



FACULTAD DE INGENIERÍA Y CIENCIAS AGROPECUARIAS

EFFECTO DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS EN EL CRECIMIENTO
Y DESARROLLO DE PLÁNTULAS DE AGUACATE (*Persea americana*)
PARA LOS VALLES INTERANDINOS DEL ECUADOR

AUTORA

Viviana Lorena Alvarado Arias

AÑO

2017



FACULTAD DE INGENIERÍAS Y CIENCIAS AGROPECUARIAS

EFFECTO DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS EN EL CRECIMIENTO Y
DESARROLLO DE PLÁNTULAS DE AGUACATE (*Persea americana*) PARA
LOS VALLES INTERANDINOS DEL ECUADOR.

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos
establecidos para optar por el título de Ingeniera en Agroindustria y Alimentos

Profesor Guía

Ph.D. Wilson Arturo Vásquez Castillo

Autora

Viviana Lorena Alvarado Arias

Año

2017

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con la estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”

.....

Wilson Arturo Vásquez Castillo

Doctor Fisiología Vegetal

C.I. 1001186210

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber revisado este trabajo, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

.....

María Raquel Meléndez Jácome

Master en producción vegetal y fitofarmacia

C.I.1709384067

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

“Declaro que este trabajo es original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes”.

.....

Viviana Lorena Alvarado Arias

C.I. 1723155139

AGRADECIMIENTOS

Primeramente a Dios por permitirme culminar esta etapa de mi vida. A mi madre, Judith Bermeo, que desde el lugar donde esta, me iluminan para ser la persona que soy y es la impulsadora de todos mis proyectos. A mi padre, por enseñarme una forma distinta de ver y de vivir, por ser una guía paciente y llena de amor y a toda mi familia quienes han sido sosiego, fortaleza y cariño cuando el aliento y la voluntad vacilan. A mi tutor Dr. Wilson Vasquez, por compartirme con entusiasmo sus conocimientos, por trasmitirme su pasión por la investigación y por su acertado acompañamiento en el desarrollo de esta investigación. A mi director de carrera, Pablo Moncayo, quien, con ejemplar calidad humana, me ha guiado durante el tiempo de preparación de mi carrera universitaria. A Willian Viera, Andrea Sotomayor, y todos lo que conforma parte de la Granja ExperimentalTumbaco-INIAP, quienes apoyaron el desarrollo de esta investigación.

DEDICATORIA

A mi amada madre, modelo virtuoso de vida, quien siempre vivirá inmortalizada en mi recuerdo, y quien me mostro la epifanía de la verdad en la glorificación; aquel dolor de amor, y la perseverancia infinita que han iluminado cada uno de mis días. A mi adorada abuelita Lucia, que ha sido el pilar de mi familia y el abrigo de cada una de las personas que hemos sido apegados a su querer y que guardamos sus enseñanzas. A mis hermanas Natalia y Ximena, y mi cuñado Vinicio, que son mi alegría, por su valiosa compañía, y por ese amor que en silencio nos tenemos pero que grita fuerte en mi corazón todos los días. A mis primos Emilia, Carlos y Domenica, que son como mis hermanos y a mi Tia Maria Dolores Arias, quien ha sido como mi segunda madre.

RESUMEN

El aguacate es un cultivo que representa buenas perspectivas de desarrollo agronómico para el país. Actualmente se realizan numerosas actividades para incrementar su rendimiento, pero muy poco se ha hecho en relación a la utilización de portainjertos que permitan aumentar la producción. Una de las alternativas para incrementar el vigor de las plantas en viveros es mediante la aplicación de microorganismos benéficos como hongos Micorrízicos arbusculares (HMA) y *Trichoderma* para mejorar la calidad y la productividad de los portainjertos. El presente trabajo se realizó con el propósito de evaluar el efecto de la inoculación de Micorrizas y *Trichoderma* en la producción de portainjertos de dos materiales de aguacate. La investigación se realizó en la Granja Experimental Tumbaco-INIAP, ubicada en la provincia de Pichincha, Cantón Quito a 2356 msnm. El diseño experimental fue un doble anidamiento 2 x 3 con 50 observaciones. Se evaluó el porcentaje y velocidad de emergencia, altura y diámetro de la plántula de aguacate, colonización de *Trichoderma* y Micorrizas en las raíces de las plántulas y la absorción de nutrientes. Los resultados muestran diferencias estadísticas entre tratamientos, siendo *Trichoderma* en Aguacate verde el que presentó los mejores resultados, con un incremento de 25,1 % en altura, 13 % en diámetro, 40,3% en el peso fresco de la parte aérea y 35,34 % de peso seco de la parte aérea de las plántulas en relación al testigo. También se presentaron diferencias altamente significativas en el crecimiento entre los materiales de aguacate, siendo el aguacate verde el que presentó los mejores resultados, con un incremento de 27,02% en altura, 16,36% en diámetro, 16,76% en el peso fresco de la parte aérea y 20,01% en el peso seco de parte aérea de las plántulas en comparación con el aguacate negro. En el análisis de colonización de *Trichoderma* en la rizosfera de plántulas de aguacate, el tratamiento *Trichoderma* con aguacate verde, presentó el mayor UFC / g de suelo. En colonización Micorrizas, el tratamiento con Micorrizas en aguacate negro presentó un mayor porcentaje de colonización (19, 33%) frente al tratamiento Micorrizas en aguacate verde (10%).

ABSTRACT

Avocado crop has an important potential for agronomic development in Ecuador. For this reason, nowadays several efforts are conducted in order to increase the production of this plant but only a little has been done regarding the use of rootstocks that increase production. One of the alternatives to increase the strength of this plant in greenhouses and improve the quality and productivity of the rootstocks is the application of beneficial microorganisms such as arbuscular mycorrhizal fungi (HMA) and *Trichoderma*. The purpose of this research was to evaluate the effect of Mycorrhizas and *Trichoderma* inoculation of two avocado varieties in rootstocks production. The research was conducted at the Tumbaco-INIAP Experimental Farm, located in the province of Pichincha, Canton Quito at 2356 amsl. The methodology consisted in the application of an experimental design of double nesting 2 x 3 with 50 observations and the evaluation of the following variables: emergence percentage and speed, height and diameter of the avocado seedlings, colonization levels of *Trichoderma* and Mycorrhizae in the roots of the seedlings and nutrients absorption. The results showed statistical differences between treatments: *Trichoderma* in green avocado has the best results with the following increase of percentages in comparison to the control sample: 25.1% in diameter, 13% in height, 40.3% in the fresh weight of the aerial portions and 35.34% in the dry weight aerial portions of the seedlings. There were also found important statistical differences of growth between avocado varieties; better results were obtained with green avocado in comparison to black avocado with an increase of 27.02% in height, 16.36% in diameter, and 16.76% in fresh weight of the aerial portions and 20.01% in dry weight of aerial portions of the seedlings. In the analysis of *Trichoderma* colonization in the rhizosphere of avocado seedlings, the *Trichoderma* treatment with green avocado presented the highest CFU/g of soil. In mycorrhizal colonization, the treatment with Mycorrhizae in black avocado showed a greater percentage of colonization (19, 33%) than the treatments with mycorrhizae in green avocado (10%).

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. ALCANCE.....	4
1.2. OBJETIVOS.....	5
1.2.1 Objetivo General.....	5
1.2.2 Objetivos específicos.....	5
1.3. HIPÓTESIS.....	5
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1. IMPORTANCIA ECONÓMICA DEL CULTIVO DE AGUACATE A NIVEL MUNDIAL Y NACIONAL	5
2.2. DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA	7
2.3 DESCRIPCIÓN BOTÁNICA.....	8
2.4 RAZAS.....	9
2.5 PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS	10

2.5.1.	Plantas madre para la producción de patrones	10
2.5.2.	Selección de frutos y semillas.....	11
2.5.3.	Tratamientos semilla.....	12
2.5.4.	Siembra semilla	12
2.5.5.	Selección de varetas	12
2.5.6.	Preparación y desinfección del sustrato	13
2.5.7	Manejo de viveros.....	13
2.5.8	Injertación	15
2.6.	USO DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS	17
2.6.1	Trichoderma.....	17
2.6.2	Micorrizas	22
3.	MATERIALES Y MÉTODOS	26
3.1.	LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN	26
3.2.	MATERIALES	26

3.2.1.	Material biológico.....	26
3.2.2.	Materiales y equipos.....	26
3.2.3.	Insumos agrícolas.....	27
3.2.4.	Reactivos.....	27
3.3.	MÉTODOS	27
3.3.1.	Estadística	27
3.3.2.	Unidad de análisis.....	28
3.3.3.	Variables	28
3.3.4	Manejo del experimento	30
3.3.5.	Preparación de la semilla	30
3.3.6.	Preparación del sustrato	30
3.3.7	Siembra.....	30
3.6.8	Aplicación de Trichoderma.....	31
3.6.9.	Aplicación de Micorrizas	31
3.6.10	Manejo de la plántula	31
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	57
5.1. CONCLUSIONES	57
5.2. RECOMENDACIONES.....	58
REFERENCIAS.....	59
ANEXOS	74

