nutrientes, incrementa la disponibilidad de algunos nutrientes

(especialmente hierro) por la acidificación del suelo durante su descomposición. La materia orgánica provee energía a los microorganismos del suelo, las bacterias que dirigen las partículas orgánicas producen los complejos de carbohidratos que cementan partículas del suelo formando agregados. Esto incrementa la porosidad y la soltura del suelo, pasando a ser friable. También ayuda a disminuir la toxicidad por aluminio. Las raíces del arándano son limitadas en su crecimiento por la disponibilidad de materia orgánica en los niveles más bajos de los suelos; el crecimiento y la producción de la planta es directamente proporcional a la cantidad de materia orgánica disponible en el suelo.

2.1.5.3. Requerimiento Hídrico

Según Benavides (2012), la planta de arándano carece de pelos radiculares y tiene una distribución superficial de raíces, lo que restringe la capacidad de absorción de agua, y hace que la especie sea sensible a daño por sequía y a la deshidratación. Por esta razón, se necesita un nivel adecuado de humedad, que será proporcionado por lluvias o a través de riego artificial. Las mayores exigencias de agua de la planta son en el período de crecimiento y maduración de frutos.

Asimismo, el INDAP (2005) señala que durante la cuaja y el crecimiento de las bayas, se produce una gran demanda de agua, pero un estrés hídrico durante el crecimiento de la fruta origina bayas pequeñas.

También menciona Benavides (2012) que el agua debe llegar a la profundidad de las raíces, evitando el exceso de riego que provocaría lixiviación de nutrientes, ataque de hongos y asfixia radicular, además se pierde agua y se aumentan los costos de operación.

Es por ello, que recomienda el uso del riego localizado, que requiere de contar con agua disponible. Para el INDAP (2005), el método de riego utilizado en arándano varía con el tipo de suelo y la topografía. En suelos arenosos se prefiere el riego por goteo y microaspersión, debido a su nivel de eficiencia en la aplicación y buen control de los volúmenes de agua. Para García (2007), los sistemas de riego localizado permiten regar con una frecuencia alta y, además, ofrecen la posibilidad de realizar fertirrigación, o aplicación conjunta de agua y fertilizantes. El riego por goteo es el más adecuado, teniendo en cuenta que los caudales que hacen falta para cubrir las necesidades del cultivo no son excesivamente. Para condiciones de nuestra sierra, Benavides (2012) menciona que se puede recurrir a reservorios para asegurar el

abastecimiento y buen funcionamiento del sistema de riego. En los cultivos de exportación de la costa del Perú y algunos de sierra ya implementados se vienen trabajando con el sistema de riego por goteo (eficiencia de riego entre 65 y 95 %).

INDAP (2005), aclara que es muy importante comprobar la calidad del agua disponible para el riego antes de plantar, o de instalar un sistema de riego. El agua con un alto contenido de hierro puede manchar la fruta, afectando así su condición para la venta en el mercado en fresco. Por otro lado el agua no debe presentar excesos de salinidad, ni de sodio, carbonatos, cloro o boro.

Benavides (2012) afirma que el riego durante el primer y segundo año de la plantación es muy importante para su rendimiento futuro. Ya entrando en producción, las mayores exigencias de humedad en el año están concentradas en el período de mayor crecimiento y durante la maduración del fruto. La adición de una cobertura o mulching, ayuda a reducir la frecuencia de riegos, en tanto protege a las jóvenes raíces de la excesiva evaporación del agua y del incremento de temperatura durante los días calurosos.

Para García (2007), los requerimientos de agua dependerán de factores climáticos como la temperatura del aire, el viento, la humedad relativa, la insolación, así como el estado fenológico de la planta y el tipo de suelo. En un suelo arenoso se debe aumentar la frecuencia de los riegos y disminuir su duración; al contrario que en un suelo franco, con una mayor retención de agua, donde los riegos pueden ser más largos y espaciados.

Benavides (2012) menciona, además, que una adecuada humedad es también necesaria para mantener elástica la piel del fruto, y así prevenir resquebrajamientos y agrietamientos. Si se permite que la planta sufra de sequía, la piel se torna poco elástica y el fruto tenderá a agrietarse cuando se reponga el agua nuevamente.

2.1.5.4. Abonamiento y Fertilización

El uso de fertilizantes promueve el rápido crecimiento en plantas jóvenes para que lleguen a su madurez en el mejor estado, y una vez que el tamaño fue alcanzado, el objetivo primario es maximizar el rendimiento de los frutos y su calidad (INTA, 2012).

Según García (2007), los arándanos se cultivan en suelos ácidos en los que muchos nutrientes se encuentran en niveles bajos. Generalmente, estos arbustos tienen bajos requerimientos en fertilizantes siendo, además, bastante sensibles a contenidos altos en sales.

Benavides (2012), menciona que las aplicaciones continuadas de fertilizantes, en pequeñas cantidades, han demostrado ser más beneficiosas que una o dos aplicaciones en dosis más altas, especialmente en áreas que pueden tener abundantes lluvias durante la temporada de crecimiento. Para un buen desarrollo de la planta, sobre todo en los primeros años, las dosis de fertilización han de ser bajas y repartidas a lo largo de los periodos de mayor crecimiento (primavera y verano).

García (2007), recomienda que el abonado se ha de hacer siempre en base a los análisis correspondientes de suelo y foliares. En plantaciones ya establecidas, el análisis foliar es más útil que el del suelo. El primero permite verificar el programa de fertilización establecido, y se recomienda realizarlo cada dos ó tres años. El análisis del suelo puede realizarse cada tres ó cuatro años para comprobar cambios del pH del suelo, y de nutrientes como fósforo, potasio, calcio o magnesio. La fertirrigación juega, por tanto, un papel muy importante en el buen desarrollo de este cultivo, incorporando los abonos al agua de riego y dosificándolos según sus necesidades. El nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K) son los macronutrientes que necesita el arándano en mayor cantidad.

Lyrene y Williamson (1994), recomiendan el uso de nitrógeno amoniacal, proveniente de urea o proveniente de materias orgánicas preferiblemente antes que el proveniente de nitratos.

Para Benavides (2012), los elementos secundarios como el calcio, magnesio y azufre son requeridos en menores cantidades, pero aun así requieren periódicas reposiciones. Los microelementos como el manganeso, hierro, boro, cobre y zinc son requeridos en cantidades muy pequeñas, y los arándanos responden bien a las aplicaciones foliares de estos nutrientes. Los niveles de cloro deben ser los más bajos posibles, preferiblemente inferiores al 2%.

En general, según García (2007), en los suelos recomendados para el arándano, con porcentajes altos de materia orgánica, no son frecuentes las carencias de microelementos (hierro, manganeso, zinc, cobre...), al contrario que en suelos muy arenosos y con poca materia

orgánica. Para una plantación en plena producción, una dosis media de abonado puede estar en torno a 90 N, 45 P₂O₅, 90 K₂O y 25 MgO de UF (unidades de fertilizante) /ha.

2.1.6. PRINCIPALES ENFERMEDADES

De acuerdo con García (2007), el arándano es una especie vigorosa, de rápido crecimiento y altos rendimientos, pero susceptible a varias enfermedades que pueden alterar su desarrollo, acortar su vida productiva y afectar la calidad y cantidad de fruta.

Los nutrientes presentes en los arándanos, combinados con una actividad acuosa óptima y valores ácidos de pH, hacen que esta fruta sea particularmente susceptible al deterioro fúngico (Almenar, et al., 2007). Sin embargo, Molina (2010) menciona que por lo general, los arándanos son bastante menos susceptibles a enfermedades y plagas que otros berries.

No existen por el momento graves problemas de enfermedades en el arándano, pero la alta densidad de plantas y los altos niveles de nutrientes que se utilizan para mantener máximos niveles productivos facilita el establecimiento y diseminación de enfermedades (García, 2007).

A continuación, se describen las enfermedades más comunes que afectan a este frutal:

- Antracnosis (*Colletotrichum sp.*): Según García (2007), el hongo puede afectar a ramas, hojas y flores, pero los daños más graves los provoca en los frutos.

Se presenta como enfermedad de postcosecha, pero la infección ocurre mucho antes de la cosecha. Los primeros síntomas de la planta son la presencia de brotes atizonados, posteriormente, cuando los frutos están madurando, el extremo de ellos se hunde y aparece una esporulación color salmón. El hongo sobrevive el invierno en las ramillas, y cuando existen condiciones calurosas y húmedas en primavera, que coincide con el período de floración puede ocurrir esporulación sobre las ramillas (Carhuaricra, 2012).

La diseminación de la enfermedad se produce por el traslado de las esporas del hongo de una planta enferma a otra sana, mediante la lluvia y el riego durante la floración y desarrollo de frutos. Como medidas preventivas se recomienda evitar el riego excesivo, refrigerar las bayas de forma inmediata una vez recolectadas (Gutiérrez, 2010).

- *Botrytis* o Podredumbre gris (*Botrytis cinerea*): Gil (2006) indica que el ataque causado por *Botrytis cinerea*, ocasiona daños en hojas, brotes tiernos, flores y frutos. Las esporas que se encuentran en los tejidos son diseminadas por el viento o por la lluvia, para que germinen se requiere que se presenten ciertas condiciones climáticas favorables como una humedad relativa (HR) mayor a 95 %, y una temperatura de alrededor de 15-20 °C.

Botrytis cinerea produce manchas y muerte del tallo, manchas foliares pardas, irregulares que no respetan las nervaduras, podredumbres de flores y frutas en pre y postcosecha. En las flores genera manchas castañas en los pétalos, pudiendo desprenderse los pedúnculos florales quedando el racimo prácticamente sin frutas. Los órganos afectados se cubren de un moho grisáceo. En las frutas se observan manchas oscuras, reblandecimiento y pudrición (Rivera et al., 2009). Este hongo aún sigue creciendo a 0 °C, sin embargo, el crecimiento a esta temperatura es muy lento (Mitcham et al., 2007).

- *Monilia* (*Monilia sp.*): La infección primaria se produce por la germinación de esclerocios (masa compacta de micelio) que dan lugar a la aparición de apotecios con ascosporas que producen la infección en tallos y hojas. Posteriormente se diseminan los conidios por el viento e insectos infectando las flores (Gutiérrez, 2010).

Para García (2007), este hongo afecta a brotes, hojas, flores y frutos, pudiendo llegar a reducir considerablemente la cosecha. Las ramas y flores afectadas se marchitan y se vuelven de un color marrón, como si estuvieran quemadas. Las hojas y brotes desarrollados en la primavera se caen. En los frutos no se aprecia el daño hasta casi la madurez, adquiriendo un color crema o rosa salmón, y volviéndose eventualmente rojizos o marrón claro.

- *Phomopsis* (*Phomopsis vaccinii*): *Phomopsis* aparece primero como un tizón en las ramas un año de edad que tienen yemas florales, algunas cañas individuales o secciones de la planta se marchitan y mueren. Se presentan lesiones circulares, de apariencia gris y plana alrededor de las yemas florales, que producen picnidias de los hongos (apotecios), a veces estos síntomas tempranos se presentan junto con el cancro, pero es más común que el cancro aparezca en estados más avanzados (Carhuaricra, 2012).

El hongo penetra en las yemas florales y, eventualmente, en el tallo. La ocurrencia de enfermedad incrementa año a año y reduce la producción de frutos. Las esporas producidas se

diseminan con la lluvia. Los frutos dañados son blandos, a menudo se agrietan y pierden jugo (García, 2007).

- *Alternaria* (*Alternaria sp.*): Es una de las enfermedades más comunes en el arándano y sus daños son de importancia. Los hongos del género *Alternaria* producen manchas foliares de forma y tamaño variables, dispersas en la lámina o comenzando por el ápice o por los bordes. Pueden aparecer sobre ambas caras de las hojas y abarcar gran parte de las mismas. También producen atizonamiento y canchales en tallos y pudrición de frutos en pre y post cosecha (Rivera et al., 2009).

- *Phytophthora* (*Phytophthora cinnamomi*): Según García (2007), la pudrición de la raíz causada por este organismo puede manifestarse como una enfermedad lenta y progresiva caracterizada por un débil crecimiento y un prematuro desarrollo característico del color del follaje en el otoño (amarillo o rojizo). Las plantas infectadas tienen con frecuencia una fijación pobre al suelo debido a un escaso desarrollo radical. Esta enfermedad se favorece por un mal drenaje del suelo que provoca encharcamientos o exceso de humedad.

- Oidio o cenicilla: A esta enfermedad la pueden causar diferentes agentes causales. Los principales síntomas que se observan son: Presencia de moho blanquecino sobre las hojas y frutos, necrosis parcial de los tejidos parasitados, detenimiento del crecimiento. La diseminación de las esporas es principalmente por acción del viento. Este hongo puede sobrevivir como micelio y como esporas en las plantas afectadas (Carhuaricra, 2012).

- Enfermedades producidas por bacterias Bacteriosis: Gil (2006) menciona que esta enfermedad es causada por *Agrobacterium tumefaciens*. Esta bacteria normalmente se encuentra en el suelo y puede sobrevivir varios años como saprófito, es decir alimentándose de raíces en descomposición; ingresa a las plantas a través de heridas causadas por las herramientas de cultivo, injertos, insectos, nematodos, helada o por grietas en la emergencia en las nuevas raíces, al producir infección produce un sobre - crecimiento del tejido de la planta, lo que llamamos agalla o tumor. Éstas, según García (2007), cuando son jóvenes, son de color crema o marrón claro, y a medida que crecen adquieren un color marrón oscuro o negro, volviéndose ásperas, duras y de tamaño variable.

- Enfermedades producidas por Nemátodos: Bañados (2007) dice que en varios países se han reportado varias especies como *Helicotylencyis dihystra*, *Meloidogyne sp.*, *Xiphinema americanum* y *Paratrichodorus sp.* De todos estos el *Meloidogyne* el que tenemos más comúnmente distribuido en Perú. En campo las enfermedades causadas por nematodos se suelen manifestar como rodales irregulares de crecimiento pobre, de forma circular o elipsoidal. En el caso de *Meloidogyne* se observan daños como agallas en las raíces, lesiones necróticas en las raíces, proliferación de raíces secundarias y pobre crecimiento radicular, dificultando la traslocación de savia y agua, y se traduce en clorosis y en general plantas débiles con pobre crecimiento.

2.2 GENERALIDADES DE LA PUDRICIÓN RADICULAR (*Phytophthora cinnamomi*)

Esta enfermedad se presenta en cualquier estado de desarrollo de la planta. Los síntomas se inician con un amarillamiento de las hojas el cual puede desaparecer durante un tiempo para luego resurgir de forma más pronunciada. Las nuevas hojas que brotan son más pequeñas o acucharadas de color verde claro. Al evolucionar la enfermedad el árbol muestra marchitez y pérdida del follaje, generalmente no produce nuevos brotes y hay muerte descendente de ramas. Las raíces presentan coloración oscura y son quebradizas. En casos muy avanzados el sistema radicular queda totalmente destruido (Ministerio de Agricultura Rep. Dom., 2016).

Para Ward (2013), *Phytophthora cinnamomi* es una enfermedad que afecta a la mayoría de las variedades de arándanos, generalmente asociado a suelos húmedos, pesados y de mal drenaje. Muchas de las enfermedades que afectan el arándano resultan en daños menores. Sin embargo, la enfermedad más común de arándano, *Phytophthora*, puede causar la muerte regresiva severa y a menudo resulta en la muerte de la planta. El agente causal de la pudrición de la raíz de arándanos es *Phytophthora cinnamomi*. En condiciones óptimas, se producen la proliferación de patógenos y síntomas de la enfermedad.

2.2.1. TAXONOMÍA Y CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Según Agrios (2002), el pseudohongo *Phytophthora* pertenece al Reino Chromista, Phylum Oomicota, Orden Peronosporales, Familia Phytiaceae, Género *Phytophthora*.

Erwin y Ribero (1996), mencionan que *Phytophthora cinnamomi* descende de las algas amarillas, incluso se discute si pertenece al taxón correcto, las razones que pueden explicar el cambio de clasificación radican en los flagelos que presenta la zoospora, uno motriz y otro que

hace la función de timón, características de las algas crysophytas. Por su parte, Mircetich y Zentmyer (1967) y Lemus (2009) aseguran que el ciclo sexual del patógeno es menos usual que el ciclo asexual puesto que posee los gametos A1 y A2 en talos diferentes (heterotalicos), pudiendo el tipo A2 llegar a formar oosporas homotáticas autofertilizadas. Hwang y Ko (1978), Sánchez Pérez (2007), tanto las oosporas, clamidosporas, micelio y la zoospora, son estructuras altamente infectivas, con la diferencia que este último se mueve independientemente, carece de pared celular y responde positivamente (quimiotaxis) a los exudados radiculares.

2.2.2. SINTOMATOLOGÍA

Para Ward (2013), el síntoma principal de *Phytophthora* es la pudrición de las raíces. Las lesiones comienzan en las pequeñas raíces de alimentación, luego se extienden a las raíces principales, y finalmente aparecen en coronas (donde el tronco reúne a las raíces). Los síntomas secundarios son inicialmente el amarillamiento y enrojecimiento de las hojas, seguido por la quemadura de las hojas (dorado). La falta de agua y la absorción (causada por la pérdida de la raíz) en última instancia, provoca retraso en el crecimiento, la falta de crecimiento nuevo, y la muerte de yemas terminales u hojas. Síntomas avanzados incluyen la defoliación, muerte regresiva de ramas, y la muerte de la planta.

France (2013), menciona que la enfermedad puede comenzar desde el vivero, donde se produce muerte de brotes, necrosis de la base de la estaca y falta de desarrollo radical. En los huertos los síntomas son clorosis y necrosis del borde de las hojas, follaje rojizo, defoliación, menor crecimiento y falta de vigor. Las plantas enfermas tienen mayor aborto floral y producen fruta más pequeña y ácida. El sistema radical muestra necrosis parciales o extensivas de raíces secundarias, y que pueden progresar hasta dejarlas completamente negras, la corteza de la raíz se desprende con facilidad, exhibiendo un centro de tonalidades café oscura.

2.2.3. CICLO DE LA ENFERMEDAD Y EPIDEMIOLOGÍA

Mircetich y Zentmyer (1967), Sánchez Vigo (2007) señalan que *P. cinnamomi* se reproduce normalmente de forma asexual, pero en países donde existen los dos tipos A1 y A2 pueden reproducirse sexualmente. A nivel mundial solo existen cinco países donde estos dos tipos han sido reportados: Australia, Madagascar, Papúa, Nueva Guinea y Estados Unidos de Norte América.

Para Coyier (1986), las clamidosporas son las esporas de supervivencia de *P. cinnamomi*, que pueden persistir hasta seis años, y se producen en las raíces infectadas, corona, y el suelo infestado. La difusión de aminoácidos alojados en la raíz provoca la germinación de clamidosporas.

Erwin y Ribiero (1996) menciona que grandes láminas de agua y el exceso de riego proporcionan las condiciones adecuadas para el aumento de los niveles de inóculo de zoosporas e infecciones radiculares posteriores. Por lo tanto, el exceso de agua del suelo aumenta la incidencia y la gravedad de la enfermedad. Las zoosporas se liberan más fácilmente en el agua del suelo o agua independiente. Por lo tanto, la enfermedad no es tan común en los suelos arenosos con buen drenaje.

Según Erwin y Ribiero (1996), una vez que un hospedante se infecta, el flujo de agua a través del xilema se reduce a través de toxinas que inducen marchitamiento tales como beta-glucanos e hidrolasas β -glucano.

A diferencia de las plantas sanas, las plantas infectadas con *P. cinnamomi* no se recuperan del estrés de la baja humedad del suelo. El uso excesivo de fertilizantes a base de nitrógeno aumenta aún más la susceptibilidad a la enfermedad debido a la mayor absorción de agua de la matriz del suelo (Coyier, 1986).

Hardman (2005) y Sánchez Perez (2007) señalan que el ciclo de la enfermedad empieza con la presencia del inóculo infeccioso: zoosporas, micelio, y/o clamidosporas; estas estructuras son altamente infectivas. Pero de ellas, las más importantes son las zoosporas, células sencillas con dimensiones de nueve a quince nanómetros, sin pared celular, biflageladas, motiles y de respuesta quimiotáctica. La germinación ocurre unos veinte a treinta minutos después del enquistamiento. El tubo germinativo crece por aproximadamente una hora con sus propias reservas, en dirección a los puntos de elongación de las raíces donde se liberan aminoácidos. Una vez alcanzado el tejido susceptible y sobre pasar las barreras físicas y químicas, decimos que ha ocurrido la infección.

Hardham (2005) y Castañeda (2009) señalan que la infección del patógeno ocurre un día después de la penetración y seis horas después coloniza todas las células que estén a su alcance. La muerte de la raíz estimula al oomiceto a esporular y formar dos tipos de esporas que

perpetúan el ciclo de la enfermedad: esporangios y clamidosporas. Dos a tres días después de la infección, el inóculo se desarrolla.

Sánchez Pérez (2007) menciona que *P. cinnamomi* puede sobrevivir en material vegetal muerto, pese a tener poca habilidad saprofítica para competir con otros microorganismos del suelo. Son invasores primarios y atacan tejidos intactos o con heridas recientes. Mircetich y Zentmyer (1967), por su parte, sostienen que las estructuras de conservación las pueden mantener viable por un tiempo considerable siempre que el suelo permanezca húmedo; las clamidosporas y las oosporas pueden permanecer viable por hasta seis años en ausencia de hospedantes, pero con suelos bajo condiciones de sequedad prolongada (dos por ciento de humedad) por más de dos meses, pierden su viabilidad. Por otro lado, McDonald y Duniway, citado por Sánchez Pérez (2007), asegura que la zoospora enquistada puede permanecer viable por apenas seis semanas.

2.2.4. CONDICIONES FAVORABLES Y DISPERSIÓN

Ward (2013) comenta que *Phytophthora cinnamomi* infecta y descompone raíces cuando los suelos son cálidos y húmedos. Requieren agua libre para sobrevivir y reproducirse. En condiciones óptimas, el patógeno puede infectar y destruir los cultivos altamente susceptibles tales como arándanos. Los suelos que son pesados, mal drenados, lentos para drenar, o saturados de la lluvia o el exceso de riego son lugares ideales para prosperar. Una vez establecido, los hongos producen estructuras de hibernación (clamidosporas) que pueden sobrevivir en una variedad de condiciones climáticas extremas, como el calor y la sequía. Cuando las condiciones ambientales alcanzan niveles óptimos, los patógenos fuera de su etapa de reposo o hibernación infectan las plantas susceptibles. Las nuevas infecciones se producen cuando el patógeno libera las esporas móviles (natación) que se realizan a través del agua. Estas esporas que nadan también permiten a los organismos de propagarse de una planta a otra. Las esporas pueden también mover considerables distancias en suelo contaminado.

Para Erwin & Ribiero (1996), la dispersión se produce a través de múltiples vías: aguas subterráneas, arroyos, y de riego, así como la tierra de la maceta infestado, salpicadura de maceta a maceta, bases de macetas de polietileno infestadas, y vivero con plantas enfermas.

Hardman (2005) y Lara (2008) comentan que la temperatura del suelo menor a 5 °C y mayores a 35 °C podrían ser letales para el patógeno. Mientras que Schieber y Zentmyer (1976), Pegg et. al. (2002) aseguran que la temperatura óptima es de 21 a 30 °C, fuera de este rango se

desordena fisiológicamente inhibiendo la formación de zoosporas y esporangios. EL pH óptimo para el desarrollo de la enfermedad es de 6.5.

Marais et. al (2002) señala que el calcio, zinc y materia orgánica son importantes para la supresión del patógeno, por lo que un deficiente suministro significa una mayor susceptibilidad de las plantas.

2.2.5. ESTRATEGIAS DE CONTROL DE LA ENFERMEDAD

Para un manejo adecuado de la enfermedad es importante conocer tanto al hospedante, al patógeno y al ambiente, como su interrelación entre ellos (hospedante-patógeno-ambiente).

Ward (2013), afirma que el manejo de *Phytophthora cinnamomi* requiere un enfoque integrado, que debe comenzar el control preventivo y las prácticas culturales. También es importante entender que los fungicidas no curan las infecciones, por lo que no debe confiarse en ella como medio único para el manejo de la enfermedad.

Según EPPO (2004), el control es difícil debido a la amplia gama de huéspedes del patógeno y la capacidad de sobrevivir en plantas asintomáticas o tolerantes. Las medidas preventivas son fundamentales. Erwin y Ribiero (1996), mencionan que la mejor práctica de gestión de campo para evitar la introducción del organismo en el campo es a través del uso de semilla limpia, así como la utilización de los suelos arenosos bien drenados con un pH bajo.

Para Coyier (1986), la gravedad de la enfermedad se puede reducir en viveros con la siembra en camas elevadas. Las camas levantadas evitan que el agua libre se ponga en contacto con las raíces de las plantas y se promueva el drenaje rápido. La fumigación pre-siembra puede ser eficaz, pero no llegan a las clamidosporas que pueden estar presentes en los suelos más profundos.

2.2.5.1. Control Biológico de *Phytophthora cinnamomi*

Para Lidell, Birles and Entee (1982), la incorporación de agentes de control biológico (antagonistas) al suelo, tales como *Trichoderma spp.*, es ampliamente reconocida como método de lucha contra enfermedades causadas por hongos del suelo. Varias especies de *Trichoderma* presentan un control satisfactorio de la enfermedad, se reporta desde 37 % hasta 100 % de control.

Cochrane (1963), menciona que la mayoría de las especies de *Trichoderma* pueden producir antibióticos entre los cuales se puede mencionar a la glioxina y la viridina. *Trichoderma viride*, por ejemplo, destruye las hifas de algunas especies de *Phytophthora*.

2.3. GENERALIDADES DE *Trichoderma* spp.

Alexopoulos (1985), señala que *Trichoderma* es uno de los organismos de control biológico que ha sido ampliamente estudiado debido a su variedad de atributos para controlar organismos dañinos.

Los procedimientos por los cuales se promueve la actividad de biocontrol contra fitopatógenos fúngicos se fundamenta sobre la activación de múltiples mecanismos entre los que se encuentran: la inactivación de las enzimas del patógeno, la competencia por el espacio y nutrientes, la secreción de metabolitos secundarios con efecto antibiótico y el ataque directo a otro hongo o micoparasitismo. Además, indirectamente *Trichoderma*, es capaz de proteger a la planta del patógeno, mediante la inducción de sus sistemas de defensa (Benitez, 2004).

Rodríguez (1990), afirma que las especies pertenecientes al género *Trichoderma* se caracterizan por ser hongos saprófitos, que sobreviven en suelos con diferentes cantidades de materia orgánica, los cuales son capaces de descomponerla y en determinadas condiciones pueden ser anaerobios facultativos, lo que les permite mostrar una mayor plasticidad ecológica. Además, tiene una velocidad bastante alta de crecimiento, por lo que es capaz de establecerse en el suelo y controlar enfermedades que afectan a los cultivos (Chiriboga et al., 2015).

2.3.1. MORFOLOGÍA Y TAXONOMÍA

Trichoderma es un tipo de hongo anaerobio facultativo, que se ubica taxonómicamente según Villegas (2005):

Reino: Fungi.

División: Mycota

Subdivisión: Eumycota

Clase: Deuteromicetes.

Orden: Moniliales.

Familia: Moniliaceae.

Género: *Trichoderma*.

Trichoderma se caracterizan por no poseer o no presentar un estado sexual determinado. De este microorganismo existen más de 30 especies, todas con efectos benéficos para la agricultura y otras ramas (Páez, 2006).

Microscópicamente muchas especies del género crecen rápidamente en cultivos artificiales y produce un largo número de pequeñas conidias verdes o blancas de células conidiogenas situadas al final de conidióforos extensamente ramificados. Esta característica permite una relativa fácil identificación de *Trichoderma* como género, pero el concepto de especies es difícil de interpretar. Bisset, revisó el género y además incluyó algunas especies de *Hypocrea* anamorfias en el género, resultando en el establecimiento de cinco nuevas secciones (Hermosa, 2000).

Para Harman (2002), el género *Trichoderma* en su estado vegetativo presenta micelio con septos simples. Las especies son haploides y su pared está compuesta por quitina y glucano. Se reproducen asexualmente por conidios. Presentan conidióforos hialinos ramificados, fiálides simples o en grupos, conidios de 3 a 5 μm de diámetro, generalmente ovalados, unicelulares, coloreados (usualmente verdes); de rápido desarrollo en medios sintéticos. Estas estructuras son de vital importancia para la sobrevivencia del género en el suelo bajo condiciones adversas. El organismo crece y se ramifica desarrollando típicas hifas, de 5 a 10 μm de ancho.

Stefanova, et. al. (1999), menciona que la mayoría de las especies de *Trichoderma* presentan clamidosporas, las cuales pueden ser intercalares y en ocasiones terminales. Las clamidosporas toleran condiciones ambientales adversas, son estructuras de sobrevivencia y permiten que el hongo pueda perdurar a través del tiempo.

No obstante, Díaz (1994) afirma que las clamidosporas recién formadas presentan más de 75 % de germinación, bajo condiciones óptimas de humedad (>75 %) y temperatura (28-30 °C). Debido a esto se dice, que las especies de *Trichoderma* produce tres tipos de propágulos: hifas, clamidosporas y conidios.

2.3.2. ECOLOGÍA

Las especies de *Trichoderma* se encuentran presentes en todas las latitudes, desde las zonas polares hasta la ecuatorial. Esta distribución tan amplia y su plasticidad ecológica están estrechamente relacionadas con la alta capacidad enzimática que poseen para degradar sustratos, un metabolismo versátil y resistencia a inhibidores microbianos (Rodríguez, 1990).

Su desarrollo se ve favorecido por la presencia de altas densidades de raíces, las cuales son colonizadas rápidamente por estos microorganismos. Esta capacidad de adaptación a diversas condiciones medioambientales y sustratos confieren a *Trichoderma* la posibilidad de ser utilizado en diferentes suelos, cultivos, climas y procesos tecnológicos (Páez, 2006).

Para Knudsen (1990), la relación entre la temperatura y el desarrollo de *Trichoderma*, al parecer depende de la especie y del propio aislamiento.

Varios estudios han evaluado el efecto de la temperatura en la germinación de las esporas y el crecimiento del tubo germinal, crecimiento del micelio, habilidades competitivas y producción de metabolitos volátiles y no volátiles en las especies de *Trichoderma*, estableciendo que la temperatura óptima de crecimiento difiere entre las diferentes especies (Kredics et al., 2003); sin embargo al igual que la gran mayoría de los hongos, estos se desarrollan en rangos de temperatura mesofílicos entre 10 °C y 40 °C, pero en la mayoría de los casos, la temperatura óptima se encuentra entre 15 y 30 °C (Nampoothiri et al., 2004).

En cuanto a la disponibilidad de agua, un nivel de humedad menor que el óptimo lleva a una mayor tensión de agua y reduce la solubilidad de los nutrientes del sustrato sólido (Nampoothiri et al., 2004). Aunque el contenido de humedad es un factor crítico durante este proceso el nivel óptimo de la misma depende del microorganismo y del sustrato empleado, sin embargo, el contenido de agua en el sustrato por lo general oscila entre el 30 y el 75 % (Pérez-Guerra et al., 2003).

El pH juega un papel importante en la regulación de la producción de enzimas extracelulares. La mayoría de las cepas de *Trichoderma* tienen la habilidad de crecer en un amplio rango de pH de 2 a 6 con un óptimo de 4; y se ha reportado que la producción óptima de biomasa ocurre en un rango de pH entre 4.6 y 6.8 (Kredics et al., 2003).

Su gran tolerancia a condiciones ambientales extremas y hábitat, donde los hongos son causantes de diversas enfermedades, le permiten ser eficiente agente de control. De igual forma pueden sobrevivir en medios con contenidos significativos de pesticidas y otros químicos (Trosmano 1989, citado por Tronsmo y Hhjeljord, 1998).

2.3.3. MODO DE ACCIÓN DE TRICHODERMA / MECANISMO DE CONTROL BIOLÓGICO

El entendimiento de la diversidad genética de cada cepa dentro de las especies de *Trichoderma* y sus mecanismos de biocontrol ha permitido mejorar la aplicación de las diferentes cepas. Estos mecanismos son diversos, complejos y pueden actuar sinérgicamente para lograr el control de enfermedades (Howell et al., 2003).

En la acción biocontroladora de *Trichoderma* se han descrito diferentes mecanismos de acción que regulan el desarrollo de los hongos fitopatógenos dianas. Entre estos, los principales son la competencia por espacio y nutrientes, el micoparasitismo y la antibiosis, los que tienen una acción directa frente al hongo fitopatógeno (Leal, 2000, citado por Lorenzo, 2001).

Estos mecanismos se ven favorecidos por la habilidad de los aislamientos de *Trichoderma* para colonizar la rizósfera de las plantas. Otros autores como Haram. et. al. (1996), han sugerido distintos mecanismos responsables de su actividad biocontroladora, que incluyen, además de los mencionados, la secreción de enzimas y la producción de compuestos inhibidores.

Además, Harman (2003) menciona que *Trichoderma* presenta otros mecanismos, cuya acción biorreguladora es de forma indirecta. Entre estos se pueden mencionar los que elicitán o inducen mecanismos de defensa fisiológicos y bioquímicos como es la activación en la planta de compuestos relacionados con la resistencia (Inducción de Resistencia), con la detoxificación de toxinas excretadas por patógenos y la desactivación de enzimas de estos durante el proceso de infección; la solubilización de elementos nutritivos, que en su forma original no son accesibles para las plantas. Tienen la capacidad, además, de crear un ambiente favorable al desarrollo radical lo que aumenta la tolerancia de la planta al estrés.

2.3.4. *Trichoderma harzianum*

Los mecanismos de acción de *T. harzianum* se basan en el principal papel como promotor de crecimiento vegetal que tiene. *T. harzianum* se asocia a las raíces de la planta proporcionándole un mayor vigor y crecimiento (Chang et al., 1986). Este hongo crece a medida que lo hace el sistema radicular del vegetal con el que se encuentra asociado, alimentándose de los productos

de desecho y de exudados que excreta la planta. Ésta a su vez se beneficia al poder colonizar mayor cantidad de suelo gracias al sistema de hifas del hongo, aumentando considerablemente de esta manera el crecimiento de la planta. Por ello, se produce un aumento de la captación de nutrientes y de agua en las raíces, ya que explora mayor volumen de suelo, y a su vez, incrementa la solubilización de nutrientes orgánicos como el fósforo. Este mayor vigor a su vez le proporciona a la planta una mayor tolerancia frente a diferentes tipos de estrés tanto abióticos (fertilización, salinidad, riegos y condiciones climáticas no-óptimas como sequía, temperaturas altas, etc) como bióticos (patógenos) (Galeano et al., 2002).

2.3.5. *Trichoderma viride*

Silva, L (2003), manifiesta que es un organismo antagonista de hongos presentes en el suelo y es altamente efectiva para el control de las semillas y el suelo de enfermedades transmitidas por mayoría de los cultivos de importancia económica, especialmente legumbres y semillas oleaginosas. Según Neemproducts (2008), este hongo cuando se aplica junto con las semillas, coloniza las mismas, se multiplica; y no sólo mata a los patógenos presentes en la superficie de la semilla, sino que también brinda protección al suelo de agentes patógenos.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DEL CAMPO EXPERIMENTAL

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en las instalaciones de la Universidad Agraria La Molina, diferenciándose en dos fases, una fase de laboratorio realizado en la Clínica de Diagnóstico de Fitopatología de la UNALM, y la otra, fase de invernadero, realizada en el invernadero del Departamento de Fitopatología de la Facultad de Agronomía de la Universidad Agraria La Molina. En el distrito de la Molina, provincia de Lima; cuya ubicación geográfica es: latitud sur 12°15', longitud 76°57' a 230 msnm.

3.2. FASE DE LABORATORIO

3.2.1. AISLAMIENTO DEL PATÓGENO

Las muestras se obtuvieron de plantas enfermas, tanto de arándano como de palto, ubicadas en Chavimochic. Para su aislamiento, se realizó el procedimiento según Huamaní (2007). Se seleccionaron raicillas afectadas con pudrición radicular, se procedió al lavado con agua corriente e inmersión en una solución de alcohol al 90% por 5 minutos con el propósito de eliminar contaminantes y microorganismos superficiales. Posteriormente las raíces se enjuagaron 2 veces con agua destilada estéril y se secaron sobre papel filtro. Una vez que la muestra estuvo bien seca se procedió a la selección del área de tejido (mitad tejido sano y mitad enfermo) y siembra dentro de una cámara de flujo laminar en placas Petri conteniendo medio papa dextrosa agar (PDA).