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>FIGURA 1.</i> VELOCIDAD DE EMERGENCIA DE 2 VARIEDADES DE TIPO NACIONAL CON LA APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS HASTA LOS 117 DÍAS.	33
<i>FIGURA 2.</i> ALTURA (CM) DE LAS PLÁNTULAS DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE TIPO NACIONAL CON LA APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS ALCANZADA HASTA LOS 158 DÍAS.	34
<i>FIGURA 3.</i> ALTURA DE LA PLANTA (CM) DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE TIPO NACIONAL CON LA APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS A LOS 158 DÍAS DE CADA TRATAMIENTO.	37
<i>FIGURA 4.</i> DIÁMETRO DE LA PLANTA DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE TIPO NACIONAL CON LA APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS A LOS 158 DÍAS DE CADA TRATAMIENTO.	38
<i>FIGURA 5.</i> SISTEMA RADICULAR DE LOS TRATAMIENTOS ESTUDIADOS A LOS 158 DÍAS.....	40
<i>FIGURA 6.</i> PROMEDIO Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO FRESCO DE LA RAÍZ, PARTE AÉREA Y DE LA PLÁNTULA (G) DE CADA TRATAMIENTO.....	41
<i>FIGURA 7.</i> PROMEDIOS Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO SECO DE LA RAÍZ, PARTE AÉREA Y DE LAS PLÁNTULAS (G) DE DOS VARIEDADES DE	

AGUACATE INOCULADOS CON MICROORGANISMOS BENÉFICOS..... 44

FIGURA 8. PROMEDIOS Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO FRESCO DE LA RAÍZ,

PARTE AÉREA Y DE LAS PLÁNTULAS (G) DE DOS VARIEDADES DE

AGUACATE INOCULADOS CON MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA

INJERTACIÓN. 48

FIGURA 9. PROMEDIOS Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO SECO DE LA RAÍZ,

PARTE AÉREA Y DE LAS PLÁNTULAS (G) DE DOS VARIEDADES

AGUACATE INOCULADOS CON MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA

INJERTACIÓN. 50

FIGURA 10. PLÁNTULAS DE AGUACATE EN DIFERENTES ETAPAS DE CRECIMIENTO. 81

FIGURA 11. PLÁNTULAS DE AGUACATE A LOS 158 DÍAS. 84

FIGURA 12. PLÁNTULAS DE AGUACATE A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN.. 87

FIGURA 13. INJERTO DE PÚA TERMINAL EN PLÁNTULAS DE AGUACATE..... 88

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL AGUACATE.....	7
TABLA 2. MICROORGANISMOS BENÉFICOS.....	27
TABLA 3. VARIEDADES: AGUACATE NACIONAL TIPO MEXICANO	28
TABLA 4. TRATAMIENTOS.....	28
TABLA 5. EMERGENCIA (%) A LOS 117 DÍAS DE 2 TIPOS DE AGUACATE TIPO NACIONAL CON LA APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS, (TUMBACO, 2016).	33
TABLA 6. ANÁLISIS DE VARIANZA DE ALTURA (CM) Y DIÁMETRO (MM) DE LA PLANTA A LOS 158 DÍAS DE DOS VARIEDADES DE AGUACATE INOCULADAS CON MICROORGANISMOS,. TUMBACO, 2016.....	35
TABLA 7. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY ($P \geq 5$) PARA ALTURA (CM) Y DIÁMETRO (MM) DE PLANTA A LOS 158 DÍAS INOCULANDO MICROORGANISMO BENÉFICOS DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE, (TUMBACO, 2016).....	36
TABLA 8. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY ($P \geq 5$) DE ALTURA (CM) Y DIÁMETRO (MM) DE PLANTA A LOS 158 DÍAS INOCULADOS MICROORGANISMOS EMPLEADOS. TUMBACO, 2016.....	37
TABLA 9. ANÁLISIS DE VARIANZA DEL PESO FRESCO Y SECO DE LA RAÍZ (G) DE LAS PLÁNTULAS A LOS 158 DÍAS, DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE CON INOCULACIÓN DE MICROORGANISMOS (TUMBACO, 2016).....	39
TABLA 10. ANÁLISIS DE VARIANZA DEL PESO FRESCO Y SECO DE PARTE AÉREA DE PLÁNTULAS (G) A LOS 158 DÍAS DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE, INOCULADAS CON MICROORGANISMOS. TUMBACO, 2016.....	42
TABLA 11. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO DE LA PARTE AÉREA DE LA PLANTA QUE FUERON INOCULADAS CON MICROORGANISMOS. TUMBACO, 2016	42
TABLA 12. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO AÉREO DE MICROORGANISMOS EMPLEADOS. TUMBACO, 2016	43

TABLA 13. ANÁLISIS DE VARIANZA DEL PESO FRESCO Y SECO DE LA RAÍZ (G) DE PLÁNTULAS A LOS 158 DÍAS, DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE CON INOCULACIÓN DE MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN (TUMBACO, 2016).	45
TABLA 14. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO DE DE LA RAÍZ DE LA PLANTA QUE FUERON INOCULADAS CON MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN (TUMBACO, 2016).....	46
TABLA 15. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO DE LA RAÍZ DE MICROORGANISMOS EMPLEADOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN TUMBACO, 2016	46
TABLA 16. ANÁLISIS DE VARIANZA DEL PESO FRESCO Y SECO DE PARTE AÉREA DE PLÁNTULAS (G) A LOS 158 DÍAS DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE, INOCULADAS CON MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN (TUMBACO, 2016)	48
TABLA 17. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO DE DE LA AÉREA DE LA PLANTA QUE FUERON INOCULADAS CON MICROORGANISMOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN (TUMBACO, 2016).....	49
TABLA 18. PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY $\geq 5\%$ DEL PESO FRESCO Y SECO DE LA AÉREA DE MICROORGANISMOS EMPLEADOS A LOS 2 MESES DE LA INJERTACIÓN (TUMBACO, 2016).....	49
TABLA 13: CONTENIDO DE LOS DIFERENTES ELEMENTOS ENCONTRADOS EN LAS HOJAS DE 2 VARIEDADES INOCULADOS CON MICROORGANISMOS BENÉFICOS.	51
TABLA 14. CONTENIDO DE LOS DIFERENTES ELEMENTOS ENCONTRADOS EN EL SUELO.....	53
TABLA 15. NÚMERO DE COLONIAS DE <i>TRICHODERMA SP.</i> POR GRAMO DE SUELO DE DOS VARIEDADES DE AGUACATE INOCULADOS CON MICROORGANISMOS (TUMBACO, 2016).....	54
TABLA 16. PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN DE MICORRIZAS	55
TABLA 17. PORCENTAJE DE PRENDIMIENTO DE LAS PLÁNTULAS INJERTO CON AGUACATE HASS.	55
TABLA 18. ANÁLISIS QUÍMICO DE LA RAÍZ.....	75

TABLA 19: PROMEDIOS DEL PESO FRESCO RAÍZ DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	76
TABLA 20: PROMEDIOS DEL PESO SECO RAÍZ DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	76
TABLA 21: PROMEDIOS DEL PESO FRESCO AÉREO DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	77
TABLA 22: PROMEDIOS DEL PESO SECO AÉREO DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	77
TABLA 23: PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY ≤ 5 DEL PESO FRESCO TOTAL DE MICROORGANISMOS EMPLEADOS. TUMBACO, 2016	77
TABLA 24: PROMEDIOS Y PRUEBA DE TUKEY ≥ 5 DEL PESO FRESCO RAÍZ DE 2 VARIEDADES DE AGUACATE. TUMBACO, 2016	78
TABLA 25: PROMEDIOS DEL PESO FRESCO TOTAL DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	78
TABLA 26: PROMEDIOS DEL PESO FRESCO AÉREO DE AGUACATE PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	78
TABLA 27. PROMEDIOS DE ALTURA (CM) DE PLANTA A LOS 158 DÍAS PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	79
TABLA 28. PROMEDIOS DE DIÁMETRO (MM) DE PLANTA A LOS 158 DÍAS PARA LA INTERACCIÓN MICROORGANISMO X VARIEDADES. TUMBACO, 2016.....	79

1. INTRODUCCIÓN

El aguacatero (*Persea americana*) es un cultivo milenario con 8000 años de antigüedad, originario de México y Centro América. Pertenece a la familia *Lauraceae*, la cual comprende alrededor de 2 200 especies (Pérez, *et al.*, 2015). Se cultiva en la mayoría de países de clima cálido y templado. Aunque su producción se concentra en latinoamerica, destacándose México como principal productor mundial, también se encuentra en Chile, Brasil, Perú y República Dominicana (Montañez, *et al.*, 2010).