Las placas fueron incubadas a $24 \pm 2^\circ\text{C}$ por 7 días y se observó la velocidad de crecimiento de la colonia y sus características. Se repicó micelio del patógeno a placas con medio CMA PAR (Pimaricina-Ampicilina-Rifampicina). Según Stamps (1985), las especies de *Phytophthora*

desarrollan en este medio usualmente entre 3 a 7 días. En las colonias desarrolladas se observaron las características morfológicas y de crecimiento del patógeno, para posteriormente ser identificado mediante las claves propuestas por Erwin y Ribeiro (1996).

3.2.2. AISLAMIENTO DE *Trichoderma*

Para el aislamiento de *Trichoderma*, se utilizó rizósfera de plantas de arándano y palto. Se pesaron muestras de 10 gr de suelo y raíces (rizósfera). Se utilizó medio de cultivo PDA (papa dextrosa agar) preparado 3 a 5 días antes de la siembra. La preparación se colocó en Erlenmeyers de 100 ml y se esterilizó en autoclave. Antes de distribuirlo en placas Petri se le adicionó unas gotas de estreptomycin y ácido láctico. De cada muestra de suelo se preparó una dilución madre en un frasco con capacidad de 100 ml. Se colocaron 10 g de la muestra con 90 ml de agua destilada esterilizada, el frasco se agitó hasta preparar una suspensión total del suelo. Luego se agitaron durante 20 minutos en agitador horizontal compacto, para preparar la dilución madre. Estas diluciones se llevaron a la cámara de flujo laminar y se prepararon diluciones seriadas de 10^2 y 10^3 . De estas diluciones se realizaron siembras en placas Petri con el medio de cultivo PDA. Para esto se colocó 0.1 ml de la dilución y se distribuyó sobre toda la superficie del medio. Se utilizaron tres placas Petri en cada dilución y se llevaron al incubador a temperatura de 24 °C.

Se evaluó el número el número de colonias de *Trichoderma* por placa y tipo de muestra. La evaluación se realizó 8 días después de la siembra y se identificaron las colonias en base a sus características morfológicas. Los aislamientos fueron identificados a nivel de género y especie en la Clínica de Diagnóstico de Fitopatología de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Para la purificación y conservación de los aislados de *Trichoderma* se realizaron cultivos con puntas de hifas en medio PDA. Cuando los cultivos estuvieron bien esporulados, se recogieron esporas en tiras de papel filtro estéril y se conservaron en tubos de ensayo a temperatura de 5 °C en la oscuridad. Se utilizó el protocolo descrito por Acuña y Peña (2005).

De cada tubo se tomaron discos de 1 cm de diámetro, se colocó un disco al centro de cada placa Petri con medio PDA y se incubaron a 24 °C hasta que el crecimiento de la colonia de los *Trichoderma* cubra la totalidad de la superficie del medio de la placa Petri. Con estos aislamientos se realizó la prueba de control biológico in vitro.

Cuadro 1. Aislamientos de *Trichoderma* obtenidos para la Prueba de Control Biológico in vitro.

Aislamiento	Nombre científico	Origen
1	<i>Trichoderma sp.</i>	Aislamiento Chavimochic 01 (Rizósfera de palto)
2	<i>Trichoderma sp.</i>	Aislamiento Chavimochic 02 (Rizósfera de arándano)
3	<i>Trichoderma sp.</i>	Aislamiento Chavimochic 03 (Rizósfera de arándano)
4	<i>Trichoderma harzianum</i>	Aislamiento La Molina 01 (Micoteca UNALM)
5	<i>Trichoderma viride</i>	Aislamiento La Molina 02 (Micoteca UNALM)

3.2.3. PRUEBA DE CONTROL BIOLÓGICO IN VITRO

Los tratamientos utilizados para la prueba de Control Biológico se muestran en el Cuadro 2. Se empleó el “Método de Enfrentamiento” para lo cual se utilizó medio PDA que con ayuda de un sacabocado de 3mm de radio, se obtuvieron en forma independiente discos procedentes de cada uno de los cultivos de los *Trichoderma* y del patógeno. En cada placa conteniendo medio PDA se colocó un disco del controlador y otro del patógeno, de tal forma que el disco del controlador y el disco del patógeno quedaron frente a frente, luego se incubó a 24°C. Se tuvo 4 repeticiones por tratamiento.

Las evaluaciones fueron realizadas diariamente, se midió el crecimiento radial de ambas colonias en cada placa y se observó el comportamiento de ambos organismos. Mediante estas pruebas se determinó cual o cuales de los controladores biológicos producía una mayor inhibición del crecimiento de *Phytophthora*.

Cuadro 2. Tratamientos para evaluar la eficacia de los controladores al enfrentarse con *P. cinnamomi* en plantas de arándano var. Biloxi. La Molina.

Tratamiento	Descripción
1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01) vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>
2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02) vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>
3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03) vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>
4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01) vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>
5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02) vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>
Testigo	<i>Phytophthora cinnamomi</i> vs <i>Phytophthora cinnamomi</i>

3.3. FASE DE INVERNADERO

3.3.1. PROPAGACIÓN DE *Vaccinium corymbosum*

Las plántulas de arándano variedad biloxi de aproximadamente tres meses fueron obtenidas de la empresa “INKA BERRIES”.

Las plántulas fueron transplantadas en bolsas de polietileno de 2.5 L de volumen conteniendo sustrato conformado por arena de río y musgo (C.E de 1.4 y 0.6 dS/m, respectivamente) en una proporción de 2:1, previamente esterilizado en autoclave.

Las plantas se mantuvieron por aproximadamente dos meses antes de inocular.

Los riegos fueron efectuados con agua de pozo acidificada a un pH de 4.5 con ácido fosfórico.

3.3.2. PREPARACIÓN DEL INÓCULO DE *Trichoderma*

Se hizo desarrollar *Trichoderma* en bolsas de polietileno conteniendo 200 g de arroz lavado, remojado y esterilizado en autoclave. Para esto se introdujo dentro de cada una de estas bolsas dos discos (1cm de diámetro) de medio PDA con *Trichoderma*. Estas bolsas se colocaron luego en la incubadora a 24 °C.

Se prepararon suspensiones mezclando el arroz que contiene cada *Trichoderma* con agua destilada y luego se tamizó, resultando en un volumen de 1.4 L por tratamiento.

Densidad de inóculo del controlador

Se realizaron diluciones de estas suspensiones hasta que cada una de ellas tuvo una concentración

de 10^8 conidias/ml. El conteo de conidias se realizó con ayuda del hemocitómetro del Spencer rayado Neubauer. (French. 1980).

3.3.3. INOCULACIÓN DE *Trichoderma* sp.

Se realizaron 3 inoculaciones de *Trichoderma*. Dos inoculaciones previas a la inoculación del patógeno y una después de ésta.

1° Para la inoculación de los controladores se aplicó al suelo 200 mL de solución de controlador por planta a una concentración de 10^8 conidias /ml.

2° Después de 15 días se realizó la segunda inoculación de *Trichoderma* en las plantas.

- Un mes después de la segunda inoculación se procedió a la inoculación del patógeno.

3° 15 días después se realizó la tercera inoculación de *Trichoderma*.

3.3.4. PREPARACIÓN DEL INÓCULO DE *P. cinnamomi*

Se hizo desarrollar el patógeno en bolsas conteniendo 100g de trigo pre cocido y esterilizado en autoclave. Para esto se introdujo dentro de cada una de estas bolsas cinco discos (1cm de diámetro) de medio con micelio de *Phytophthora cinnamomi*. Estas bolsas se colocaron luego en la incubadora a 24°C.

3.3.5. INOCULACIÓN DEL PATÓGENO

Una vez que el patógeno desarrolló por completo en las bolsas de trigo, se colocó, a razón de 2.5g de trigo con inóculo por cada kilogramo de sustrato, los granos de trigo a 3cm de profundidad alrededor y sobre todo cerca al cuello de la planta. En cada una de las repeticiones se procedió de la misma forma a excepción del testigo no inoculado.

Cuadro 3. Tratamientos utilizados para el control de *Phytophthora cinnamomi* en el cultivo de arándano (Inóculos de *Trichoderma*) La Molina. 2015.

Trat.	Nombre	Nº Aplicaciones	Momento de aplicación	Vol. Solución por planta (mL)	Concentración de la Sol. (conidias/mL)
1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	3	2 antes y 1 después de la inoculación del patógeno	200 mL	10 ⁸
2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	3	2 antes y 1 después de la inoculación del patógeno	200 mL	10 ⁸
3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	3	2 antes y 1 después de la inoculación del patógeno	200 mL	10 ⁸
4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	3	2 antes y 1 después de la inoculación del patógeno	200 mL	10 ⁸
5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	3	2 antes y 1 después de la inoculación del patógeno	200 mL	10 ⁸

3.4. PARÁMETROS DE EVALUACIÓN

Los parámetros que se evaluaron fueron los siguientes:

3.4.1. ALTURA DE PLANTA

Para la evaluación de este parámetro, se tomó la medida (longitud del tallo principal) desde el cuello de la planta hasta la yema terminal con la ayuda de una regla milimetrada. Finalmente se determinó el promedio (n = 7) expresado en centímetros (cm).

3.4.2. DIÁMETRO DEL TALLO

Se tomó la medida del diámetro del tallo 1 vez por semana con ayuda de un vernier. Se determinó el promedio ($n = 7$) expresado en milímetros (mm).

3.4.3. PESO FRESCO FOLLAJE

Se evaluó el peso fresco de follaje en gramos (g) de cada una de las plantas. La obtención del peso fresco se realizó con la ayuda de una balanza digital.

3.4.4. PESO SECO FOLLAJE

El follaje fue secado al horno a 105 °C por 24 horas. A continuación, se evaluó el peso seco del follaje en gramos (g) de cada una de las plantas de arándano. La obtención del peso seco se realizó con la ayuda de una balanza digital.

3.4.5. PESO FRESCO RAÍCES

Para la evaluación del peso fresco de las raíces se procedió a colocarlas en bolsas de papel y cuantificar el peso para cada repetición. La obtención del peso fresco se realizó con la ayuda de una balanza digital.

3.4.6. PESO SECO RAÍCES

Para la evaluación del parámetro peso seco de la raíces se procedió a colocarlas en bolsas de papel y llevadas al horno a 105 °C por 24 horas. La obtención del peso fresco se realizó con la ayuda de una balanza digital.

3.4.7. LONGITUD DE RAÍCES

La longitud del sistema radicular fue medida para cada repetición mediante el procesamiento de fotografías digitalizadas por el programa ASSESS distribuido por The American Phytopathological Society (Lamari, 2002).

3.4.8. PORCENTAJE DE RAÍZ ENFERMA

Para la evaluación de este parámetro se procedió a asignar un porcentaje estimado de manera visual del sistema radicular dañado en términos porcentuales (%) para cada repetición.

3.5. DISEÑOS ESTADÍSTICOS

Se utilizó un diseño completo al azar (DCA) con 7 repeticiones por tratamiento y se realizaron las comparaciones de medias de tukey ($p=0.05$) para las variables correspondientes a Diámetro del Tallo, Peso Fresco Follaje, Peso seco follaje, Peso Freso Raíz, Peso Seco raíz, Longitud de Raíces, Porcentaje de raíz enferma, mediante el procesamiento de datos interpretados por el programa SAS 9.1.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. FASE DE LABORATORIO

4.1.1. AISLAMIENTO DEL PATÓGENO

En la figura 1, se aprecia el crecimiento del patógeno aislado sobre medio PDA incubado a una temperatura de 24 °C, donde las colonias de *P. cinnamomi* alcanzaron un diámetro de 8.4 cm (diámetro de la placa Petri) a los 7 días después de la siembra en placas. Este resultado concuerda con lo reportado por Stamps (1985), quien señala que las especies de *Phytophthora* desarrollan entre 3-7 días en este medio.

Observando este resultado se puede decir que *Phytophthora cinnamomi* ha tenido un crecimiento lento pues se encuentra en el límite máximo de días de desarrollo. Esto podría impedir su normal desarrollo y crecimiento frente a los controladores biológicos, que en el presente informe se utilizan *Trichodermas* que actúan de forma antagonista contra el patógeno y su desarrollo es mucho más rápido.

Las colonias presentaron un color blanco al microscopio y se observó el micelio constituido por hifas cenocíticas y torulosas.

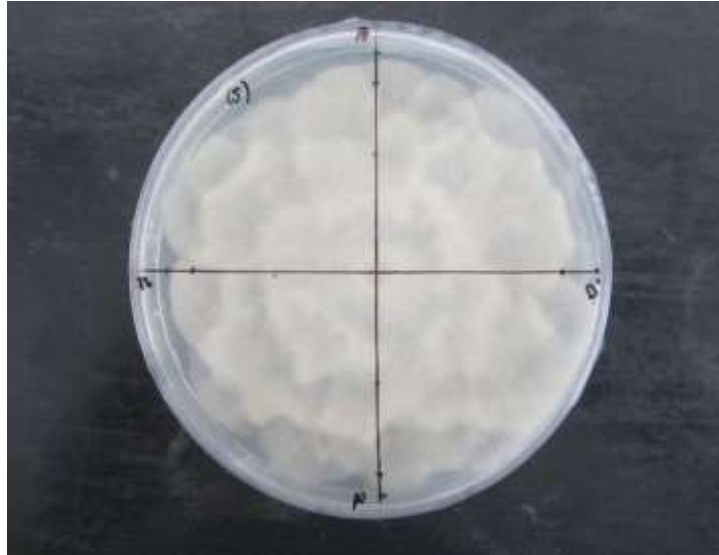


Figura 1. Desarrollo de *Phytophthora cinnamomi* en PDA a los 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.

4.1.2. AISLAMIENTO DE *Trichoderma*

Del aislamiento realizado tanto en rizósfera de palto como en rizósfera de arándano provenientes del Fundo Chavimochic, se obtuvieron 3 cepas de *Trichoderma* que pertenecen a las especies de: *Trichoderma sp.* (CH 01), *Trichoderma sp.* (CH 02) y *Trichoderma sp.* (CH 03).

Se utilizó además dos cepas obtenidas de la Micoteca de la Universidad Nacional Agraria la Molina: *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma viride* (LM 02).

Estas 5 cepas fueron evaluadas para la ejecución de la Prueba de Enfrentamiento. (Cuadro 4).

Los *Trichoderma* obtenidos fueron aislados sobre medio PDA a una temperatura de 24°C en un periodo de evaluación de 7 días. En promedio, las cepas de *Trichoderma* alcanzaron un máximo diámetro de 8.4 cm (diámetro de la placa Petri) a los 5 días. Los resultados se muestran en el Cuadro 4 y la Figura 2.

Cuadro 4. Radio (mm) de colonias de *Trichoderma* en el aislamiento durante 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.

Días después de la Siembra	Radio (mm)					
	2	3	4	5	6	7
<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	26.0	36.0	42.0	42.0	42.0	42.0
<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	25.0	32.8	40.0	42.0	42.0	42.0
<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	19.5	27.0	35.0	40.8	42.0	42.0
<i>T. harzianum</i> (LM 01)	26.0	37.5	42.0	42.0	42.0	42.0
<i>T. viride</i> (LM 02)	20.5	29.0	34.8	39.8	42.0	42.0

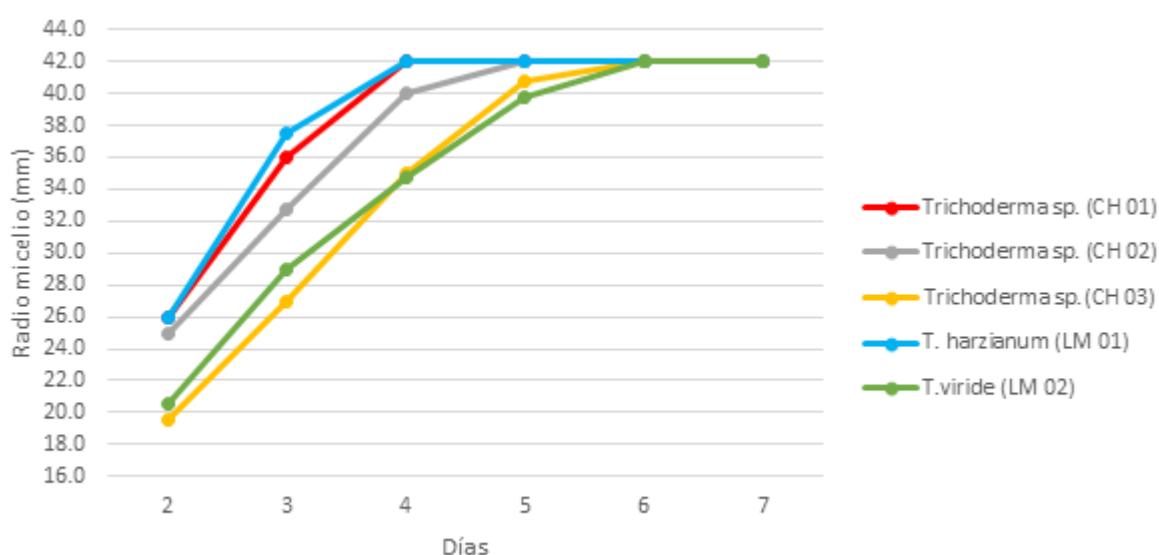


Figura 2. Desarrollo de micelio (mm) de *Trichoderma* durante 7 días después de la siembra bajo condiciones de laboratorio. La Molina. 2015.

Los tratamientos que tuvieron el más rápido desarrollo fueron *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 01), alcanzando a cubrir la totalidad de la placa Petri en 4 días. Por otro lado, los tratamientos con *Trichoderma sp.* (CH 03) y *T. viride* (LM 02) fueron los que mostraron el crecimiento más lento, alcanzando a cubrir completamente la placa Petri en 6 días (Figura 2).

Las diferencias en cuanto al tiempo de desarrollo del micelio de los *Trichoderma* evaluados en las placas Petri, confirma lo que nos dice Harman (2002), quien afirma que estas diferencias pueden deberse entre otras cosas, a las especies de *Trichoderma*, al sitio de procedencia y al potencial antagónico que es diferente en cada una de ellas, inclusive en cepas de la misma especie.

4.1.3. PRUEBA DE CONTROL BIOLÓGICO IN VITRO

Los resultados de la prueba de control biológico In Vitro (Prueba de Enfrentamiento) se muestran en el Cuadro 5, 6, 7, 8 y 9.

Cuadro 5. Radio en cm. de las colonias de *Phytophthora cinnamomi* y *Trichoderma sp.* (CH 01) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.

Tratamiento	Días después de la Siembra				
	3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1.5	2.375	3.225	3.85	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)					
<i>P. cinnamomi</i>	1.35	1.85	1.625	0	0
<i>Trichoderma sp.</i> 1	2.725	3.6	4.625	5.675	6.2

Cuadro 6. Radio en cm. de las colonias de *Phytophthora cinnamomi* y *Trichoderma sp.* (CH 02) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.

Tratamiento	Días después de la Siembra				
	3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1.5	2.375	3.225	3.85	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)					
<i>P. cinnamomi</i>	1.125	1.65	1.35	0	0
<i>Trichoderma sp.</i> 2	2.675	3.4	4.4	5.675	6.2

Cuadro 7. Radio en cm. de las colonias de *Phytophthora cinnamomi* y *Trichoderma sp.* (CH 03) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.

Tratamiento	Días después de la Siembra				
	3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1.5	2.375	3.225	3.85	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)					
<i>P. cinnamomi</i>	1.175	1.55	1.55	0	0
<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	2.35	3.575	4.875	5.75	6.2

Cuadro 8. Radio en cm. de las colonias de *Phytophthora cinnamomi* y *T. harzianum* (LM 01) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.

Tratamiento	Días después de la Siembra				
	3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1.5	2.375	3.225	3.85	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>T. harzianum</i> (LM 01)					
<i>P. cinnamomi</i>	1.25	1.5	1.2	0	0
<i>T. harzianum</i> (LM 01)	2.725	3.85	4.9	5.85	6.2

Cuadro 9. Radio en cm. de las colonias de *Phytophthora cinnamomi* y *T. viride* (LM 02) en la Prueba de Control In Vitro. La Molina. 2015.

Tratamiento	Días después de la Siembra				
	3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1.5	2.375	3.225	3.85	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>T. viride</i> (LM 02)					
<i>P. cinnamomi</i>	1.275	1.65	1.65	0	0
<i>T. viride</i> (LM 02)	2.9	3.85	4.6	5.825	6.2

Según ello, se encontró que todos los aislamientos resultaron tener antagonismo in vitro sobre el fitopatógeno evaluado.

Los mejores resultados los tuvieron *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 02), pues solo permitieron que el patógeno alcance 1.2 y 1.35 cm de radio de colonia respectivamente, en comparación con *Trichoderma sp* (CH 01) y *Trichoderma viride* (LM 02) que permitieron un alcance de 1.65 y 1.625cm de radio, respectivamente.

Los resultados de la Prueba de Enfrentamiento demuestran que hubo una marcada reducción en el radio de la colonia de *Phytophthora cinnamomi* comparado con el radio de la colonia del testigo. En todos los tratamientos se observó que al enfrentar cada uno de estos organismos con el patógeno *P. cinnamomi*, éste solo pudo crecer hasta el cuarto día después de la siembra ya que luego fue completamente cubierto por las colonias de los *Trichoderma*. Esto contradice a lo observado por otros autores (McLeod et al., 1995; Smith et al., 1990) respecto a que los aislamientos antagonistas de *Trichoderma* es útil, pero no garantiza el buen comportamiento de éstos en invernadero.

Los aislamientos que demostraron tener un grado de antagonismo más bajo en la prueba indican que aislamientos de una misma especie de *Trichoderma* son específicos en su acción micoparasítica, por tanto, no se puede generalizar al decir que determinadas especies de *Trichoderma* son buenas antagonistas, ya que esto depende del aislamiento en particular y su capacidad de atacar de forma concreta a cepas determinadas especies de hongo fitopatógenos.

Las especies de *Trichoderma* no se vieron afectadas por la presencia de *P. cinnamomi* ya que alcanzaron a cubrir toda la placa Petri, incluyendo al patógeno. A medida que transcurría el tiempo *Trichoderma* cubrió completamente el área del patógeno esporulando sobre este (Figura 2). Esto confirma lo de Ezziyyani (2004), en un estudio en donde los aislamientos de *Trichoderma* fueron capaces de detener al patógeno y posteriormente a la detención para competir eficientemente por espacio y nutrientes.

Por esta razón Stefanova et al, (1999), hacen hincapié que las especies de *Trichoderma* poseen buenas posibilidades en este sentido como hiperparásitos competitivos que producen metabolitos antifúngicos y enzimas hidrolíticas a los que atribuyen los cambios estructurales a nivel celular.

Aunque generalmente las especies de *Trichoderma* son de crecimiento rápido y pueden cubrir en pocas horas la superficie de la placa Petri, el que un aislamiento de *Trichoderma* sea de

crecimiento lento no significa que no sea buen antagonista. Esto se confirma con Cundom et al. (2002), donde afirma que la tasa de crecimiento no es obstáculo para que en tales hongos puedan encontrarse aislamientos de buen potencial antagónico.

Se puede determinar la capacidad antagónica de un microorganismo con respecto a otro mediante pruebas in vitro, aunque no representan necesariamente el grado de antagonismo y de control biológico bajo condiciones naturales. Es de anotar que dichas pruebas y la escala planteada permiten básicamente cuantificar competencia por nutrientes en el medio controlado, mas no cuantificar como tal el micoparasitismo o antagonismo; porque en tal caso se podría afirmar que un aislamiento fitopatogénico tiene una tasa de crecimiento más rápida que el aislamiento del *Trichoderma*.

Esto se debe a que el hongo antagonista puede modificar o actuar diferente de acuerdo con las características del suelo y las sucesiones microbianas particulares en sistemas in vivo (Garveba et al., 2004).

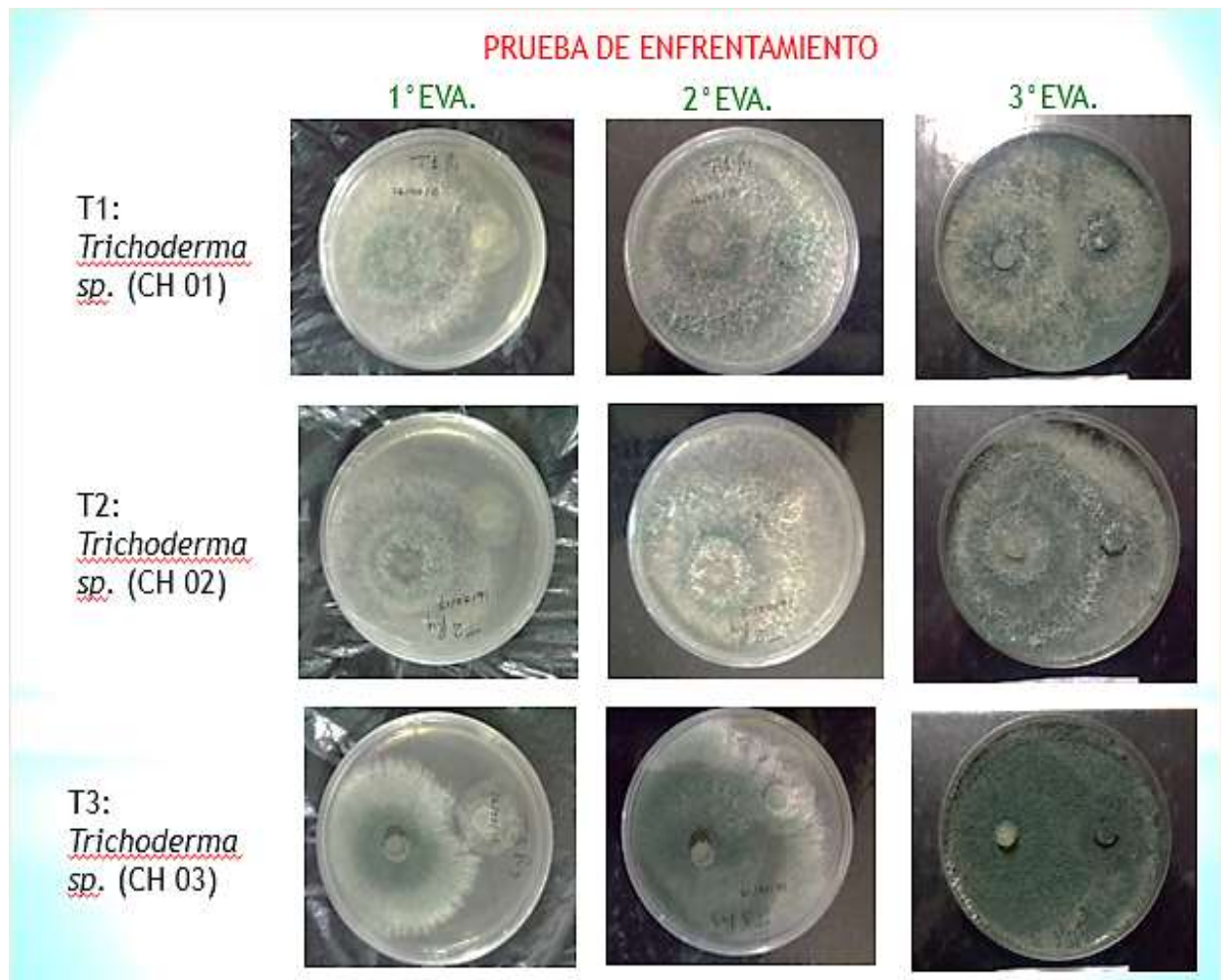


FIGURA 3.- Comparativo entre los tratamientos para el control *P. cinnamomi*, evaluados en la Prueba de Enfrentamiento a los 3, 5 y 7 días de la siembra. La Molina. 2015.

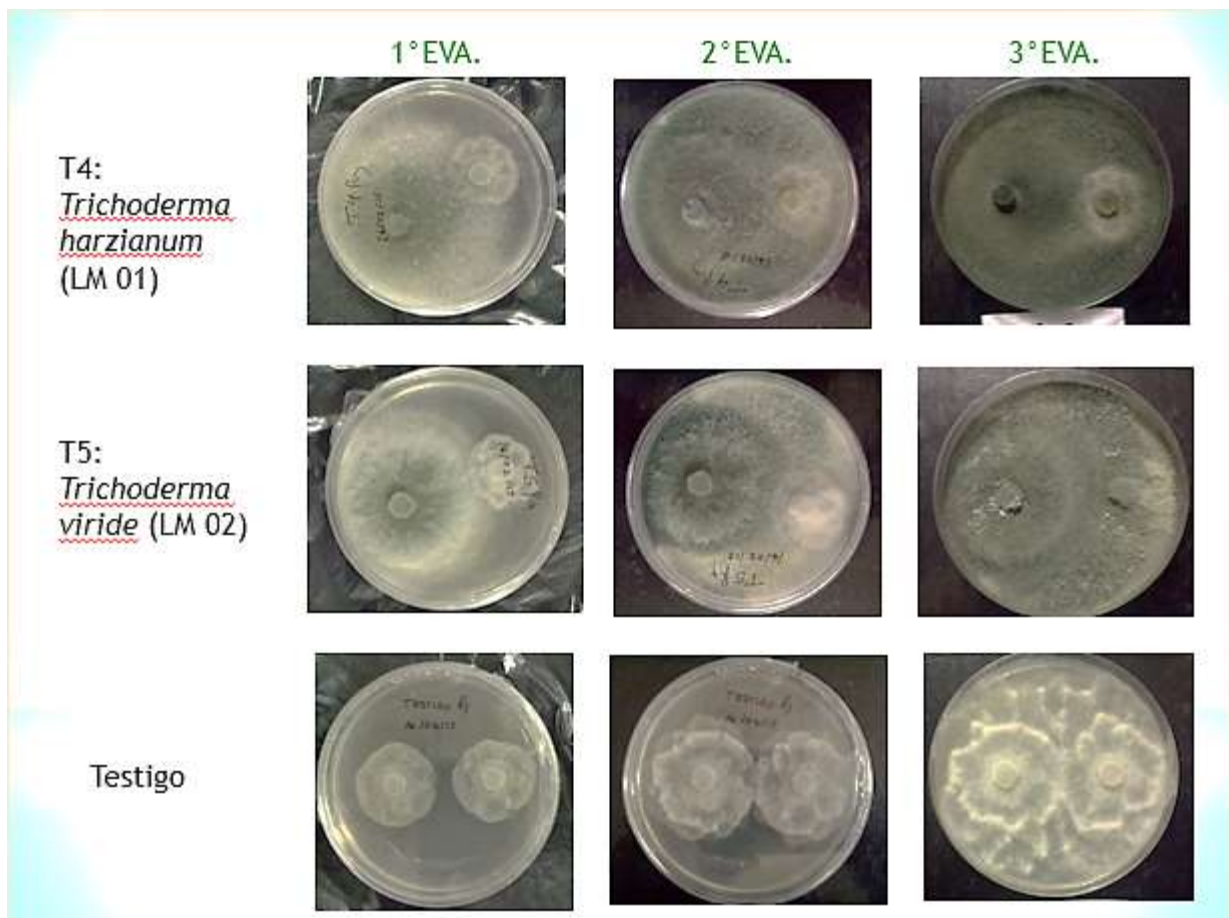


FIGURA 4. Comparativo entre los tratamientos para el control *P. cinnamomi*, evaluados en la Prueba de Enfrentamiento a los 3, 5 y 7 días de la siembra. La Molina. 2015.

4.2. FASE DE INVERNADERO

4.2.1. DIÁMETRO DEL TALLO

En la variable diámetro del Tallo, se observó un ligero crecimiento en todos los tratamientos incluyendo al testigo inoculado (Figura 2). El tratamiento que presentó el diámetro de tallo más alto fue el inoculado con *Trichoderma sp.* (CH 03) con 5.8 mm de diámetro, superando al testigo sin inocular (5.2 mm). Los tratamientos inoculados con *Trichoderma sp.* (CH 02), *T. harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 01) alcanzaron un diámetro de 5 mm, 4.9 mm y 4.82 mm, respectivamente. El tratamiento que alcanzó menor diámetro fue el inoculado con *Trichoderma viride* (LM 02) con 4.8 mm de diámetro. (Cuadro 10, Figura 3).

En cuanto al coeficiente de variabilidad 22.74%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los resultados de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto, el valor C.V. =22.74% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística. De acuerdo al análisis de variancia y la prueba de Tukey se demuestra que no existen diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 10).

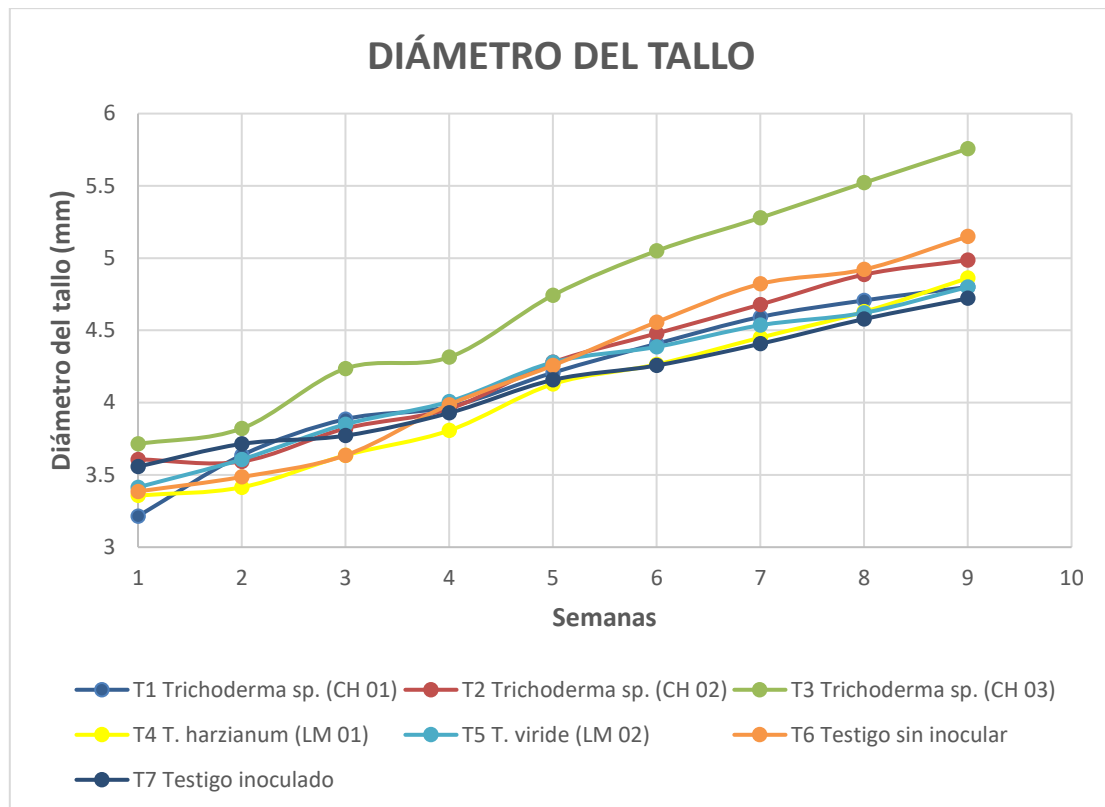


FIGURA 5. Variación del diámetro del tallo (mm) en el cultivo de arándano bajo condiciones de invernadero haciendo uso de *Trichoderma*. La Molina. 2015.

Nuestros resultados no coinciden a los de Galeano y colaboradores (2002), en sus ensayos realizados en tomate donde las plantas inoculadas con *Trichoderma* provocaron un incremento en la altura y el grosor del tallo en relación con el testigo.