En Ecuador las zonas productoras de aguacate se encuentran en los valles interandinos de las provincias de Loja, Imbabura, Azuay, Pichincha, Tungurahua, y Carchi (INIAP, 2008). La demanda internacional del aguacate ecuatoriano ha registrado un aumento, siendo el principal destino Colombia con 90.7%, seguido por España 8% y Estados Unidos con el 1%. Sin embargo, la mayor parte de la producción ecuatoriana está destinada al mercado local (Camargo y Ávila, 2014). Desde hace algunas décadas en los huertos de la sierra ecuatoriana, el aguacate tipo mexicano llamado "Nacional" o "Criollo", ha sido sustituido por variedades comerciales como son el aguacate Fuerte y el Hass, que son aceptados en el mercado local e internacional (Limon, *et al.*, 1999).

Existen aproximadamente 400 variedades que se diferencian por la coloración del fruto, que puede ser violada, roja, verde y negro, por el grosor, la forma, y el peso (alcanzando hasta los 2 kg), las variedades comerciales pueden llegar a medir 10-13 cm, presentando un peso de 150-350 g. El Programa de Frutas INIAP tiene una colección de 31 variedades de aguacate que pueden ser explotadas por los programas de mejoramiento para la selección de materiales que muestran la calidad del fruto y/o tolerancia/resistencia ante factores abióticos y bióticos (Montañez, *et al.*, 2010).

Bajo esta línea descriptiva, otro de los factores a considerar, es el patrón. El cual debe tener el vigor, ser de fácil adaptación, presentar buen desarrollo del sistema radicular, ser de fácil injertación, presentar alta compatibilidad entre la vareta y con la variedad a injertar. Finalmente tener resistencia/tolerancia ante factores bióticos y abióticos limitados en la zona establecida o ante condiciones adversas como: sequía, salinidad o enfermedad (*Phytophthora cinnamomi*), entre otras (Barrientos y López, 2000).

Los mayores problemas de supervivencia del frutal se presentan durante los primeros años y particularmente en el invernadero y en los primeros meses posteriores a su plantación en campo. El mayor responsable de la falta de salud de las plántulas son las micosis (Barrientos y López, 2000).

Las relaciones filogenéticas del aguacate han sido ampliamente estudiadas empleando algunos tipos de marcadores moleculares como RFLPs (Furier, Cummings, y Clegg, 1990), RAPDs (Fielder, Buffer, y Bangerth, 1998) y microsatélites y minisatélites (Schnell, Brown, y Olano, 2003 y Ashworth, *et al.*, 2004;). Según los resultados de estos estudios se observó que el aguacate presenta una complejidad genética, debido que al tener polinización abierta permite la segregación genética y por ello una gran variabilidad (Sánchez, *et al.*, 2001). Además de que tanto la selección como los múltiples cruzamientos entre las diferentes variedades han impedido la formación de grupos definidos genéticamente, sino al contrario han causado que las diferencias entre estos sean aun mayores (Galindo y Milagro, 2011).

Según el último censo agropecuario 2002, Ecuador posee 7000 hectáreas del cultivo de aguacate, de las cuales 500 ha son del cultivo de aguacate de la variedad Hass (7.14%) el cual es injertado en la mayoría de los casos sobre portainjerto de semilla de ecotipos nacionales, con un nivel de producción promedio de un huerto adulto y bien manejado de 18 t/ha (INIAP, 2008). Actualmente se realizan numerosas actividades para incrementar el

rendimiento, pero muy poco se ha hecho en relación a la utilización de portainjertos que permitan aumentar la producción (FAO, 2008).

Como alternativa al uso de químicos para el control de enfermedades en los cultivos, algunas investigaciones se han centrado en la importancia del uso de microorganismos para el manejo de los problemas fitosanitarios. Algunos de los mecanismos de biocontrol que presentan son el antagonismo, la inducción de resistencia, el suministro de nutrientes y de fitohormonas al hospedante, el micoparasitismo, la antibiosis, la competencia, entre otros (Etebu, y Osborn; Jena, 2012).

Los estudios realizados en aguacate, demuestran que la dinámica microbiana del suelo, influye en el desarrollo de *P. cinnamomi* (Yang, *et al.*, 2001 y Costa *et al.*, 2000). Se ha logrado identificar a algunos grupos de microorganismos que presentan un efecto de supresión en *P. cinnamomi* y además mejoran el crecimiento y desarrollo de *P. americana*, como hongos del género *Trichoderma* (Costa, *et al.*, 2000, Chambers, y Scott, 1995) y hongos Micorrízicos (Orozco, *et al.*, 2010).

El fitopatólogo alemán Frank, 1885, fue el primero en utilizar el término Micorriza, lo hizo para describir las estructuras modificadas de las raíces de especies forestales y desde entonces, se ha extendido para referirse a asociaciones simbióticas mutualistas entre ciertos hongos del suelo y raíces de plantas superiores (Finlay, 2008). Estos hongos suministran minerales y además aportan otros beneficios como balance osmótico en época de sequía, aumento de la tasa fotosintética, incremento de la fijación del nitrógeno por bacterias simbióticas o asociativas, tolerancias al estrés ambiental, aumento de resistencia a plagas, entre otros (Bethlenfalvay y Linderman, 1992).

Se ha demostrado que los hongos micorrizicos arbusculares (HMA) son capaces de colonizar las raíces de aguacate, favoreciendo la absorción de

agua y los nutrientes del suelo, además también influyen en el aumento del crecimiento. Sin embargo, la presencia de la simbiosis en campo y su rol dentro de un sistema de producción no han sido muy documentados, ya que las investigaciones sobre Micorrizas en este aguacate, son mayormente en vivero y propagación in vitro (Bárcenas, *et al.*, 2007).

Los hongos del género de *Trichoderma*, son agentes antagonistas más utilizados por el éxito que se obtiene como controladores biológicos (Joint Genome Institute, 2016). Son hongos filamentosos anamórficos, heterótrofos, anaerobios facultativos, encontrados en gran cantidad de forma natural en el suelo, por lo general en suelos con buena cantidad de materia orgánica (Samuels, 1996; Klein y Eveleigh, 1998; Cholango, 2009; Infante, *et al.*, 2009). Estos hongos crecen naturalmente en el suelo, aunque también son encontrados en hábitats acuáticos. En condiciones con buena cantidad de luz esporulan rápidamente, en ausencia de esta pierden esta capacidad, sin embargo en períodos alternados de luz y oscuridad su colonización es favorecida. Son capaces de utilizar varias fuentes de carbono y nitrógeno, degradan sustratos como almidón, pectina, celulosa y ácidos orgánicos para obtener carbono y aminoácidos, ürea, nitritos, amoniaco y sulfato de amonio como fuentes de nitrógeno (Cholango, 2009).

Entre los beneficios agrícolas de este hongo se puede mencionar que es un microorganismo estimulador de crecimiento, otorga protección a semillas, suelo y cultivo ya que actúa sobrecargando a los patógenos y compite de manera efectiva por los nutrientes y el agua presentes en el suelo (FAO, 2008). Además puede ser considerado como una fuente de ahorro de fertilizantes ya que ayuda a degradar la materia orgánica volviéndola más disponible a la planta (Espin, 2012)

La finalidad de este estudio es encontrar el mejor material de aguacate como porta injerto para cualquier variedad comercial. La información obtenida

permitirá la identificación, clasificación y aprovechamiento de la diversidad genética de aguacate tipo mexicano para ser utilizados en programas de producción de plántulas y manejo agronómico de este frutal.

Se conoce que los productores de plantas en viveros clasifican la fruta para la obtención de la semilla en base a criterios subjetivos, sin incluso hacer el seguimiento de los árboles parentales, para evitar la variabilidad de la calidad, se realizó una clasificación de los frutos de aguacate tipo nacional por medio de características cuantitativas y cualitativas que permiten obtener portainjertos de calidad. También se desarrolló tecnologías que permitan a los viveristas producir plantas con portainjertos de calidad utilizando microorganismos benéficos, ya que en los 25 viveros registrados en Pichincha (Agrocalidad, 2012) el prendimiento de la injertación está alrededor del 80 % y podría mejorar. Una de las alternativas para incrementar el vigor de las plantas en viveros es mediante el uso de biofertilizantes a base de hongos Micorrízicos arbusculares (HMA) y *Trichoderma*, para el establecimiento de la simbiosis con las raíces de las plantas hospederas y favorecer el crecimiento y la supervivencia de los cultivos. Estos microorganismos también además reducen los efectos del estrés relacionados con la nutrición y el agua (Montañez, et al., 2010).

1.1. ALCANCE

El presente estudio está enfocado en conocer el efecto de microorganismos benéficos (*Trichodermas* y *Micorrizas*) en el crecimiento y desarrollo de plantas de aguacate a partir de la selección del portainjertos tipo nacional. También permitirá evaluar la simbiosis micorrízica con el sistema radical de los portainjertos de aguacate en condiciones de vivero.