Cuadro 10 Diámetro del tallo (mm), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRAT.	DESCRIPCIÓN	DIAMETRO DE TALLO (mm)
T3	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	5.757 a
T6	Testigo sin inocular	5.150 a
T2	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	4.985 a
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	4.861 a
T1	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	4.828 a
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	4.800 a
T7	Testigo inoculado	4.721 a

C.V.: 22.74%

α : 0.05

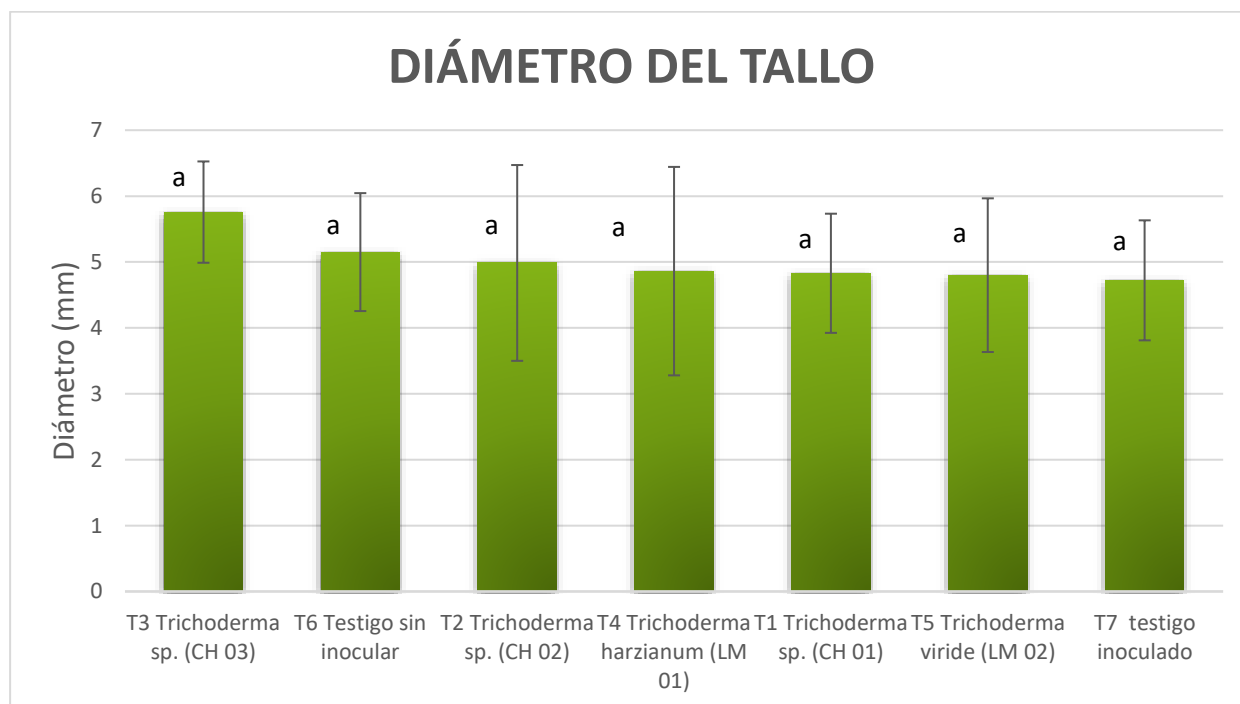


FIGURA 6. Diámetro de tallo de planta (mm) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control *P. cinnamomi*.

4.2.2. Peso Fresco Foliar

Al analizar la variable correspondiente al peso seco foliar, se determinó que el tratamiento que presentó el peso promedio más alto fue el tratamiento inoculado con *T. harzianum* (LM 01), alcanzando un peso de 19.68 g, seguido del tratamiento inoculado con *Trichoderma sp.* (CH 01), con un peso de 18.21. Los tratamientos inoculados con *T. viride* (LM 02) y *Trichoderma sp.* (CH 03) obtuvieron un peso de 17.37 g y 17.16 g respectivamente. Estos tratamientos superan al testigo sin inocular. Varios autores han demostrado que la adición de aislamientos específicos de *Trichoderma* en la rizósfera pueden resultar en la promoción de crecimiento en plantas; Bailey et al., 1998; Bjorkman et al., 1998; Yedidia et al., 1999; Harman, 2000; Naseby et al., 2000; Rojo, et al., 2006.

Además, Yedidia, et al., en 1999, en trabajo con *Trichoderma harzianum* afirman que esto es debido posiblemente a que *Trichoderma* penetra y se desarrolla en la epidermis exterior, estimulando el sistema de defensa de la planta por cambios metabólicos.

Por otro lado, el tratamiento que obtuvo el peso más bajo fue el testigo inoculado seguido del tratamiento inoculado con *Trichoderma sp.* (CH 02) que alcanzó un peso de 16.17 g. Al parecer la acción promotora en este tratamiento podría ser un poco más lenta si se compara con las demás cepas de *Trichoderma* utilizadas.

En cuanto al coeficiente de variabilidad 28.32%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los rendimientos de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto, el valor C.V. =28.32% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística.

De acuerdo al análisis de Variancia y la prueba de tukey, estadísticamente no existen diferencias significativas con respecto al testigo.

Cuadro 11. Promedio de Peso Fresco Foliar (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRAT.	DESCRIPCIÓN	PESO FRESCO FOLIAR (g)
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	19.680 a
T1	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	18.214 a
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	17.374 a
T3	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	17.157 a
T6	Testigo sin inocular	16.820 a
T2	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	16.174 a
T7	Testigo inoculado	12.197 a

C.V.: 28.32 %

α : 0.05

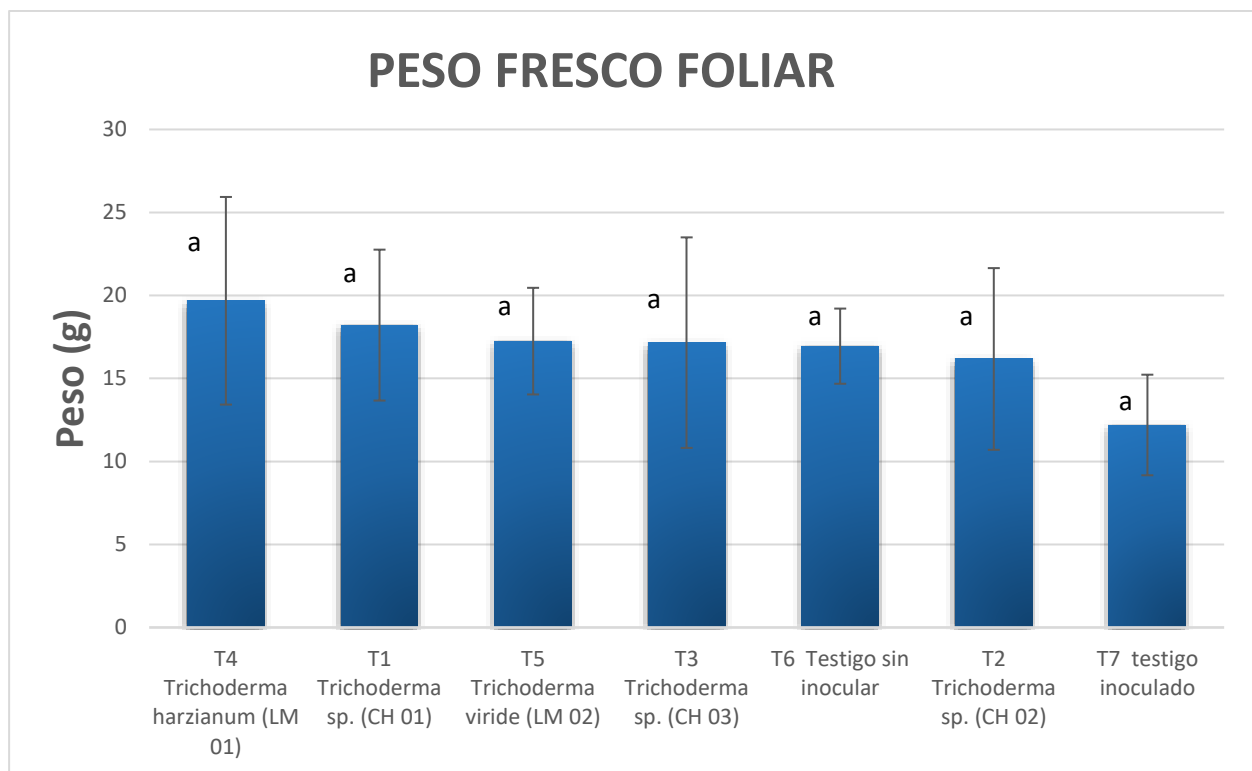


FIGURA 7. Promedio de peso fresco foliar (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control *P. cinnamomi*. La Molina. 2015.

4.2.3. Peso Seco Foliar

El peso seco de la parte aérea inoculadas con *Trichoderma*, se observa un desarrollo significativo de la parte aérea. El tratamiento que presentó el peso seco promedio de follaje más alto fue el inoculado con *Trichoderma harzianum* (LM 01) alcanzando un valor de 7.41 g, seguido de *Trichoderma sp.* (CH 01) con un valor de 7.39g. Ambos tratamientos fueron mayores al testigo sin inocular. Los tratamientos inoculados con *Trichoderma sp.* (CH 03) y *Trichoderma viride* (LM 02) obtuvieron un peso de 6.8 y 6.57 g, respectivamente.

El peso promedio más bajo, después del testigo inoculado, lo obtuvo el tratamiento inoculado con *Trichoderma sp.* (CH 02).

Al igual que el peso fresco foliar, el peso seco del follaje denota un buen crecimiento y desarrollo de las plantas haciendo uso de *Trichodermas*. Los tratamientos 1 y 4 incluso superan al testigo sin inocular.

En cuanto al coeficiente de variabilidad 27.03%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los rendimientos de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto el valor C.V. =27.03% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística.

De acuerdo al análisis de variancia y la prueba de Tukey, no existen diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo.

Cuadro 12. Promedio de Peso seco Foliar (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRAT.	DESCRIPCIÓN	PESO SECO FOLIAR (g)
T4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	7.4143 a
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	7.3914 a
T6	Testigo sin inocular	6.8086 a
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	6.8057 a
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	6.7514 a
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	6.5743 a
T7	Testigo inoculado	4.8371 a

C.V.: 27.03 %

α : 0.05

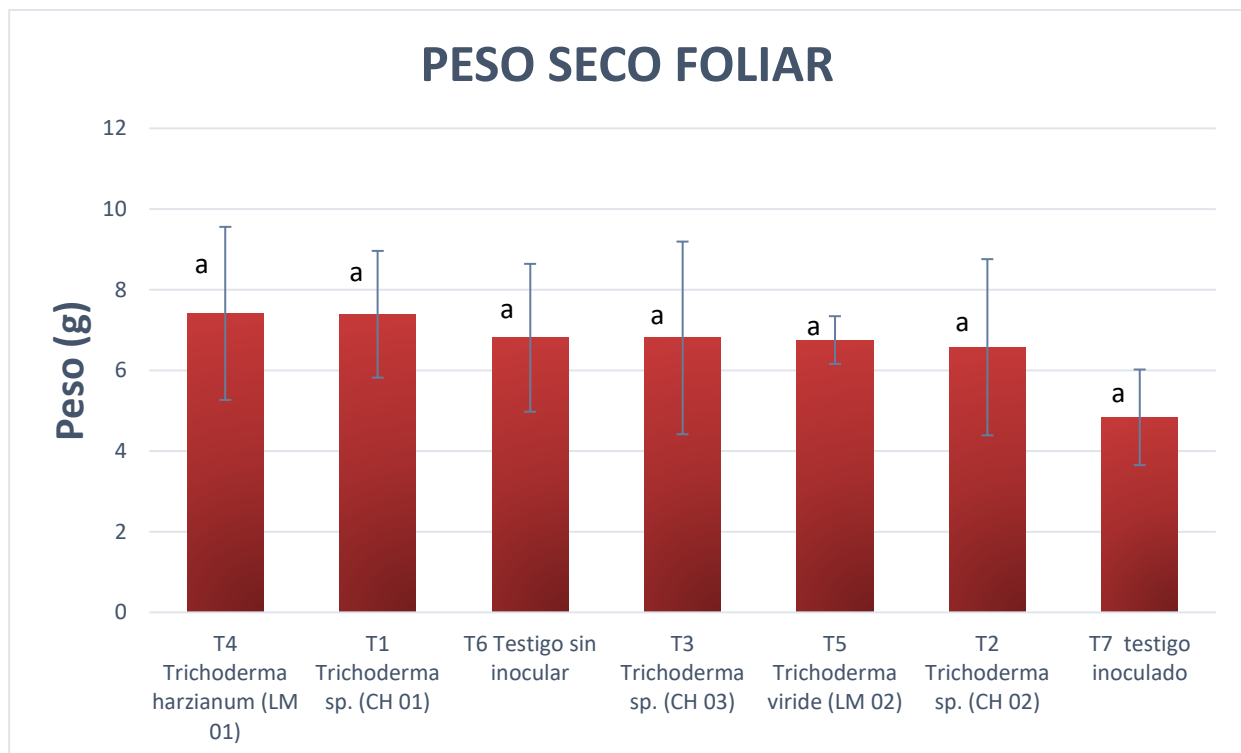


FIGURA 8. Promedio de peso seco foliar (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control *P. cinnamomi*. La Molina. 2015.

4.2.4. Peso Fresco Raíces

Según la prueba de Tukey el tratamiento que obtuvo el mayor promedio de peso Fresco de raíces seguido del testigo sin inocular fue el tratamiento inoculado con *Trichoderma harzianum* (LM 01) con 4.9 g de peso. Los tratamientos inoculados con *Trichoderma sp.* (CH 01), *Trichoderma sp.* (CH 03) y *Trichoderma sp.* (CH 02) alcanzaron un peso promedio de 4.73g, 4.24g y 3,81g, respectivamente. El tratamiento que obtuvo el menor peso promedio fue el tratamiento inoculado con *Trichoderma viride* (LM 02), que alcanzó un peso de 3.63 g.

López et al (2013) relaciona el comportamiento de las cepas de *Trichoderma* en cuanto al desarrollo de raíces en plantas de maíz, pues tuvo un efecto significativo al compararlo con el testigo. Similares resultados con relación al desarrollo de raíces han sido encontrados al utilizar el bioantagonista *T. harzianum* en tomate (Santander et al., 2003; Jiménez et al., 2003; Montealegre et al., 2005).

En cuanto al coeficiente de variabilidad 28.65%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los rendimientos de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto el valor C.V. =28.65% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística.

De acuerdo con el análisis de variancia se determina que si existen diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos y el testigo. Asimismo, existen diferencias estadísticas entre los tratamientos 1, 2, 3 y 4, respecto del tratamiento 5 (*Trichoderma viride* (LM 02)).

Cuadro 13. Promedio de Peso fresco radicular (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRATAMIENTOS		PROMEDIO
T6	Testigo sin inocular	4.9029 a
T4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	4.7371 a
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	4.2400 a
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	3.8114 a
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	3.6657 a
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	3.6343 ab
T7	Testigo inoculado	1.8314 b

C. V.: 28.65 %

α : 0.05

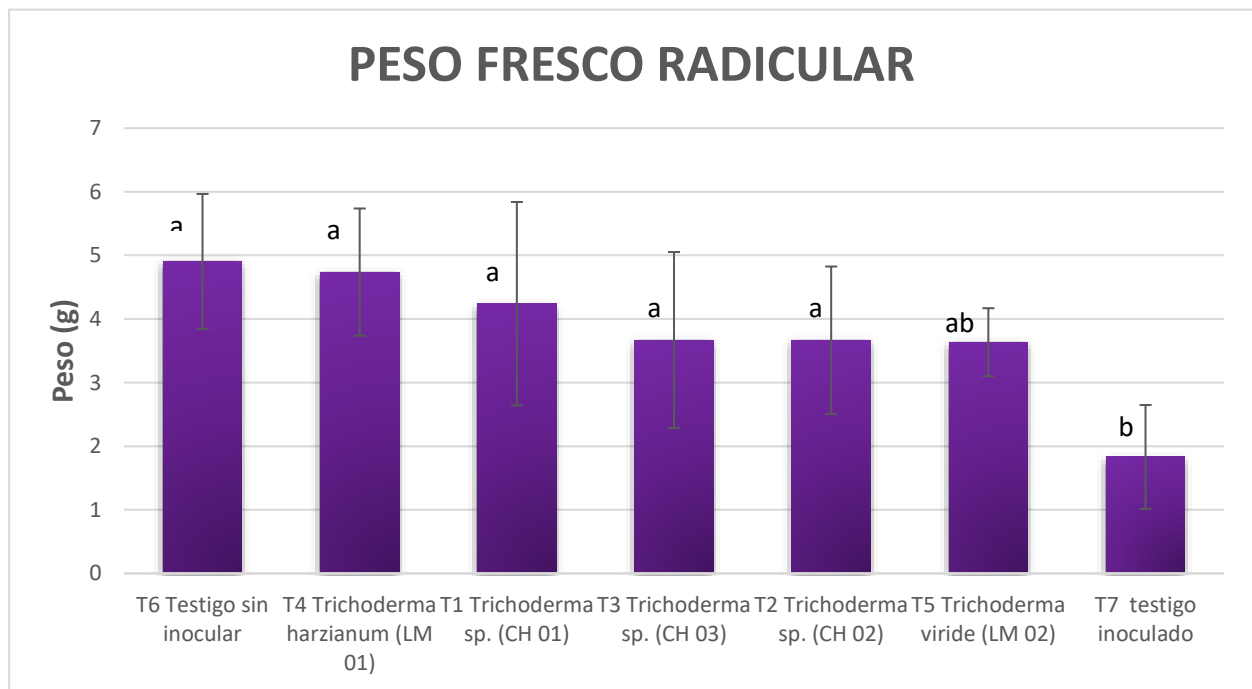


FIGURA 9. Promedio de peso fresco radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control *P. cinnamomi*. La Molina. 2015.

4.2.5. Peso Seco Raíces

El tratamiento que presentó el peso seco promedio más alto fue el testigo sin inocular, seguido del tratamiento inoculado con *Trichoderma harzianum* (LM 01) con 1.96 g.