1.2. OBJETIVOS

1.2.1. Objetivo General

Estudiar el efecto de los microorganismos benéficos en la producción de portainjertos de calidad en dos materiales de aguacate.

1.2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el crecimiento de las plántulas de dos materiales criollos de aguacate raza Mexicano.
- Evaluar el establecimiento y multiplicación de *Trichoderma* y Micorrizas en la rizosfera de plántulas de aguacate.
- Determinar el efecto de *Trichoderma* y Micorrizas en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de Aguacate.

1.3. 1.3. HIPÓTESIS

Ha: Existe efecto de *Trichoderma* y Micorrizas en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de aguacates nacional.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. IMPORTANCIA ECONÓMICA DEL CULTIVO DE AGUACATE A NIVEL MUNDIAL Y NACIONAL

En Ecuador, la superficie total cultivada de aguacate en el año 2002 fue de 7797 ha, de estas 5507 ha en asocio con otras especies y 2290 en monocultivo. La producción de aguacate se encuentra distribuida en los valles interandinos de las provincias de Carchi (Mira), Imbabura (Chota y Salinas), Pichincha (Guayllabamba), Tungurahua (Patate y Baños), Azuay (Paute y

Gualaceo), y una producción menor de la raza antillana en la amazonía (Vásquez, *et al.*, 2008), junto con las razas mexicana y guatemalteca. Según MAGAP (2008) existen 1216 ha de aguacate guatemalteco y 1491 ha de aguacates nacionales y antillanos en el país.

Actualmente, se estima que el 75% de la superficie cultivada de aguacate en el país, pertenece a la variedad Fuerte perteneciente a la raza Guatemalteca (Pillajo, 2013). La variedad Hass en los últimos años ha venido incrementándose en superficie gracias a las condiciones edafo-climáticas adecuadas y por sus características para la exportación. Además, Ecuador produce aguacates durante todo el año a diferencias de otros países (Pillajo, 2013).

Según la guía de viveros realizado por Agrocalidad, en Pichincha existen alrededor de 25 unidades dedicados a la producción de plantas de aguacate. Los viveristas no realizan una adecuada selección de semillas para la producción de plantas, lo que impide garantizar la calidad genética y sanitaria de las plántulas, mismas que serán empleadas como porta-injertos para las variedades comerciales, con un 80% de prendimiento, que se considera bajo, ya que este parámetro debería sobrepasar el 90%. La falta de capacitación a los viveristas en el manejo de las plantas es otra limitante para obtener plantas de calidad (Pillajo, 2013).

Este cultivo presenta una demanda considerable dentro de la oferta internacional para su consumo en fresco y es apetecido como materia prima en la elaboración de aceites, pulpa, guacamole, entre otros productos (Vásquez., *et al*, 2008). Los países latinoamericanos son los principales consumidores de aguacate. Entre ellos figura México con un consumo per cápita de 10 kg (Ochoa y Ortega, 2002). El consumo de aguacate en la Unión Europea ha incrementado en la última década, entre junio del 2013 hasta mayo de 2014 se importaron 290000 t (OCE Milán, 2015). En Francia por ejemplo, el consumo

per cápita de aguacate pasó del 0,4 kg a 1,5 kg. Sin embargo, el promedio de consumo en los países de la Unión Europea es de 0,25 kg/persona/año (Centeno, 2005), mientras que, en Ecuador, el consumo per cápita de aguacate es de 1,4 kg (INIAP, 2008).

2.2. DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA

El aguacate pertenece a la familia Lauraceae, comprende más de 50 géneros y alrededor de 2200 especies. El género *Persea* presenta una distribución amplia dentro del continente Americano (desde Estados Unidos hasta Argentina) y Asiático (Kopp, 1966, Van der Werff 2002). La mayoría de plantas de este género son árboles o arbustos que crecen en bosques pluviales montano bajo, a una altura entre 0 y 4000 m.s.n.m. (Ferrer., *et al*, 2010). Este género se subdivide en dos subgéneros, *Persea* y *Eriodaphne*, su principal diferencia se da por la pubescencia de la parte interior de los sépalos de las flores. Dentro del subgénero *Persea* se encuentra la especie *Persea americana*, caracterizada por presentar frutos de mayor tamaño en relación al otro subgénero. La importancia de algunas especies del subgénero *Eriodaphne* es su inmunidad a la enfermedad conocida como Tristeza del aguacate causada por *Phytophthora cinnamomi*. Sin embargo, estas especies no son compatibles con *P. americana* (Barrientos y López, 2000). En la tabla 1 se muestra la clasificación taxonómica del aguacate.

Tabla 1.

Clasificación taxonómica del aguacate

Reino	Vegetal
División	Spermatophyta
Subdivisión	Angiospermae
Clase	Dicotiledónea
Subclase	Dipétala
Orden	Ranales
Familia	Lauraceae
Género	<i>Persea</i>
Especie	<i>americana</i>

Nombre científico

Persea americana

Tomado de (Barrientos y López, 2000).

2.3. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA

El aguacate es una especie perenne, dicotiledónea, el árbol es vigoroso y ramificado, posee un follaje denso siempre verde. Su desarrollo y crecimiento es variable; en estado natural alcanza una altura hasta de 30 metros (Lemus, *et al.*, 2010). Posee un sistema radicular extenso, la raíz es pivotante y ramificada superficialmente en haces secundarios y terciarios a 60 cm, mientras que la raíz principal puede alcanzar una profundidad de 1 a 1.5 m. Posee pocos pelos radicales, por lo que la absorción de los nutrientes se da principalmente en las puntas de las raíces a través de los tejidos primarios. La mayor parte del sistema radicular se encuentra a los 60 cm del suelo, por lo que el aguacate requiere de suelos profundos (Rodríguez, 1982).

El tallo del aguacate es un tronco cilíndrico, de tipo leñoso, erecto, muy ramificado. Las ramas son delgadas, cilíndricas, se extiende de forma globosa o acampanada. Las ramas jóvenes presentan un color verde claro y son pubescentes, mientras que las ramas adultas son de color verde pálido y lisas (Tamayo, *et al.*, 2008).

Las hojas del aguacate son perennes, simples, enteras, alternas, penninervicidas y pecioladas. La forma de las hojas es variada, puede ser elíptica-alargada, lanceolada, ovalada o aovada (Tamayo, *et al.*, 2008). La nervadura principal presenta una coloración amarillo pálido. Las hojas jóvenes presentan un color rojizo y son pubescentes mientras que las hojas adultas poseen un color verde oscuro brillante en el haz y en el envés un verde pálido, son lisas, cerosas y coriáceas (Rodríguez, 1982). Las hojas de la raza mexicana son aromáticas; poseen un olor similar al anís (Oseguera, 2005).

La flor es hermafrodita, de un color verde amarillento, son pequeñas y abiertas. Pueden medir de 1 a 1.5 cm de diámetro, poseen pecíolos cortos (Tamayo, *et al.*, 2008). Se agrupan en panículas terminales o axilares, con aproximadamente 200 flores por panícula. Posee un pistilo y un ovario con un solo óvulo. Presenta 3 pétalos y 3 sépalos, no posee corola. A pesar de ser hermafroditas no logran autofecundarse debido a que la maduración de los órganos sexuales es desuniforme, generando lo que se conoce como dicogamia sincronizada (Calabrese, 1992).

Hay 2 tipos de flores, las llamadas grupo "A", son aquellas que se abren en la mañana como flores femeninas y que al día siguiente por la tarde, se abren como flores masculinas. Las flores del grupo "B" en cambio, se abren en la tarde del primer día como femeninas y al día siguiente por la mañana, como flores masculinas (Sánchez, *et al.*, 2001). Un árbol puede producir hasta un millón de flores; sin embargo solo entre el 0.01% y el 1% logran generar un fruto (Scora, *et al.*, 2007).

El fruto es una baya carnosa, de superficie lisa o rugosa. El pericarpio puede ser delgado, grueso o quebradizo según la raza; el mesocarpio es carnoso, generalmente de color verde amarillento y posee una semilla grande y dura, su forma puede llegar a ser muy variada. El peso del fruto varía entre 50 g y 2.5 kg (Rodríguez, 1982). La coloración varía de verde amarillento a verde oscuro, negro o hasta púrpura. El contenido oleoso oscila entre el 3 y el 30% (Sánchez, *et al.*, 2001). La semilla es grande (5 a 6.4 cm) y dura, de diferente forma y color (Tamayo, *et al.*, 2008), presentando una cubierta de color café (Flores, 2009).

2.4. RAZAS

Existen 3 razas de aguacate Guatemalteco (*Persea americana* var. *aguatemalensis*), Mexicana (*Persea americana* var. *drymifolia*) y Antillana (*Persea americana* var. *americana*). La raza Guatemalteca es originaria de

Guatemala, crece desde 1000 - 2000 m.s.n.m., presenta un fruto con cáscara muy gruesa en comparación con las otras razas; cualidad que permite su fácil transporte. Presenta una semilla pequeña y redonda (Rodríguez, 1982).

La raza Mexicana crece desde 1500 y 3000 m.s.n.m. se caracteriza principalmente por su resistencia al frío y por el alto contenido de aceite de sus frutos (Barrientos y López, 2000). El aguacate de raza Mexicana en Ecuador es conocido como aguacate nacional o criollo. Posee una cáscara delgada, suave y lisa, son piriformes, pesan entre 90 y 180 g, presentan un alto contenido de aceite, (entre 20 al 25%) (Limon., *et al*, 1999). Las hojas jóvenes tienen un color verde claro o rojizo, mientras que las hojas adultas poseen un color verde oscuro (Barrientos y López, 2002), son pequeñas y miden de 8 a 10 cm de largo. Esta raza presenta una época de floración más temprana que las otras razas (Rodríguez, 1982). Además, la variedad criolla posee genes que presentan resistencia a plagas y enfermedades que se presentan en las variedades comerciales de aguacate (Sánchez., *et al*, 2001)

La raza Antillana es originaria de Centroamérica y se adapta muy bien al clima tropical, crece desde 0 hasta 1 000 m.s.n.m. de altitud y es más tolerante a la salinidad. Presenta hojas de mayor tamaño, los frutos suelen ser grandes, sin embargo poseen un bajo contenido de aceite (Rodríguez, 1982).

2.5. PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS

2.5.1. Plantas madre para la producción de patrones

Para seleccionar patrones/portainjertos estos deben contar con las siguientes características: favorecer la producción de frutos de calidad, contribuir el desarrollo de árboles sanos y productivos, mostrar tolerancia a factores bióticos y abióticos, tener porte bajo para facilitar el manejo de la planta, ser genéticamente uniformes y ser tolerantes a sequías (Ahmed, 2004).

Para obtener patrones por medio de semilla se debe tomar directamente de las plantas madre. Estas deben ser vigorosas, sanas y recibir un manejo adecuado, contar con un registro histórico de producción, adaptación y condiciones ambientales y de suelo (Instituto Colombiano Agropecuario, 2012).

La producción de patrones por medio de la semilla genera una segregación genética debido a que el aguacate tiene fecundación cruzada, generando materiales heterocigotos. Es por ello que existe una alta variabilidad de la progenie y dificulta la perpetuación de las características deseables en los portainjertos, como la tolerancia/resistencia a factores bióticos y abióticos, entre otras (ICA, 2012).

2.5.2. Selección de frutos y semillas

Se debe elegir frutos de árboles adultos mayores a 7 años, deben ser bien formados, productivos, con frutos de buena calidad, estar bien adaptados a condiciones edafoclimáticas, estar sanos y poseer tolerancia/resistencia ante los problemas sanitarios más importantes. Los frutos se deben cosechar en el segundo tercio de la copa del árbol (ICA, 2012).

En algunas variedades (poco comerciales) la semilla se mueve dentro de la cavidad del fruto, lo que puede dañar el mesocarpio y afectar la escasa viabilidad de la semilla. La forma, el color, peso y el tamaño de la semilla deben cumplir con los estándares de calidad. La semilla debe presentar algunos requerimientos físicos en relación a la forma, el color, peso y el tamaño y libres de plagas o enfermedades (ICA, 2009). Las semillas de mayor tamaño aseguran un crecimiento más rápido que ayuda además a que se mantengan libres de plagas y enfermedades (ICA, 2012).

2.5.3. Tratamientos semilla

Primero se debe quitar todos los residuos de pulpa, desinfectar y secar en la sombra. Un método de desinfección es sumergir las semillas por 30 minutos en agua caliente (50°C) y luego colocarlas en agua fría. Para facilitar la germinación se recomienda cortar una pequeña parte del extremo superior e inferior de la semilla y luego secar bajo sombra (Whiley, *et al.*, 2002). También se puede realizar una desinfección utilizando soluciones con compuestos órgano-mercúricos o con asociaciones de un fungicida con un insecticida de ingestión antes de ser plantadas. (ICA, 2012).

2.5.4. Siembra semilla

Se recomienda sembrar las semillas en un germinador ya que permite realizar selección de las mejores plantas en relación a su sanidad y desarrollo radicular. Sin embargo, también se puede sembrar directamente en bolsas de polietileno negras de 3 a 5 kg. El sustrato debe mantener la humedad en capacidad de campo. La fertilización de las plántulas se sugiere realizar con base en el análisis de suelo y foliar cuando se hayan expandido el segundo par de hojas (ICA, 2002; Platt y Frolich, 1965).

2.5.5. Selección de varetas

Las varetas deben ser recolectadas de árboles vigorosos de la variedad a multiplicar. Estas deben ser recolectadas de plantas maduras de al menos 4 cosechas, deben provenir de plantas con buena apariencia, sanas y en un estado de madurez medio, es decir sin presentar un tejido lignificado y al momento de injertar deben estar libres de hojas. Las varetas hasta que sean utilizadas en la injertación deben conservarse húmedas en un lugar fresco y sombreado hasta la injertación. Las varetas se pueden almacenar hasta 2 días como máximo (ICA, 2009).

2.5.6. Preparación y desinfección del sustrato

El sustrato debe ser liviano, contar con una buena porosidad y textura para dar mayor facilidad a la infiltración del agua y el desarrollo de la raíz. Como característica química es importante tener en cuenta el pH y la cantidad de sales que contiene, ya que el aguacate es muy sensible a la salinidad del suelo. En cuanto a las características macro/microbiológicas se debe asegurar que el sustrato no tenga plagas, ni enfermedades. En caso de usar productos como compost o productos similares, se debe asegurar que cumplan con los requisitos básicos de calidad química, física, biológica y sanitaria (ICA, 2012).

La desinfección del sustrato se puede realizar en forma física o química. En la desinfección química, se aplican biocidas o plaguicidas selectivos, siguiendo las recomendaciones dadas por la casa productora y con la supervisión de un profesional. La desinfección física se realiza a través de un tratamiento térmico y la solarización es el tratamiento más económico, sencillo y limpio. Este tratamiento consiste en cubrir con un plástico de polietileno calibre 6 transparente una capa sustrato (máximo 20 cm) completamente húmedo de manera hermética para así captar la energía solar y aumentar la temperatura del suelo. La solarización se debe realizar entre 30-45 días, según la zona y de las condiciones climáticas del lugar (ICA, 2012).

2.5.7. Manejo de viveros

Los espacios específicos para la siembra de semillas se deben determinar, su área dependerá de los requisitos de producción de cada vivero. Se recomienda sembrar las semillas en un germinador ya que permite realizar selección de las mejores plantas en relación a su sanidad y desarrollo radicular. Sin embargo, también se puede sembrar directamente en bolsas de polietileno negras con 3 a 5 kg (ICA, 2012).

El semillero es un espacio acondicionado con una mezcla de varios tipos de suelo y un sustrato inerte como área de río lavada, gravilla fina, cascarilla de arroz, carbón, escoria entre otros, previamente desinfectado) (ICA, 2009).

Se deben sembrar las semillas con la punta en dirección hacia arriba, a una profundidad proporcional a su tamaño, deben ser cubiertas con una capa de tierra o arena. Sembrar en hileras a 20 cm y con una distancia entre semilla de 8-10 cm con distancia; Cuando la planta alcance los 60 días máximo o de 10 - 15 cm de altura se debe trasplantar a la funda (ICA, 2009).

El semillero debe mantener humedad en capacidad de campo y una buena aireación. La fertilización de las plántulas se sugiere realizar cuando se hayan expandido el segundo par de hojas (ICA, 2002), antes de este tiempo no se recomienda debido a que los cotiledones dan los suficientes nutrientes a la planta (Platt y Frolich, 1965).

Después de la germinación, se seleccionará las plántulas que presenten las mejores características y se las trasplantará a fundas de polietileno (20 a 30 cm de diámetro y 40 a 50 cm de altura), estas deben tener con hoyos en la base para facilitar el drenaje (ICA, 2009). Se debe tener una fuente de agua de calidad, limpia, libre de contaminantes, que abastezca las necesidades del vivero. Es recomendable por lo menos una vez al año realizar pruebas de análisis de agua para asegurar la calidad según el uso dado (ICA, 2009).

Se debe realizar un manejo integrado de plagas (MIP), debido a que es considerado el método menos tóxico y eficiente disponible mediante una combinación de controles físicos, biológicos y sintéticos con acciones que prevengan problemas, adviertan y eliminen niveles de daño; de modo que el uso de productos fitosanitarios químicos se reduzca al mínimo posible (ICA, 2009).

2.5.8. Injertación

La injertación se realiza con el fin de producir variedades que demanda el mercado y mantener las características de la planta madre. Además permite mejorar la producción, dar tolerancia o resistencia a ciertas enfermedades y plagas y a condiciones edafoclimáticas adversas. Al injertar es importante que el patrón y las varetas o yemas provengan de plantas en estado de producción (ICA, 2012).