Los tratamientos correspondientes a *Trichoderma sp.* (CH 01), *Trichoderma sp.* (CH 03) obtuvieron un peso seco de raíces de 1.77, 1.68 respectivamente. Los tratamientos que presentaron los pesos secos promedio más bajo fueron los correspondientes a *Trichoderma sp.* (CH 02) y *Trichoderma viride* (LM 02), cada uno de ellos con 1.66 y 1.48 g respectivamente. El testigo inoculado con *P. cinnamomi* tuvo el peso seco promedio más bajo.

Baker et al y Chet (1984) señalaron que *T. viride* es un promotor del crecimiento de raíces. Asimismo, Apaza (2000) señala que *T. viride* es un organismo estimulador del crecimiento de las raíces. Sin embargo, comparando con los demás *Trichoderma* utilizados, se observa que *T. viride* presenta un menor crecimiento que se refleja en su menor peso, tanto fresco como seco, de raíces.

Los resultados correspondientes al peso del follaje coinciden con los resultados obtenidos para el peso de raíces. Si relacionamos los resultados de ambas variables observamos que una mayor cantidad de raíces propició un mayor desarrollo de la planta. Por otro lado a pesar de que existe una relación directamente proporcional, el tratamiento 4 (*T. harzianum* (LM 01)) tuvo un mayor peso de follaje en comparación con *T. viride* que tuvo el menor desarrollo. Esto no coincide con Ocampo (2003), cuyos tratamientos inoculados con *T. viride* para el control de *Phytophthora capsici* en pimiento tuvieron un mayor peso de follaje que los tratamientos inoculados con *T. harzianum*.

En cuanto al coeficiente de variabilidad 27.28%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los rendimientos de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto el valor C.V. =27.28% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística.

De acuerdo con el análisis de variancia se determina que si existen diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos y el testigo.

Cuadro 14. Promedio de Peso seco radicular (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRAT.	DESCRIPCIÓN	PROMEDIO
T6	Testigo sin inocular	1.964 a
T4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	1.809 a
T1	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	1.774 a
T3	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	1.683 ab
T2	<i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	1.663 ab
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	1.480 ab
T7	Testigo inoculado	0.989 b

C.V.: 27.28 %

α : 0.05

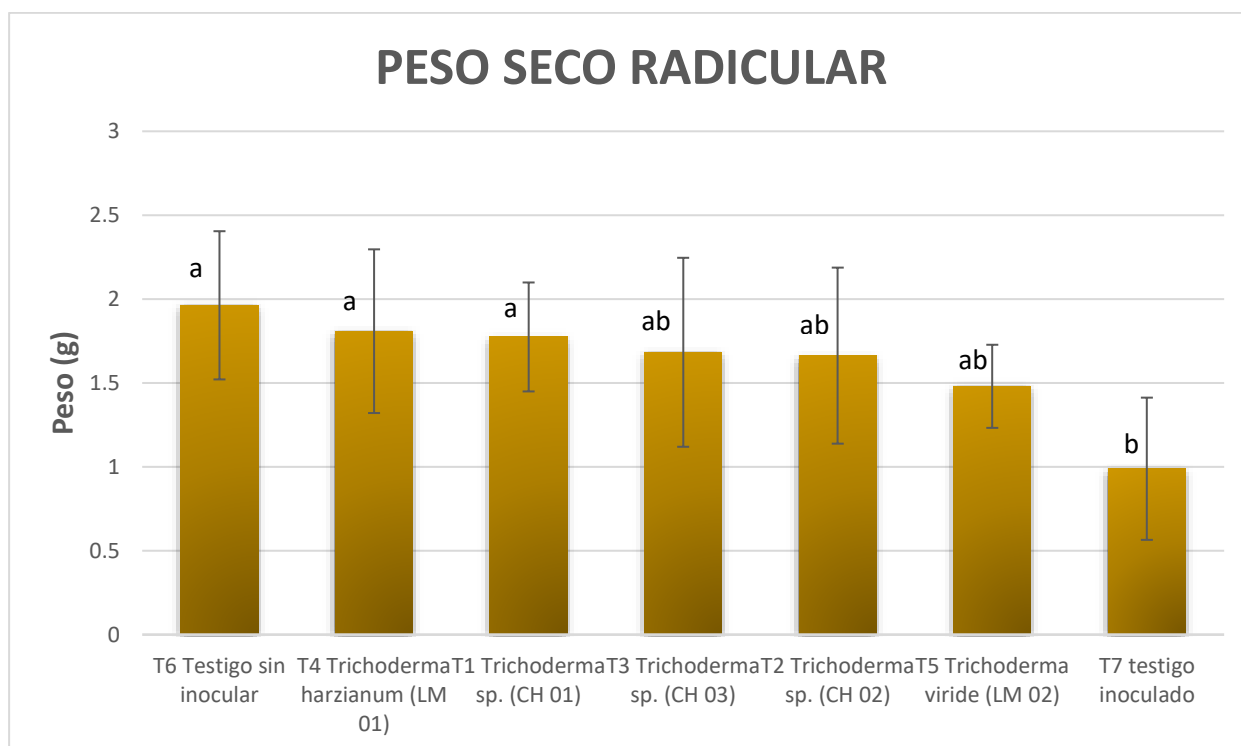


FIGURA 10. Promedio del peso seco radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control de *P. cinnamomi*.

4.2.6. Longitud de Raíces

El análisis de la variable longitud de raíces reveló que el tratamiento que alcanzó la mayor longitud de raíces en promedio, fue el tratamiento inoculado con *Trichoderma harzianum* (LM 01) con una longitud de 79.83 cm. Por otro lado los tratamientos inoculados con *Trichoderma* sp. (CH 01). Y *Trichoderma* sp. (CH 02) tuvieron una longitud de 63.35 y 60.53cm, respectivamente. Los tratamiento que obtuvieron la más baja longitud fueron *Trichoderma* sp. (CH 03) y *Trichoderma viride* (LM 02) con sólo 46.69 y 30.94 cm.

En cuanto a longitud radicular, se observó que el tratamiento inoculado con *T. harzianum* (LM 04), tuvo un mayor control pues evitó el desarrollo de la enfermedad. Esta variable también se puede relacionar con el peso de las raíces pues existe una relación directamente proporcional con la longitud de raíces. Esto coincide con Camargo (2013) quien relaciona la aplicación de *Trichoderma* sp. en el cultivo de arveja con la mejora notable de las plantas, donde influyen las variables fisiológicas como peso fresco y seco foliar, peso fresco y seco radicular y longitud de raíces.

En cuanto al coeficiente de variabilidad 25.40%, indica que no existe mayor dispersión en cuanto a los rendimientos de cada tratamiento. Al respecto, Calzada (1982) señala que el valor de coeficiente de variabilidad (C.V.) en experimentos agronómicos no debe ser mayor al 30%; de ser mayor afectará la confiabilidad a los resultados estadísticos. Por lo tanto el valor C.V. =25.40% determinó que las unidades experimentales del presente estudio se encontraban dentro del parámetro de homogeneidad y confiabilidad estadística.

De acuerdo al análisis de variancia existen diferencias significativas respecto al testigo inoculado. Sin embargo, el tratamiento inoculado con *Trichoderma viride* (LM 02) no mostró diferencias significativas con el testigo inoculado.

Cuadro 15. Promedio de longitud radicular (g), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2014.

Tratamientos		Promedio
T6	Testigo sin inocular	111.889 a
T4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	79.832 b
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	63.358 bc
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	60.536 bc
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	46.690 cd
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	30.942 d
T7	Testigo inoculado	26.016 d

C. V.: 25.40 %

α : 0.05

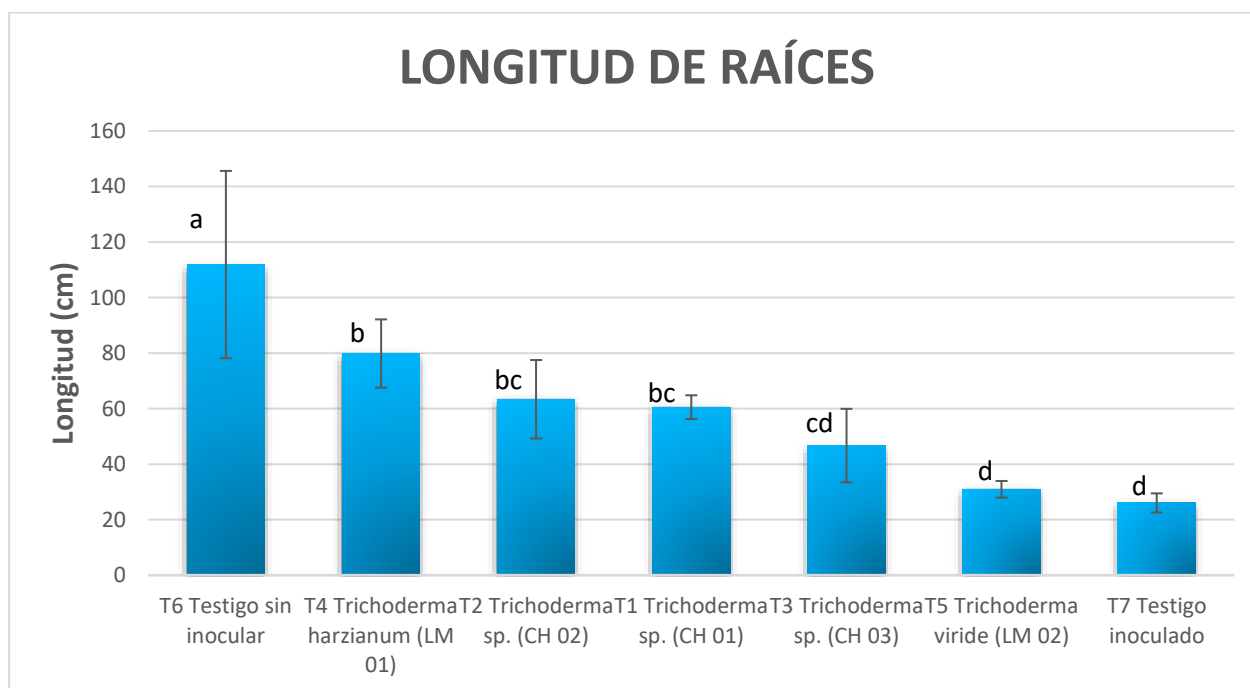


FIGURA 11. Promedio del longitud radicular (g) en la prueba de Invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control de *P. cinnamomi*.



FIGURA 12. Comparativo de raíces entre los tratamientos evaluados al término del ensayo. La Molina. 2015.

4.2.7. Porcentaje de Raíz Enferma

Al realizarse la prueba de tukey, se observa que los mejores tratamientos comparados con el testigo para el control de *Phytophthora cinnamomi* bajo condiciones de invernadero lo constituyen los tratamientos: testigo sin inocular con el menor porcentaje de raíz enferma (6,42%), seguido de *T. harzianum* con 25.71%. Los tratamientos inoculados con *Trichoderma* sp. (CH 02), *Trichoderma* sp. (CH 01) y *Trichoderma* sp. (CH 03), tuvieron un porcentaje de raíz enferma aún mayor, con 47.85%, 51.42%, 59.28%, respectivamente. Por otro lado el tratamiento que tuvo el mayor porcentaje de raíz enferma fue el tratamiento inoculado con *Trichoderma viride* (LM 02) que tuvo un porcentaje de 67.14%.

De acuerdo al análisis de variancia, se determina que existen diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo.

Para esta variable, el testigo inoculado tuvo el mayor valor de porcentaje de daño de la raíz, ya que no realizó ninguna inoculación que evitara el desarrollo de la enfermedad.

Cuadro 16. Promedio del porcentaje de raíz enferma (%), para el ensayo de control preventivo de *P. cinnamomi* haciendo uso de aislamientos de *Trichoderma* en el cultivo de Arándano variedad biloxi. La Molina. 2015.

TRATAMIENTOS		PROMEDIO
T7	Testigo inoculado	77.143 a
T5	<i>Trichoderma viride</i> (LM 02)	67.143 ab
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	59.286 bc
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	51.429 c
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	47.857 c
T4	<i>Trichoderma harzianum</i> (LM 01)	25.714 d
T6	Testigo sin inocular	6.429 e

C.V.: 15.77 %

α : 0.05

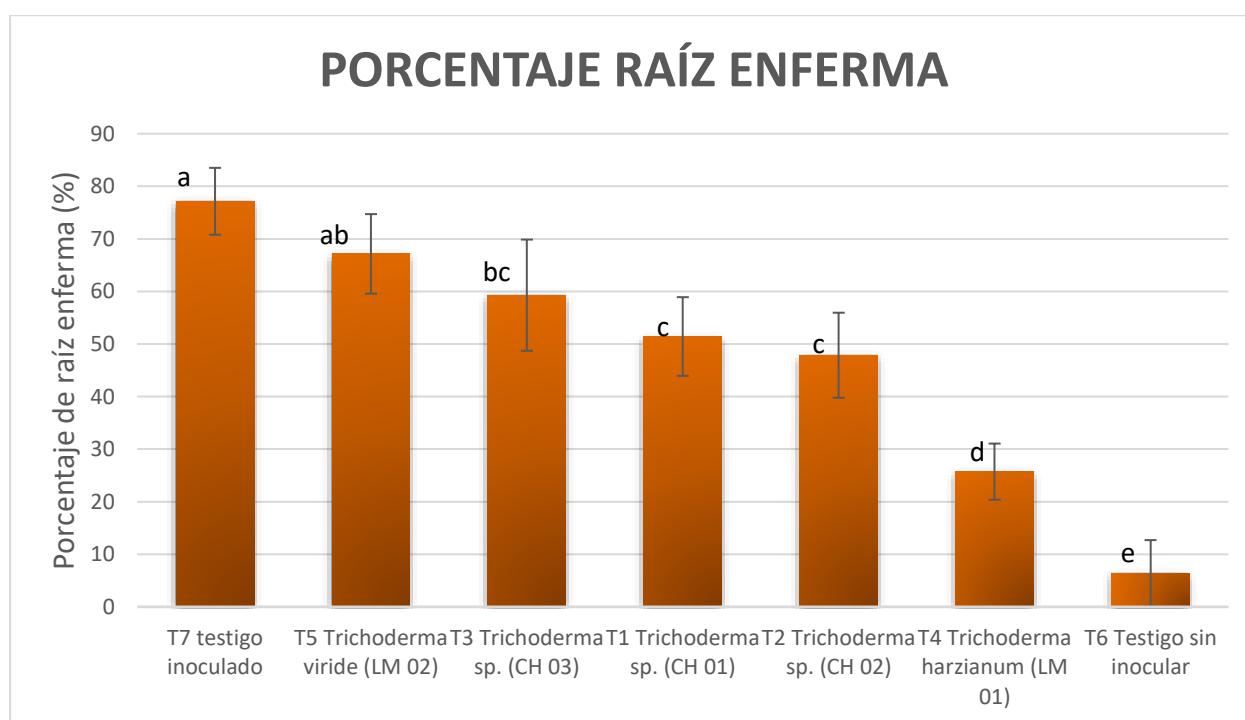


FIGURA 13. Promedio de porcentaje de raíz enferma (%) en la prueba de invernadero haciendo uso de *Trichoderma* para el control de *P. cinnamomi*.

V. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en las cuales se realizaron las evaluaciones, se obtuvo las siguientes conclusiones:

1. Todos los aislamientos de *Trichoderma* evaluados, demostraron un efecto antagonista contra *Phytophthora cinnamomi* en los ensayos realizados.
2. Los tratamientos que mejor inhibieron el desarrollo de *Phytophthora cinnamomi* in Vitro fueron *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 01) a los 5 días de la siembra. En general todos los tratamientos tuvieron un control sobre *P. cinnamomi* a los 7 días de la siembra.
3. Los resultados tanto para condiciones In Vitro como para condiciones de Invernadero mostraron resultados similares siendo *T. harzianum* (LM 01), el aislamiento que presentó un mejor control en comparación con *Trichoderma viride* (LM 02).
4. Los parámetros que mejor permiten diferenciar el daño producido por la enfermedad fueron porcentaje de raíz enferma, longitud de raíces y peso seco de raíces. La efectividad del hongo *Trichoderma* se comprobó al observarse plantas con abundante masa radicular.
5. Los resultados obtenidos en condiciones de invernadero fueron consistentes a los obtenidos en condiciones in vitro para los aislamientos que demostraron tener una mayor tasa de crecimiento y un mayor desarrollo micelial, tal y como quedó demostrado con los aislamientos *Trichoderma harzianum* (LM 01) y *Trichoderma sp.* (CH 01).

En general todos los tratamientos con *Trichoderma*, a excepción de T5 muestran una buena apariencia, un mayor crecimiento aéreo y radicular, así como ausencia de signos o síntomas de la enfermedad por *P. cinnamomi*. Estos resultados confirman los obtenidos en las pruebas de antagonismo in vitro, que demuestran la excelente actividad antagonista ejercida por las especies de *Trichoderma* sobre el hongo.

VI. RECOMENDACIONES

1. Continuar con el experimento bajo condiciones de campo, o bajo las mismas condiciones en diferentes lugares del Perú. El cultivo de arándano se desarrolla principalmente en costa y sierra, siendo este último quien ofrece mejores condiciones climáticas para el cultivo.
2. Determinar una forma más eficiente de aplicación de los productos, ya que la utilizada en el presente trabajo es más apropiada para pequeñas extensiones de área.
3. Para futuros estudios sería indicado la utilización de un mayor número de especies de *Trichoderma*; además de la alteración del medio ambiente de manera que los antagonistas resulten favorecidos; el aprovechamiento de las sustancias antibióticas que producen y la aplicación precisa de ellos de acuerdo al ciclo de la enfermedad del fitopatógeno que se desea controlar son variables de importancia para la mayor efectividad y confiabilidad de las especies de *Trichoderma* investigadas.
4. Realizar pruebas entre las especies del hongo *Trichoderma* con otros fitopatógenos de importancia agrícola, para identificar las posibles interacciones y antagonismos.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Acuña, O.; Peña, W. 2005. Determinación de poblaciones de microorganismos en el suelo mediante técnicas de recuento directo. En: Protocolos de metodologías para análisis de indicadores microbiológicos. Proyecto Innovaciones tecnológicas para el manejo y mejoramiento de la calidad y salud de suelos bananeros en América Latina y el Caribe. Eds. Imbap, Universidad de Costa Rica. San José, CR. Pp. 4-7.
2. AGRIOS, M. G. 1982. Fitopatología. Tercera Edición. Edición Limusa. Buenos Aires, Argentina. 756 pp.
3. ALLENDE, J. 2005. Análisis Comercial y Visión General del Arándano en Chile. (ASOEX) Asociación de exportadores de Chile. Berries, Arándano – Frambuesa. Santiago, 21-22 de junio del 2005. pp 1-17.
4. ALMENAR, E., AURAS, R., RUBINO, M. & HARTE, B. (2007). A new technique to prevent the main post harvest diseases in berries during storage: Inclusion complexes ®- cyclodextrin-hexanal. International Journal of Food Microbiology, 118, 164- 172.
5. BAILEY, B.A., LUMSDEN, R.D., 1998. Directs effects of *Trichoderma* and *Gliocladium* on plant growth and resistance of pathogens. In Harman,G.E., Kubicek, C.P. (Eds), *Trichoderma* and *Gliocladium*: Enzymes, Biological control and comercial Applications. Taylor y Francis, London, pp. 185-204.
6. BAKER K.F. & COOK R.J. 1983, The nature and practice of biological control of plant pathogens, The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, USA. pp. 375.
7. BAKER, K.F AND COOK, R.J 1989. The Nature and Practice of Biological Control of Plant Pathogens. APS PRESS. The American Phytopathological Society. St. Paul. Minnesota, USA. 539P.
8. BAÑADOS, P. 2007. Perspectivas en el mercado de los arándanos. Produciendo arándanos. Facultad de Ciencias Empresariales. Universidad de Talca. Tucumán. Argentina. Pp. 42 – 298.