Barahona y Sancho (2016) especifican que el tiempo que toma a una plántula de aguacate llegar al tamaño óptimo de injertación es entre 4 a 6 meses y el diámetro de la plántula de aguacate debe ser de 40 a 60 mm.

El corte para colocar el injerto debe realizarse a 20 cm de altura desde el cuello de la raíz en el patrón para conseguir una unión vascular efectiva entre el injerto y patrón. Una vez realizado el injerto se debe realizar una aspersión de un fungicida protectante (ICA, 2009).

Para asegurar el éxito del injerto se debe cumplir con ciertos aspectos:

- Antes de injertar se debe desinfectar las herramientas a emplearse con soluciones como hipocloritos, amonios cuaternarios, entre otros
- Debe existir una compatibilidad entre patrón y yema.
- No debe haber contacto con la superficie de la yema ni del corte del patrón.
- Después de haber injertado se debe proteger a las plántulas contra la deshidratación y luz solar directa, se las debe colocar bajo sombra al menos 2-3 semanas.
- Evitar el manipuleo de las yemas.

Los tipos de injerto más empleados para esta especie son: púa terminal, lateral y púa lateral con descopado. (Rivera, *et al.*, 2011).

a. Injerto de Púa Terminal (Rivera, *et al.*, 2011).

- 1) Quitar hojas y ramas cercanas al punto de injertación.
- 2) A la altura de aproximadamente 20 cm, realizar el despunte y proceder a cortar verticalmente de 6 a 7 cm.
- 3) Al injerto realizar un corte doble en bisel para que así ambos cortes coincidan entre sí.
- 4) Unir patrón e injerto mediante una cinta de polietileno amarrar partiendo desde abajo hacia arriba, envolviendo en un mismo sentido templadamente.
- 5) Cubrir el injerto de las radiaciones solares hasta observar los primeros brotes de la yema.

b. Injerto de Púa lateral o Cuña (Rivera, *et al.*, 2011):

- 1) Quitar hojas y ramas cercanas al punto de injertación.
- 2) Cortar del patrón 5 cm en forma de lengüeta.
- 3) Realizar un corte en la yema en forma de púa.
- 4) Colocar en el corte realizado en el patrón a modo de cuña, asegurando que coincidan los cortes.
- 5) Cubrir el injerto mediante cinta de polipropileno por 20 días.
- 6) Finalmente cortar 2 a 5 cm del patrón por encima del injerto.

c. Injerto Enchapado (Rivera, *et al.*, 2011):

- 1) Quitar hojas y ramas cercanas al punto de injertación.
- 2) Cortar del patrón, 5- 6 cm en forma de escudo en el patrón.
- 3) Realizar un corte de la yema del mismo tamaño y forma de la fracción retirada del patrón.
- 4) Insertar sobre el patrón, de modo tal que coincidan.

- 5) Cubrir el injerto con cinta de polipropileno y retirarla sólo hasta cuando aparezcan los brotes.

2.6. USO DE MICROORGANISMOS BENÉFICOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS

La adecuada nutrición en los cultivos es un aspecto de gran importancia; por ello se ha aumentado la búsqueda y evaluación de fuentes alternativas a la fertilización que complementen los requerimientos de los cultivos, y aumenten la actividad biológica del suelo (Rivera, *et al.*, 2011).

Una de estas alternativas es el uso de microorganismos como Micorrizas y *Trichoderma*. Algunos estudios realizados en aguacate, indican que la dinámica microbiana del suelo, influye en el desarrollo de *P. cinnamomi* (Yang, *et al.*, 2001), (Costa, *et al.*, 2000). Se han encontrado microorganismos con efecto de supresión de *P. cinnamomi* y mejora en el crecimiento de *P. americana*, entre estos bacterias del género *Pseudomonas* (Yang, *et al.*, 2001 y Costa, *et al.*, 2000); hongos del género *Trichoderma* (Costa, *et al.*, 2000 y Chambers y Scott, 1995) y hongos micorrízicos (Orozco, *et al.*, 2010).

De esta manera, el uso de microorganismos benéficos, es una alternativa para en los agroecosistemas sustentables. Algunos de estos microorganismos pueden utilizarse como inoculantes para el beneficio de las plantas debido a que estos realizan actividades que involucran una promoción de su crecimiento y su protección (Orozco, *et al.*, 2010).

2.6.1. *Trichoderma*

Trichoderma es un género del reino fungi, perteneciente a la familia *Hypocreaceae*, que cuenta con aproximadamente 89 especies (Samuels, 2006). Bissett (1991) estableció una subdivisión del género en 5 partes: *Longibrachiatum*, *Pachybasium*, *Trichoderma*, *Saturnisporum* y *Hypocreanum*

(Druzhinina y Kubicek, 2005). *Trichoderma spp.* son hongos simbioses oportunistas, avirulentos, llamados así debido a su capacidad de generar un beneficio mutuo en interacciones directas con plantas (Bae, *et al.*, 2011; Harman, *et al.*, 2004; Samuels, 2006). Se caracterizan por ser hongos filamentosos anamórficos, heterótrofos y anaerobios facultativos bajo ciertas condiciones. Es por esto que presentan una mayor plasticidad ecológica (Infante, *et al.*, 2009). Están presentes en todas las latitudes, desde los polos hasta la zona ecuatorial (Joint Genome Institute, 2016). Su amplia distribución y su plasticidad ecológica están muy relacionadas con su capacidad enzimática para degradar sustratos, su resistencia ante inhibidores microbianos y su metabolismo versátil (Infante, *et al.*, 2009). Se encuentran en gran cantidad de forma natural en el suelo. Por lo general en suelos con buena cantidad de materia orgánica, los cuales son capaces de descomponerla (Samuels, 1996; Klein y Eveleigh, 1998; Cholango, 2009; Infante, *et al.*, 2009). También se les puede encontrar en hábitats acuáticos (Cholango, 2009). Algunas especies de *Trichoderma* son cosmopolitas como *T. harzianum* o limitadas como *T. viride* en su distribución geográfica (Samuels, 2006).

En condiciones con buena cantidad de luz, estos hongos esporulan rápidamente, en oscuridad no tiene esta capacidad. Sin embargo, pero en periodos alternados de luz y oscuridad su colonización es favorecida. Son capaces de utilizar varias fuentes de carbono y nitrógeno; degradan sustratos como almidón, pectina, celulosa y ácidos orgánicos para obtener carbono y aminoácidos, urea, nitritos, amoníaco y sulfato de amonio son fuentes de nitrógeno viables para el microorganismo (Cholango, 2009).

Los hongos del género de *Trichoderma*, son los agentes antagonistas más utilizados debido al éxito que se obtienen como controladores biológicos contra gran variedad de hongos fitopatógenos (Joint Genome Institute, 2016) de importancia, tales como: *Fusarium oxysporum* f. spp. *cubense* (E.F. Smith) Snyder y Hans, *Fusarium roseum* Link, *Botrytis cinerea* Pers, *Rhizoctonia solani*

Kühn, *Sclerotium rolfii* Sacc. *Sclerotinia* spp., *Pythium* spp. *Phytophthora* spp., *Alternaria* spp., entre otros (Weindling, 1934 y Weindling y Fawcett, 1936; Infante, *et al.*, 2009). Representan más del 60% de los biofungicidas registrados en el mundo (Verma, *et al.*, 2007). Hoy en día se comercializa principalmente como potenciador del crecimiento, biopesticida, biofungicidas solubilizador de nutrientes y descomponedor de materia orgánica (Woo, *et al.*, 2014). Sus esporas se pueden producir bajo medios sólidos, fermentando sobre maíz, arroz otros granos estériles, posteriormente se debe separar las esporas del sustrato y se puede realizar la aplicación directamente al cultivo o suelo. (Woo, *et al.*, 2014).

Entre los beneficios agrícolas de este hongo se puede mencionar que es un microorganismo estimulador del crecimiento y el desarrollo de la planta, especialmente de la raíz (FAO, 2016; Espín 2012; Guilcapi, 2009; Argumedo, *et al.*, 2009; Lindsey y Baker, 1967), en presencia o ausencia de otros microorganismos (Chang, *et al.*, 1986 y Lindsey y Baker, 1967), es capaz de inducir la supresión de enfermedades en el suelo (Harman, 2005), otorga protección a la semillas, y cultivo, promueve la emisión de raíces más fuertes (FAO, 2016), aumenta la productividad de cultivos y su resistencia al estrés abiótico y la absorción y uso de nutrientes, son capaces de atacar a otros hongos, (Weindling, 1934; Weindling y Fawcett, 1936; Harman, *et al.*, 2004). Algunas especies son importantes productoras de enzimas industriales (*Trichoderma reesei* = *Hypocrea jecorina*) (Kubicek y Penttilä, 1998) y antibióticos (Weindling, 1934; Weindling y Fawcett, 1936; Druzhinina, y Kubicek 2005).