9. BENAVIDES, Liliana G. Sierra Exportadora. Estudio de Prefactibilidad para la Producción y Comercialización de Arándanos (*Vaccinium corymbosum* L.) en condiciones de Valles Andinos. Págs. 64-65.
10. BJORKMAN, T., BLANCHARD, L.M., HARMAN, G.E., 1998. Growth enhancement of shrunken-2 (sh2) sweet corn by *Trichoderma harzianum* 1295-22: effect of environmental stress. J. Am.soc.Hort.Sci. 123,35-40.
11. BUZETA, A. 1997. Chile: Berries para el 2000. Fundación Chile 133 p.
12. CAMARGO, F., ÁVILA, E. 2013. Efectos del *Trichoderma* sobre el crecimiento y desarrollo de la arveja (*Pisum sativum* L.) Cien. Y Agric. Vol. 11. N° 1.
13. CARHUARICRA, C. 2012. El Cultivo de Arándano *Vaccinium sp.* y sus Principales Características. Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Tesis para optar el título profesional de ingeniero agrónomo.
14. CARRERA, J. 2012. Manual práctico para la creación y desarrollo de plantaciones de arándanos en Asturias. Nuevos horizontes. Tecnología agroalimentaria.oviedo. N° 9. Pag. 09-15.
15. CHANG, Y. C. , BAKER, R. , KLEIFELD, O. & CHET, I. 1986. Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. Plant Dis., 70: 145-148.
16. CHANG, Y.C., R. BAKER, O. KLEIFELD AND I. CHET. 1986. Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. Plant disease 70: 145-148.
17. COYIER, D. L. AND M. K. ROANE. 1986. Compendium of rhododendron and azalea diseases. APS Press.
18. CUNDOM, M.A.; S.M. MAZZA DE GAIAD; M.A. MAZZATI DE CASTAÑÓN; S.A. GUTIÉRREZ DE ARRIOLA Y M. COUTINHO. 2002. Actividad antagónica in vitro de Hongos saprófitos sobre *Sclerotinia sclerotiorum*.
19. DUBOS, B. 1987. Fungal antagonism in aerial agrobiocenoses. In: "Innovative Approaches to Plant Disease Control" (I. Chet, Ed.), pp. 107-135. Wiley, New York. En: <http://www.unne.edu.ar/unnevieja/Web/cyt/cyt/agrarias/a-037.pdf>; consulta setiembre 2016.
20. ERWIN, D. C. AND O. K. RIBIERO. 1996. *Phytophthora* diseases world-wide. American Phytopathological Society. St Paul. 562p.

21. Estrategias Regionales de Competitividad por Rubro: Producción y Mercado del Arándano. <http://www.indap.gob.cl/extras/estrategias-por-rubros-2005/5region/3Arandanos-Produccion.Mercado.pdf>
22. EZZIYYANI M. 2004. Biocontrol de *Phytophthora capsici* en pimiento (*Capsicum annuum* L.) mediante una combinación de microorganismos antagonistas. Murcia: Tesis Doctoral. Universidad de Murcia
23. FEDEFRUTA. 2007. Arándano, antecedentes del cultivo. Chile.
24. FRANCE I., Andrés. 2013. Manual de Arándano. Manejo de Enfermedades en Arándano.
25. GALEANO, M., F. MENDEZ y A. URBANEJA. 2002. Efecto de *Trichoderma harzianum* Rifai (Cepa T-22) sobre cultivos hortícolas. Departamento I+D. Koppert Biological Systems. Finca Labradorcico del Medio. Aguilas (Murcia).
26. Galeano, M., Mendez, F. y Urbaneja, A. 2002. Efecto de *Trichoderma harzianum*, sobre cultivos hortícolas. Departamento I+D. Koppert 99 Biological Systems. Finca Labradorcico del Medio, 65. Apartado Correos 286. 30880 Aguilas (Murcia). Pág. 1 – 10.
27. GARCÍA RUBIO, Juan Carlos; García Gonzales de Lena, Guillermo. 2005. Orientaciones para el cultivo del Arándano. Guía de cultivo. El cultivo del Arándano en Asturias. Servicio regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario. Págs. 8-11.
28. GARCIA, J.C. Y G. GARCIA. 2007. El cultivo del arándano en Asturias. Guía de Cultivo: Orientaciones para el cultivo del arándano. Serida. Ministerio de Medio Ambiente y medio rural y marino. Gobierno de España. Págs. 16-17.
29. GARVEBA, P.; J.A. VAN VEEN Y J.D. VAN ELSAS. 2004. Microbial diversity in soil: Selección of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. *Annu. Rev. Phytopathol.* 42(2), 243-270
30. GIL, G. 2006. Fruticultura. La producción de fruta. Fruta de clima templado, subtropical. Colección en Agricultura. Facultad de Agronomía e Hanson, E. 1993. *Nutrition of Fruit Crops*, Michigan State University. USA. Pp. 78-123.
31. GÓMEZ, M. 2010. La poda en la productividad de arándano (*Vaccinium spp.*) en Michoacán. Universidad Autónoma Chapingo. Tesis como requisito para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Horticultura. México.

32. GUTIÉRREZ, M. A. (2010). Plagas cuarentenarias: Enfermedades fungosas del arándano no presentes en Chile. *Berries & Cherries*. Revista frutícola del sur de Chile, 5, 26-31.
33. HARMAN, G.E. 2002. *Trichoderma harzianum*, *T. viride*, *T. koningii*, *T. hamatum* (Deuteromycetes: Moniliales). Cornell University, Geneva, N.Y.
34. HOYOS-CARVAJAL, L.; P. CHAPARRO; M. ABRAMSKY; I. CHET Y S. ORDUZ. 2008. Evaluación de aislamientos de *Trichoderma* spp. contra *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium rolfsii* bajo condiciones in vitro y de invernadero. *Agron. Colomb.* 26(3), 451-458.
35. HUAMANI APAZA, GUILLERMO. 2007. Resistencia de *Capsicum spp.* a *Phytophthora capsici* león y ensayo de control con inductores químicos de resistencia. Tesis Magister scientiae. Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima- Perú. P.11-13.
36. <http://www.blueberrycouncil.org/about-blueberries/history-of-blueberries/>.
37. INDAP. Ministerio de Agricultura. Estrategias por Rubro 2005. Región Arándano Producción Mercado. Págs. 2-3.
38. INTA. 2012. Fertilización de arándanos. Disponible en: “<http://www.fertilizando.com/articulos/Fertilizacion%20del%20Arandano.asp>”. Consultada: 2016.
39. LAMARI L. 2002. ASSESS: Image Analysis Software for Plant Disease Quantification. APS Press, The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, USA.
40. LÓPEZ, Y., PINEDA, J., HÉRNANDEZ, A., ULACIO, D. 2010. Efecto diferencial de seis aislamientos de *Trichoderma* sobre la severidad de *Rhizoctonia solani*, desarrollo radical y crecimiento de plantas de maíz. *Bioagro* v.22 n.1. ISSN 1316-3361.
41. LYRENE P. Y WILLIAMSON J. 1994. Guía para el Cultivo de los Arándanos en Florida. Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. Págs. 6-7.
42. MAYORGA, L. 2014. Manejo Integrado de las Podas de Cultivo de Arándano. Universidad Militar Nueva Granda. Trabajo de Grado para optar a Título de Tecnólogo en Horticultura. Colombia.
43. Ministerio de Agricultura. 2016. *Phytophthora cinnamomi* Rands. República Dominicana. <http://www.agricultura.gob.do/publicaciones/plagas-enfermedades-y->

tratamientos-de-cultivos/plagas-y-enfermedades-del-aguacate/phytophthora-cinnamomi-rands-(enfermedad)/

44. MITCHAM, E. J. & MITCHELL, F. G. (2007). Sistema de manejo postcosecha: frutas pequeñas. Fresas y frutos de arbusto. En: Tecnología Postcosecha de Cultivos Hortofrutícolas. Editor: Kader, A. A., 3era ed. California. 409-415.
45. MUNOZ, L.; MAIHUA, R.; PREALTA, F. 2005. Análisis de antocianina en arándanos del Noa. Departamento de Ingeniería de Procesos y Gestión Industrial. Facultad de Ciencias Exactas y Tecnología. Universidad Nacional de Tucumán. Argentina. Pp. 98-146.
46. NASEBY, D.C., PASCUAL, J.A., LYNCH, J.M., 2000. Effect of biocontrol strains of *Trichoderma* on plant growth, *Phythium ultimum* populations, soil microbial communities and soil enzyme activities. J. Appl. Microbiol. 88, 161-169.
47. NIDETEC. 2006. El cultivo de arándanos. Nidetec Biobusiness. Uruguay.
48. RIVERA, M. C., WRIGHT, E. R., PÉREZ, B. A., GONZÁLEZ RABELINO, P. & PÉREZ, J. A. (2009). Enfermedades del arándano. En: Wright, E. R., editor. Guía de Enfermedades, Insectos y Malezas del Arándano. Buenos Aires: Orientación Gráfica Editora, 1-68
49. RIVERA, M. C., WRIGHT, E. R., PÉREZ, B. A., GONZÁLEZ RABELINO, P. & PÉREZ, J. A. 2009. Enfermedades del arándano. En: Wright, E. R., editor. Guía de Enfermedades, Insectos y Malezas del Arándano. Buenos Aires: Orientación Gráfica Editora, 1-68.
50. ROJO, F. REYNOSO, M. FEREZ, M. CHULZE, S. TORRES, A. 2006. Biological control by *Trichoderma* species of *Fusarium solani* causing peanut Brown root rot under field conditions. 26: 548-554.
51. ROYSE, D.J. Y S.M. RIES. 1978. The influence of fungi isolated from peach twigs on the pathogenicity of *Cytospora cincta*. Phytopathol. 68, 603-607
52. SANTANDER, C., J. MONTEALEGRE Y R. HERRERA. 2003. Control biológico de *Rhizoctonia solani* en tomate en suelos previamente sometidos a solarización y Bromuro de Metilo. Cien. Inv. Agr. 30 (2): 107-112.
53. SIERRA EXPORTADORA. Perfil Comercial-Arándano Deshidratado. Asociación Regional de Exportadores de Lambayeque. Área de Comercio Exterior.

54. SISTEMA INTEGRADO DE INFORMACIÓN DE COMERCIO EXTERIOR. 2010. Oficina comercial de Perú en Miami. Perfil de mercado de arándanos en los Estados Unidos de Norteamérica. Pág. 3.
55. STAMPS, D.J. 1985. Commonwealth Mycological Institute (CMI). Descriptions of pathogenic and Bacteria: 836.
56. STEFANOVA M., LEIVA A., LARRINAGA L., CORONADO M., 1999. Actividad metabólica de cepas de *Trichoderma* spp para el control de hongos fitopatógenos del suelo. Rev. Fac. Agron. (LUZ), 16: 509-516.
57. SUDZUKI, F. 2002. Cultivo de frutales menores. Editorial Universitaria. Santiago. 184p.
58. TRONSMO, A. & GORDON, L. 1998. Biological control with *Trichoderma* 111-126.
59. VIAL, C. 2005. Análisis Comercial y Visión General del Arándano en Chile. (ASOEX) Asociación de exportadores de Chile. Berries, Arándano – Frambuesa. Santiago, 21-22 de junio del 2005. pp 1-10.
60. WARD, Nicole A. 2013. Blueberry Root Rot. Plant Pathology Fact Sheet. University of Kentucky-College of Agriculture.
61. YEDIDIA, I.; BENHAMOU, N.; CHET, I. 1999. Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L) by the control agent *Trichoderma harzianum*. Applied and environmental microbiology. 65(3) 1061-1070.

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Datos del radio en cm. de las colonias de *P. cinnamomi* y de los *Trichoderma* en la Prueba de Control Biológico In Vitro (Prueba de Enfrentamiento). La Molina. 2015.

Tratamiento	Repetición	Días después de la Siembra				
		3	4	5	6	7
Testigo <i>P. cinnamomi</i>	1	1.3	2.3	3	3.7	4.1
	2	1.6	2.5	3.1	3.8	4.1
	3	1.6	2.4	3.3	4	4.1
	4	1.5	2.3	3.5	3.9	4.1
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)						
<i>P. cinnamomi</i>	1	1.3	1.8	1.6	0	0
	2	1.1	1.8	1.7	0	0
	3	1.1	1.7	1.4	0	0
	4	1.9	2.1	1.8	0	0
<i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	1	2.8	3.4	4.6	5.7	6.2
	2	2.8	3.6	4.4	5.6	6.2
	3	2.5	3.6	4.5	5.5	6.2
	4	2.8	3.8	5	5.9	6.2
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)						
<i>P. cinnamomi</i>	1	1.1	1.6	1.3	0	0
	2	0.9	1.4	1.6	0	0
	3	1.4	1.9	1.3	0	0
	4	1.1	1.7	1.2	0	0
<i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	1	2.7	3.6	4.4	5.8	6.2
	2	2.5	2.9	3.8	5.7	6.2
	3	2.8	3.4	4.8	5.5	6.2
	4	2.7	3.7	4.6	5.7	6.2
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)						
<i>P. cinnamomi</i>	1	1.2	1.5	1.6	0	0
	2	1.1	1.6	1.3	0	0
	3	1.3	1.7	1.8	0	0
	4	1.1	1.4	1.5	0	0
<i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	1	2.2	3.5	4.8	5.7	6.2
	2	2.5	3.8	4.7	5.8	6.2
	3	2.4	3.6	5	6	6.2
	4	2.3	3.4	5	5.5	6.2

<i>P. cinnamomi</i> vs <i>T. harzianum</i> (LM 01)						
<i>P. cinnamomi</i>	1	1.2	1.6	1.3	0	0
	2	1.3	1.5	1.1	0	0
	3	1.2	1.4	1.2	0	0
	4	1.3	1.5	1.2	0	0
<i>T. harzianum</i> (LM 01)	1	3.0	4.1	4.7	5.7	6.2
	2	2.5	3.9	5.1	6	6.2
	3	2.6	3.6	4.8	5.8	6.2
	4	2.8	3.8	5	5.9	6.2
<i>P. cinnamomi</i> vs <i>T. viride</i> (LM 02)						
<i>P. cinnamomi</i>	1	1.3	1.5	1.6	0	0
	2	1.2	1.6	1.6	0	0
	3	1.3	1.7	1.7	0	0
	4	1.3	1.8	1.7	0	0
<i>T. viride</i> (LM 02)	1	2.9	3.6	4.4	5.6	6.2
	2	2.8	3.7	4.2	5.8	6.2
	3	3.0	4.2	5	6.1	6.2
	4	2.9	3.9	4.8	5.8	6.2

**Anexo 2. Datos de la variable altura de planta (cm) durante la prueba de Invernadero.
La Molina. 2015.**

TRAT.	REP	ALTURA DE PLANTA								
		1ra Eva	2da Eva	3ra Eva	4ta Eva	5ta Eva	6ta Eva	7ma Eva	8va Eva	9na Eva
T1 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	1	34.5	38.9	44.8	50.3	53.6	63.6	63.7	66	67.3
	2	33	39.5	45.2	47.4	50.5	58.1	63.8	63.8	64.4
	3	29.4	32.3	33.9	38.9	44.6	53.1	59.4	46.1	47.1
	4	29.6	33.7	33.1	39.9	42	45.3	50.7	59.6	60.3
	5	19.7	20.5	20.8	25.6	33.3	39.1	40	40.2	41
	6	39.7	42.1	34.1	31	31.7	31.7	40.3	37.8	41.1
	7	42	42.3	56.2	60.5	61.7	64.7	66.8	67.6	68.1
	Prom	32.557	35.614	38.3	41.943	45.343	50.8	54.957	54.443	55.614
T2 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	1	24.2	27.5	35.3	40	40	42.2	44.8	54.5	54.6
	2	31.6	32.7	33.3	33.5	33.5	33.5	35.5	38.2	39.4
	3	21.2	22.4	23.7	27	30	36.5	38.1	38.5	39.6
	4	30	33.5	34.3	35.7	39.2	40	40	44.1	45.4
	5	32.9	28.5	29.3	35.1	35.3	42	52.3	54.6	57
	6	24.2	25.2	25.4	27	27	27.8	29	31.8	31.8
	7	55.5	56.5	56.4	56.4	56.5	56.1	56.1	56.4	56.6
	Prom	31.371	32.329	33.957	36.386	37.357	39.729	42.257	45.443	46.343
T3 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	1	32.3	35.5	42.8	44.4	47	47	47.9	54	58.1
	2	50.6	50.2	50.3	50.3	50	50	50.1	50.8	50.7
	3	39	44.3	45.8	50	51	53	56.8	58.3	59.3
	4	36.5	36.9	27.5	28.1	28.7	39	48.1	51.7	51.5
	5	39.7	40	29.2	26.4	28.8	33.2	43.6	51.5	54.2
	6	20.6	23.3	26.2	26.5	26.8	27	27.1	28.3	30.4
	7	20.8	28.6	25.4	27	27	29	35.1	38.6	39.5
	Prom	34.214	36.971	35.314	36.1	37.043	39.743	44.1	47.6	49.1
T4 <i>T. harzianum</i> (LM 01)	1	17.4	22.2	25.4	33.3	33.6	35.7	36.2	37.1	37.1
	2	41.3	25.6	37.1	38	38.5	41	54	58	50.3
	3	29.8	33.3	34.8	35.1	35.3	33.3	33.6	32.1	30.2
	4	35.9	28.9	36.4	35	37.3	41.3	52.3	51	51.1
	5	28.8	30.2	31.6	35	37.5	38	39.2	39.7	39.9
	6	31.4	33.1	46	40	40	41.6	35	35.4	40.4
	7	39.7	38.2	43.1	30.5	31	40	60.3	67.5	67.9
	Prom	32.043	30.214	36.343	35.271	36.171	38.7	44.371	45.829	45.271
T5 <i>T. viride</i> (LM 02)	1	24.3	26.3	31.3	28.7	30	36.5	49	53.1	53.6
	2	39.7	41.5	41.3	42	42	42	43	39.6	42.3
	3	25.9	25.9	29.2	32	32.5	33.8	44.2	45.8	46.1
	4	23.3	27	29.3	29.2	32.5	38.5	40.8	42	45.4
	5	24.6	27.3	27.3	28.5	29	36	43.4	49.2	47.4
	6	31.2	33.2	34.3	34.9	34.6	34.1	34.4	34.7	34.4