Los hongos *Trichoderma* pueden ser considerados como una fuente de ahorro de fertilizantes, ya que ayuda a degradar la materia orgánica volviéndola más disponible a la planta (Espin, 2012; Guilcapi, 2009; Argumedo, *et al.*, 2009). Las cepas de *Trichoderma* son capaces de persistir por mucho tiempo en el suelo (FAO, 2016). El mecanismo de acción que manejan los hongos de

Trichoderma es su exitosa competencia, actúa sobrecargando a los patógenos y compite de manera efectiva por los nutrientes y el agua presentes en el suelo (FAO, 2008).

La capacidad como biocontroladores de varias especies de *Trichoderma* ha sido muy estudiado (Harman, *et al.*, 2004). Estos hongos cuentan con varios mecanismos de biocontrol de las enfermedades, entre ellos están la antibiosis, la competencia por espacio y nutrientes, resistencia inducida y micoparasitismo. (Lorenzo, 2001). La antibiosis se da mediante la producción de metabolitos antimicrobianos (Harman, *et al.*, 2004; Howell, 1998), mientras que la resistencia inducida se da al activarse la defensa de la planta como respuesta a la colonización de *Trichoderma* (Alfano, *et al.*, 2007; Djonovic, *et al.*, 2006; Harman, *et al.*, 2004, Korolev, *et al.*, 2007; Meyer, *et al.*, 1998; Segarra, Shores y Harman, 2008; Shores, *et al.*, 2005). El parasitismo por su parte se demuestra por la penetración directa y el parasitismo de patógenos por *Trichoderma spp.* (Chet, *et al.*, 1998, Harman, *et al.*, 2004). *Trichoderma* puede emplear uno o más mecanismos para biocontrolar enfermedades de las plantas. Algunos autores mencionan otros mecanismos biocontroladores como son la producción de compuestos inhibidores de ciertas enzimas y la secreción de enzimas (Haram, *et al.*, y Zimand, *et al.*, 1996).

Trichoderma presenta otros mecanismos que actúan de manera indirecta, por ejemplo, la inducción de mecanismos de defensa fisiológicos y bioquímicos, como activar compuestos que generan resistencia en la planta (Harman, 2004), desactivar las enzimas de estos durante una infección; solubilizar de compuestos nutritivos que no son digeribles para las plantas. También permiten generar un ambiente favorable para el desarrollo del sistema radicular lo cual incrementa la tolerancia al estrés a la planta (Harman, 2003).

El micoparasitismo es la simbiosis antagónica entre organismos. *Trichoderma spp* durante el proceso de micoparasitismo crecen de manera quimiotrópica

fuertemente hacia el huésped, se unen a las hifas del mismo, se envuelven en ellas frecuentemente y las penetran. Conforme avanza el proceso de parasitismo, se observa la degradación de las paredes celulares del huésped (Carsolio, *et al.*, 1999), que finalmente debilitamiento del fitopatógeno (Infante, *et al.*, 2009). Las principales enzimas extracelulares involucradas en el proceso de micoparasitismo son las quitinasas y celulasas, las cuales forman parte de la composición y estructura de las paredes celulares de los hongos parasitados (Díaz, 1994; Lorito, *et al.*, 1990; Melgarejo y Sagasta, 1989; Ulloa, 1996). *Trichoderma spp.* es productor muy eficaz de estas enzimas (Harman, 2006).

Además de ser parásitos de otros hongos, algunas cepas generan colonias grandes y duraderas en las superficies de las raíces, logran penetrar en la epidermis y la corteza (Yedidia, Benhamou y Chet, 1999) e incluso unas pocas células por debajo de este nivel (Bae, *et al.*, 2011). En el transcurso de su establecimiento pueden enrollarse alrededor de los pelos radiculares y cuando las hifas de *Trichoderma spp.* logran penetrar en las raíces, generan metabolitos bioactivos que induce la formación de paredes y mecanismos bioquímicos y la respuestas de resistencia localizadas o sistémicas. (Harman, 2005; Bae, *et al.*, 2011). Este tipo asociación produce importantes cambios tanto en el proteoma como en el metabolismo de la planta (Harman, *et al.*, 2004). Entre las cepas existentes varían notablemente en su capacidad para colonizar las raíces, es decir, ser competentes para la rizósfera (Harman, 2006). La colonización endofítica por *Trichoderma spp.* depende del tejido y plantas colonizadas (Bae, *et al.*, 2011).

Cuando se estudió por 10 años los efectos de *Trichoderma* en el maíz, en la Universidad de Cornell se concluyó que *Trichoderma* intervino en el control de patógenos radiculares y foliares, resistencia inducida, control biológico de enfermedades por ataque directo de plantas-hongos patógenos, cambios en la composición microfloral de las raíces, mejorar la captación de nutrientes,

incluyendo pero no limitando al nitrógeno, mejora de la solubilización de los nutrientes del suelo, incremento del desarrollo de raíces, aumento de la formación del vello radicular, enraizamiento más profundo (Harman, 2000).

Mediante este estudio se determinó que el crecimiento de las plántulas (medido 2 semanas después de la siembra) del maíz Mo 17 es fuertemente potenciado por el la cepa T22 de *T. harzianum* y continua durante el desarrollo de la plántula. Además se observó que esta misma cepa, aumentó el nivel total de proteínas en la raíz y la actividad de las proteínas PR quitinasa y β -1,3 glucanasa en los brotes y raíces (Harman, 2004).

La cepa T22 de *T. harzianum* ha sido muy estudiada, por ser una cepa altamente competente para la rizósfera, aumenta el crecimiento y el desarrollo de las plantas y controla las enfermedades tanto en campo como en experimentos controlados (Harman, 2000). Además de aumentar el crecimiento, mejora la absorción de nitratos y otros iones (20) y también puede aumentar la captación de diversos metales y metaloides tóxicos (Harman, 2000).

2.6.2. Micorrizas

El fitopatólogo alemán Frank, (1885), fue el primero en utilizar el término micorriza. Lo hizo para describir las estructuras modificadas de las raíces de especies forestales y desde entonces, se ha extendido para referirse a asociaciones simbióticas mutualistas entre ciertos hongos del suelo y raíces de plantas superiores (Finlay, 2008). Estos hongos dependen nutricionalmente de la planta para la obtención de energía, carbono. A su vez estos suministran minerales y dan otros beneficios como balance osmótico en época de sequía, aumento de la tasa fotosintética, estimulación de sustancias reguladoras, incremento de la fijación del nitrógeno por bacterias simbióticas o asociativas,

tolerancias al estrés ambiental, aumento de resistencia a plagas del crecimiento, mediación en algunas de las acciones e interacciones tanto de la microflora como de la microfauna del suelo, cercano a las raíces (Bethlenfalvai y Linderman, 1992).

Debido al uso más eficiente de los nutrientes del suelo, mediante las plantas micorrizadas, permiten disminuir así, la contaminación dada por el uso excesivo de fertilizantes. Además, las plantas micorrizadas dan un mejor uso de los fertilizantes orgánicos, por 2 causas, la producción de enzimas como fosfatasas por los hongos (Dodd, *et al.*, 1987; Joner y Johansen, 2000) o por la asociación que se genera entre las hifas de las micorrizas y los demás microorganismos que están involucrados en la mineralización de la materia orgánica (Azcón y Barea, 1992).

Se han distinguido 2 tipos principales de simbiosis Micorrícicas, con base en su estructura, características morfológicas, modo de infección y las especies fúngicas y vegetales involucradas, estos tipos son llamados Ectomicorrizas y Endomicorrizas. Este último se divide en los siguientes subtipos: Ectendomicorriza, Arbustoides, Orquidaceas, Ericoides, Monotropoides y Arbusculares (Sieverding, 1991). La micorriza arbuscular (AMF) en la que se centrará la investigación, es la representación más antigua y ampliada, dado que la generalidad de las especies vegetales poseen la capacidad de establecer esta asociación simbiótica (Redecker, *et al.*, 2000; Read, 2002). Esta asociación antes era llamada "vesículo – arbuscular", que se forman en la raíz de la planta hospedera, en estos arbusculos ocurre un intercambio de fósforo y carbono entre el hongo y la planta; y vesículo debido a que las vesículas son estructuras fúngicas intracelulares que actúan propágulos, que almacenan lípidos y algunos núcleos (Cuenca, *et al.*, 2007). La Micorriza arbuscular pertenece al orden de las Glomales, el suborden Glomineae y tiene 2 familias: Glomaceae (comprende los géneros *Glomus* y *Sclerocystis*), y Acaulosporaceae, que incluye 2 géneros: *Acaulospora* y *Entrophospora*.