	7	30.4	33.1	34.8	38.9	39.4	44.1	47.5	49.8	50.1
	Prom	28.486	30.614	32.5	33.457	34.285	37.857	43.185	44.885	45.614
T6 (testigo sin inocular)	1	19.6	26.7	39	47.2	48	49	53	53	56
	2	31.6	20	27.8	34.3	35	40	40.3	40.3	47.3
	3	32.8	26.4	19.7	21.5	25	28	28.7	28.7	59
	4	31.2	33.1	27.5	24.5	26	29	35.7	35.7	35.7
	5	21.6	34.5	37.4	38.5	40	42	43	43	43
	6	28	27.2	30.8	30.2	32.4	32.6	32.7	32.7	42.7
	7	25.6	34.1	45	46.5	46.7	45	46.2	46.2	46.2
	Prom	27.2	28.857	32.457	34.671	36.157	37.943	39.943	39.943	47.128
T7 (testigo inoculado)	1	36.2	28.4	41.4	42.5	42.5	42.5	48	48	38
	2	25.4	26.1	28.2	31.2	32	38	41	41	31
	3	36.5	41.4	39	38	38.5	39	39.5	39.5	45.5
	4	33.6	33.4	33.1	32.5	32.6	29.6	29.5	29.5	28.5
	5	20.1	48.5	35.7	39	41	41.4	46.5	46.5	32.5
	6	26.9	26.3	30.3	31.5	35	41	48.7	48.7	38.7
	7	58.9	59.6	59.5	64.8	65	65	66.5	66.5	40.5
	Prom	33.943	37.671	38.171	39.923	40.943	42.357	45.671	45.671	36.386

Anexo 3. Datos de la variable diámetro de tallo (mm) durante la prueba de invernadero.

La Molina. 2015.

TRAT.	REP.	DIÁMETRO DE TALLO (mm)								
		1ra Eva	2da Eva	3ra Eva	4ta Eva	5ta Eva	6ta Eva	7ma Eva	8va Eva	9na Eva
T1 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 01)	1	2.75	3.05	3.8	3.95	4	4.15	4.15	4.2	4.25
	2	3	4.3	4.1	4.15	4.5	4.7	4.9	5.2	5.5
	3	3	3.15	4	4	4	4.05	4.05	4.1	4.2
	4	3.85	4.25	4.2	4.3	4.85	5.25	5.6	5.85	5.9
	5	4.2	4.2	4.55	4.65	4.9	5.3	5.85	5.8	5.85
	6	3.3	3.4	3.3	3.35	3.35	3.4	3.45	3.45	3.45
	7	2.4	3.1	3.25	3.4	3.85	4	4.15	4.35	4.45
	Prom	3.214	3.636	3.886	3.971	4.207	4.407	4.593	4.707	4.8
T2 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 02)	1	3.2	3.2	3.7	3.75	4.35	4.3	4.35	4.5	4.5
	2	3.15	3.15	3.3	3.35	3.35	3.6	3.6	3.75	3.85
	3	3.65	3.6	3.55	3.65	3.75	3.7	3.85	4	4.1
	4	3.6	3.65	4	4.15	4.6	4.65	4.85	4.9	4.9
	5	3.9	3.7	3.8	3.85	4.05	4.25	4.65	4.8	4.8
	6	3.2	3.3	3.4	3.7	4	4.25	4.2	4.35	4.5
	7	4.55	4.55	5	5.25	5.85	6.6	7.25	7.9	8.25
	Prom	3.607	3.593	3.821	3.957	4.279	4.479	4.679	4.886	4.986
T3 <i>Trichoderma</i> sp. (CH 03)	1	4.65	4.6	4.65	4.8	5.6	5.9	6.15	6.85	7
	2	3.45	3.5	3.9	3.95	4.25	5	5.25	5.4	6.25
	3	3.35	3.6	3.8	3.85	4.3	4.55	4.55	4.6	4.85
	4	4	4.4	4.35	4.55	4.85	5	5.15	5.15	5.3
	5	3.2	3.35	5	4.15	4.75	5.15	6	6.05	6.15
	6	3.7	3.7	4.05	4.7	5	5.3	5.25	5.6	5.75
	7	3.65	3.6	3.9	4.2	4.45	4.45	4.6	5	5
	Prom	3.714	3.821	4.236	4.314	4.742	5.05	5.279	5.521	5.757
T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	1	3.1	3	3.25	3.4	3.55	3.55	3.5	3.7	3.7
	2	4.35	4.5	5.05	5.55	6	6.15	6.55	6.85	7.3
	3	3.85	3.9	4	4.25	4.85	5.05	6	6.3	6.9
	4	3	3.25	3.3	3.5	3.9	4.1	4.15	4.25	4.25
	5	2.45	2.6	3.2	3.25	3.85	4	4.05	4.15	4.55
	6	3.15	3.05	3	3	3.05	3.2	3.15	3.3	3.33
	7	3.6	3.6	3.65	3.7	3.7	3.8	3.75	3.85	4
	Prom	3.357	3.414	3.636	3.807	4.129	4.264	4.45	4.629	4.861
T5 <i>Trichoderma</i> <i>viride</i> (LM 02)	1	2.9	3.05	3.4	3.55	3.7	3.85	4	4	4.2
	2	3.2	3.6	4.4	4.8	5.65	5.9	6.35	6.85	7.25
	3	3.75	3.8	3.9	4	4.25	4.25	4.5	4.5	4.65
	4	3.75	3.75	3.7	3.8	3.7	3.75	3.7	3.85	3.95
	5	3	3.15	3.25	3	3.6	3.7	3.85	3.8	4.1

	6	3.4	3.5	3.55	4.05	4.05	4.1	4.15	4.2	4.2
	7	3.9	4.4	4.75	4.85	5	5.15	5.2	5.15	5.25
	Prom	3.414	3.607	3.85	4.007	4.279	4.386	4.536	4.621	4.8
T6 (testigo sin inocular)	1	2.9	3.3	3.6	3.8	4.2	4.25	4.4	4.45	4.65
	2	3	3.15	3.5	3.8	3.85	4.25	4.55	4.7	4.7
	3	4.3	4.2	4.75	4.85	5.35	5.9	6.05	6.35	7
	4	3.9	3.6	3.15	4	4.25	4.65	5	5.15	5.35
	5	3	3.25	3.45	3.85	3.8	4.15	4.2	4.25	4.45
	6	3	3.1	3.35	3.85	4	4	4.55	4.5	4.55
	7	3.6	3.8	3.65	3.75	4.35	4.7	5	5.05	5.35
	Prom	3.386	3.486	3.636	3.986	4.257	4.557	4.821	4.921	5.15
T7(testigo inculado)	1	4.8	4.75	4.75	4.75	5	5.35	5.85	6	6.25
	2	3.3	3.45	3.4	3.45	3.55	3.55	3.5	3.6	3.75
	3	4.15	4.2	4.2	4.25	4.5	4.6	4.55	4.9	5.2
	4	3.6	3.6	3.85	3.9	4	3.95	4.1	4.35	4.6
	5	2.55	3.35	3.55	4.3	4.8	5	5.1	5.25	5.3
	6	3.5	3.55	3.55	3.55	3.65	3.6	3.85	3.95	3.95
	7	3	3.1	3.1	3.3	3.6	3.75	3.9	4	4
	Prom	3.557	3.714	3.771	3.929	4.157	4.257	4.407	4.579	4.721

Anexo 4. Datos de la variable peso fresco foliar (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.

TRAT.	T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 01)	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 02)	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 03)	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 T. <i>viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado	
REP	1	14.7	16.5	15.3	11.36	17.56	20.3	13.98
	2	23.44	18.2	15.98	26.36	16.64	15.14	7.26
	3	18.86	10.32	27.64	25.52	16.36	15.68	13.56
	4	18.54	26.24	20.9	15.06	18.74	13.7	10.2
	5	12.18	11.58	20.08	16.5	20.54	16.92	11.14
	6	15.32	12.28	8.62	16.54	15	16.12	12.52
	7	24.46	18.1	11.58	26.42	13.78	22.88	16.72
PROM	18.214	16.174	17.157	19.68	16.946	17.249	12.197	

Anexo 5. Datos de la variable peso seco foliar (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.

TRAT.	T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 01)	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 02)	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 03)	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 <i>T.viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado	
REP	1	5.96	6.26	6.14	4.36	7.06	8.64	5.64
	2	9.96	6.82	7.18	9.26	7.3	4.8	3.2
	3	7.62	4.36	10.8	9.64	6.6	6.24	5.08
	4	7.52	10.3	7.66	5.88	6.38	5.14	4.08
	5	5.56	4.78	7.68	6.72	7.64	6.88	4.22
	6	6.4	4.96	3.24	6.24	6.22	6.12	4.78
	7	8.72	8.54	4.94	9.8	6.06	9.84	6.86
PROM	7.391	6.574	6.805	7.414	6.751	6.808	4.837	

Anexo 6. Datos de la variable peso fresco radicular (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.

TRAT.	T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 01)	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 02)	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 03)	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 <i>T.viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado	
REP	1	4.26	3.56	3.68	3.2	3.32	4.82	2.96
	2	2.92	3.88	3.74	5.26	4.18	3.94	1.08
	3	4.1	2.92	5.2	4.54	3.02	5.42	2.5
	4	5.68	5.82	5.32	5.66	3.3	3.48	0.86
	5	2.52	2.8	3.96	3.62	4.36	5.02	1.46
	6	3.22	2.38	1.9	5.1	3.24	4.86	1.44
	7	6.98	4.3	1.88	5.78	4.02	6.78	2.52
PROM	4.24	3.665	3.668	4.737	3.634	4.902	1.831	

Anexo 7. Datos de la variable peso seco radicular (gr) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.

TRAT.		T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 01)	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 02)	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 03)	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 <i>T.viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado
REP	1	2.04	1.66	1.62	1.3	1.76	2.1	1.52
	2	1.7	1.7	1.46	1.92	1.72	1.54	0.58
	3	2.08	0.98	2.36	1.56	1.14	2.12	1.36
	4	2.14	2.5	2.36	2.7	1.64	1.34	0.44
	5	1.3	1.46	1.92	1.3	1.54	2.4	0.86
	6	1.7	1.2	0.92	1.88	1.22	1.72	0.8
	7	1.46	2.14	1.14	2	1.34	2.52	1.36
PROM	1.774	1.662	1.682	1.808	1.48	1.962	0.988	

Anexo 8. Datos de la variable longitud de raíz (cm) en la prueba de invernadero. La Molina. 2015.

TRAT.		T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 01)	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 02)	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp.</i> (CH 03)	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 <i>T.viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado
REP	1	63.834	78.677	54.55	93.612	27.123	160.72	29.973
	2	65.14	49.8	46.08	66.311	33.284	68.487	22.94
	3	58.78	47.357	49.67	90.186	33.042	89.683	28.316
	4	64.64	59.103	33.088	94.28	29.289	111.223	28.124
	5	53.77	85.538	37.896	74.273	34.961	143.155	28.523
	6	57.11	59.448	34.848	70.141	27.68	82.733	22.229
	7	60.48	63.58	70.696	70.022	31.212	127.225	22.01
PROM	60.536	63.357	46.689	79.832	30.941	111.889	26.016	

Anexo 9. Datos de la variable porcentaje raíz enferma (%) en la prueba de invernadero.

La Molina. 2015.

TRAT.		T1 <i>Trichoderma</i> <i>sp. (CH 01)</i>	T2 <i>Trichoderma</i> <i>sp. (CH 02)</i>	T3 <i>Trichoderma</i> <i>sp. (CH 03)</i>	T4 T. <i>harzianum</i> (LM 01)	T5 <i>T.viride</i> (LM 02)	T6 Testigo sin inocular	T7 Testigo inoculado
REP	1	50	40	40	20	70	0	75
	2	45	55	60	25	75	10	80
	3	60	50	55	30	65	15	70
	4	55	60	75	20	75	10	85
	5	60	40	60	25	55	0	70
	6	40	50	65	35	60	10	85
	7	50	40	60	25	70	0	75
PROM.		51.428	47.857	59.285	25.714	67.142	6.428	77.142

Anexo 10. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable altura de Planta (cm) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANVA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	1363.89	227.31	2.46	0.0398	*
Error Exp.	42	3886.53	92.53			
Total	48	5250.42				
C.V. : 20.69						

*Existen diferencias significativas ($p=0.05$) entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significancia

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de mérito
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	55.614	a	1
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	49.100	ab	2
T6	Testigo sin inocular	47.129	ab	2
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	46.343	ab	2
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	45.614	ab	2
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	45.271	ab	2
T7	Testigo inoculado	36.386	b	3

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 11. Análisis de variancia y Prueba de Tukey para la variable diámetro de tallo (mm) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANALISIS DE VARIANCA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	5.32	0.887	0.68	0.66	*
Error Exp.	42	54.64	1.301			
Total	48	59.96				
C.V. : 22.74						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamiento		Promedio	Significación	Orden de mérito
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	5.757	a	1
T6	Testigo sin inocular	5.150	a	1
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	4.985	a	1
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	4.861	a	1
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	4.828	a	1
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	4.800	a	1
T7	Testigo inoculado	4.721	a	1

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 12. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso fresco foliar (gr) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANVA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	226.31	37.71	1.66	0.153	*
Error Exp.	42	951.54	22.65			
Total	48	1177.85				
C.V. : 28.32						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de merito
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	19.680	a	1
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	18.214	a	1
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	17.374	a	1
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03))	17.157	a	1
T6	Testigo sin inocular	16.820	a	1
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	16.174	a	1
T7	Testigo inoculado	12.197	a	1

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

**Anexo 13. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso seco foliar (gr.)
bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.**

ANALISIS DE VARIANCIA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	31.39	5.23	1.62	0.1665	*
Error Exp.	42	135.97	3.23			
Total	48	167.37				
C.V. : 27.03						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de mérito
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	7.4143	a	1
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	7.3914	a	1
T6	Testigo sin inocular	6.8086	a	1
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	6.8057	a	1
T5	<i>T. viride</i> (LM 02) <i>viride</i>	6.7514	a	1
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	6.5743	a	1
T7	Testigo inoculado	4.8371	a	1

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 14. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso fresco radicular (gr.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANVA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	43.41	7.23	6.00	0.0001	*
Error Exp.	42	50.64	1.20			
Total	48	94.05				
C.V. : 28.65						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de mérito
T6	Testigo sin inocular	4.9029	a	1
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	4.7371	a	1
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	4.2400	a	1
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	3.8114	a	1
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	3.6657	a	1
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	3.6343	ab	2
T7	Testigo inoculado	1.8314	b	3

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 15. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable peso seco radicular (gr.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANVA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	4.20	0.70	3.58	0.0059	*
Error Exp.	42	8.23	0.19			
Total	48	12.43				
C.V. : 27.28						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamiento		Promedio	Significación	Orden de mérito
T6	Testigo sin inocular	1.820	a	1
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	1.363	a	1
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	1.354	a	1
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	1.229	ab	2
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	1.163	ab	2
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	1.086	ab	2
T7	Testigo inoculado	0.989	b	3

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 16. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable longitud de raíz (cm.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANALISIS DE VARIANCIA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	37051.7	6175.28	23.53	<.0001	*
Error Exp.	42	11022.2	262.43			
Total	48	48073.9				
C.V. : 27.40						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de mérito
T6	Testigo sin inocular	111.889	a	1
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	79.832	b	2
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	63.358	bc	3
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	60.536	bc	3
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	46.690	cd	3
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	30.942	d	4
T7	Testigo inoculado	26.016	d	4

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05

Anexo 17. Análisis de Variancia y Prueba de Tukey para la variable porcentaje de raíz enferma (cm.) bajo los diferentes tratamientos. La Molina. 2015.

ANVA

Fuente de Variabilidad	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	F.T. (0.05)	N.S.
Tratamiento	6	25057.14	4176.19	73.30	<.0001	*
Error Exp.	42	2392.85	56.97			
Total	48	27450.00				
C.V. : 15.77						

*Existen diferencias significativas a nivel 0.05 entre los promedios de los tratamientos.

N.S.: Nivel de Significación

PRUEBA DE TUKEY

Tratamientos		Promedio	Significación	Orden de mérito
T7	Testigo inoculado	77.143	a	1
T5	<i>T. viride</i> (LM 02)	67.143	ab	2
T3	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 03)	59.286	bc	3
T1	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 01)	51.429	c	4
T2	<i>Trichoderma sp.</i> (CH 02)	47.857	c	4
T4	<i>T. harzianum</i> (LM 01)	25.714	d	5
T6	Testigo sin inocular	6.429	e	6

Letras iguales indican diferencias no significativas a nivel de 0.05.