En la interacción del hongo con las células de la raíz de la planta no se da de un contacto directo, es decir el hongo no ingresa al citoplasma de las células hospedera. Por lo tanto, no interviene en la replicación del ADN y su centralización dentro de la misma. Sin embargo, debido a la descondensación de la cromatina, las raíces colonizadas por Micorrizas presentan un aumento en el tamaño del núcleo de la célula vegetal (Barker, *et al.*, 1998; Sylvia, *et al.*, 1999).

Según Gallaud (1905) también se han clasificado en 2 grupos anatómicos según la planta asociada, son 2 patrones de colonización, uno llamado tipo Arum y el otro tipo París. La colonización tipo Arum es cuando hay un crecimiento intercelular extensivo del hongo al penetrar la parte superficial de la raíz, posteriormente empieza a formar arbusculos. Esta asociación es rápida, el hongo mediante sus hifas se distribuye en la corteza de la raíz alcanzando los espacios de aire intercelulares, las ramificaciones laterales cortas penetran las células corticales y se ramifican dicótomamente para formar los arbusculos. (Smith y Read, 1997). Por otro lado, en la colonización tipo París donde a diferencia del tipo Arum, crecimiento dentro de la raíz es intracelular y además lento, el hongo forma "coils" o también conocidos como enrollamientos dentro de cada célula hospedera, con pocos arbusculos (Barker, *et al.*, 1998). Luego presenta un desarrollo extensivo de hifas intracelulares enrolladas, que se distribuyen directamente de célula a célula dentro de la corteza de la raíz. Los arbusculos nacen a partir de estos coils, existe un mínimo o nulo crecimiento intercelular, lo que genera que la velocidad de crecimiento, unidades de infección dentro de las raíces sea significativamente menor que la colonización tipo Arum (Smith y Read, 1997). Según Gallaud este ejemplo de colonización se halló en especies forestales europeas de *Parnassia sp.* y *Colchicum sp.*, ha sido detallado en miembros de la familia *Gentianaceae* y en varias especies forestales, como *Acer saccharum*, *Taxus sp.*, *Erythronium sp.*, *Gingko sp.*, *Trillium sp.*, *Asarum sp.*, y *Liriodendron sp.* Conjuntamente, se ha alcanzado en

muchas familias de gimnospermas, angiospermas y pteridofitas. (Smith y Read, 1997).

Las Micorrizas arbusculares permiten mejorar el crecimiento de las plantas en que se hospedan en el suelo. Sin embargo, el establecimiento y la simbiosis depende del estado nutrimental del suelo (Pearson y Gianinazzi, 1981; Úsuga, *et al.*, 2008; Monticelli, *et al.*, 2000). En un estudio realizado en aguacate, Menge, *et al.* (1980) y Godinez, *et al.* (1986), indicaron que las plantas micorrizadas presentaron un mayor crecimiento y sobrevivencia al trasplante que las plantas no micorrizadas, además concluyeron que los AMF brindan mayor resistencia ante el estrés generado en el trasplante, ya que aumentan la capacidad de absorción de agua (Pimienta, *et al.*, 2009).

Se estima que aproximadamente el 95% de las plantas vasculares pertenecen a familias que son característicamente Micorrícicas (Safir, 1994). Sin embargo existen la mayor parte de géneros y especies que se detallan a continuación no forman micorrizas (Gerdemann, 1968) entre estos están: Amaranthaceae, Brassicaceae, Caryophyllaceae, Commelinaceae, Cruciferae, Cyperaceae, Juncaceae, Fumariaceae, Lecythidaceae, Portulacaceae, Proteaceae, Restionaceae, Sapotaceae, Urticaceae y Zygophyllaceae.

La formación de la *Micorriza* en el suelo causa la alteración de la exudación y fisiología radicales, provocando un cambio en la microbiota circulante, lo que conlleva a la redefinición de rizosfera a micorrizosfera (Linderman, 1992). De esta manera el micelio extraradical puede llegar extenderse más de 9 cm desde la raíz de la planta, ampliando así, el alcance del área de influencia la biota rizosférica. Este beneficio es significativo debido a la absorción de los iones menos móviles depende del volumen de suelo sondeado por las raíces absorbentes. En este tema, la *Micorriza* posee la condición favorable por encima de la raíz no micorrizada debido a que el micelio externo se expande a mayor recorrido que los pelos radicales. Diversas estimaciones (Finlay y

Soderstrom, 1992) indican que 1 cm de raíz micorrizada contiene entre 80 y 3000 cm de micelio extraradical.

Actualmente, el uso de inoculantes micorrícicos arbusculares comerciales, se han promovido como biofertilizantes y promotores del crecimiento vegetal en los viveros. Sin embargo, la información disponible sobre su eficacia para promover el crecimiento de aguacate es escasa (Carreón, Vega y Gavito, 2015).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE LA INVESTIGACIÓN

El estudio se realizará en los invernaderos de la Granja Experimental Tumbaco del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuaria (INIAP) ubicado a 2348 m.s.n.m, con una temperatura promedio de 17°C, precipitación promedio anual de 900 mm, una longitud de 78°24' 00" O, altitud de 00°13' 00" S, y un área agroecológica: Bosque semi húmedo montano bajo templado.

3.2. MATERIALES

3.2.1. Material biológico

- a. Semillas de dos materiales de aguacate tipo nacional
- b. *Trichoderma sp*
- c. Micorrizas Fungifert
- d. Varetas de aguacate HASS

3.2.2. Materiales y equipos

Balanza de precisión, vasos de precipitación, probeta de 10ml, cámara fotográfica SONY modelo Cyber-shot, calibrador digital, registrador de la

humedad y temperatura (data logger), estufa, papel aluminio, fundas plásticas, tijeras de podar, guantes, mascarillas, cinta métrica, cinta de injertar, navaja, etiquetas, sacabocados, sustrato (Tierra negra, compost, ponima) con proporción 2:1:1

3.2.3. Insumos agrícolas

Ridomil, Cipermetrina, Vitavax, Raizyne, YaraMila plus, Stimufol, Abamectina, Mata babosas.

3.2.4. Reactivos

Coadyuvante Silwet L-77 AG.

3.3. MÉTODOS

3.3.1. Estadística

La investigación se realizó utilizando un diseño de doble anidamiento de microorganismos y variedades 3 x 2 con 50 observaciones. Los factores fueron microorganismos benéficos: Micorrizas, *Trichoderma* y testigo (sin microorganismos), y dos variedades de aguacate nacional tipo mexicano (verde y negro).

Tabla 2.

Microorganismos benéficos

CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
T ₁	Micorrizas
T ₂	Trichoderma
T ₃	Sin microorganismos

Tabla 3.

Variedades: Aguacate nacional tipo mexicano

CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
V ₁	Aguacate nacional negro
V ₂	Aguacate nacional verde

Tabla 4.

Tratamientos

CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
Trichoderma V1	Trichoderma + Material Aguacate nacional negro
Trichoderma V2	Trichoderma + Material Aguacate nacional verde
Micorrizas V1	Micorrizas + Material Aguacate nacional verde
Micorrizas V2	Trichoderma + Material Aguacate nacional negro
Testigo V1	Testigo Aguacate nacional negro
Testigo V2	Testigo Aguacate nacional verde

3.3.1.1. Unidad de análisis.

La unidad experimental estuvo constituida por una planta.

3.3.1.2. Variables

Establecimiento de Trichoderma (UFC). Se recolectaron muestras de suelo de las fundas antes de la aplicación de la *Trichoderma*, antes de injertar y 2 meses después de haber sido injertada. Las muestras fueron analizadas en el Departamento de Protección Vegetal- INIAP, para realizar el conteo de Trichodermas presentes en las muestras, se utilizó el método de siembra de muestra de suelo.

Establecimiento de Micorrizas (%). Se recolectaron muestras de suelo de las fundas antes de la aplicación de Micorrizas, antes de injertar y 2 meses después de haber sido injertada. Las muestras fueron analizadas en el

Departamento de Protección Vegetal- INIAP, para realizar el conteo de Micorrizas presentes en las muestras, se utilizó el método de por tinción acida.

Emergencia (%). Se registró el total de plántulas emergidas hasta los 117 días, en que se visualizó que la plúmula sobrepasó la superficie del suelo.

Altura de plantas (cm). Se registró cada mes la altura de las plántulas por un periodo de 4 meses. Para esto se midió desde la base hasta el ápice de la plántula.

Diámetro del tallo (mm). Se registró el diámetro de los portainjertos cada mes por un periodo de 4 meses. Midiendo mediante un calibrador digital a los 10 cm desde la base del tallo.

Peso fresco del patrón (g): Antes de la injertación, se seleccionaron 12 plantas de cada tratamiento y se registró con una balanza digital, el peso fresco de raíz y el peso del área foliar.

Peso seco del patrón (g). Las 12 plantas seleccionadas anteriormente para registrar la variable de peso fresco se colocaron en una estufa a 40°C por 240 horas y se registró el peso seco de la raíz y del área foliar mediante una balanza digital.

Análisis químico de las hojas. Se realizó el análisis foliar de 5 plantas de cada tratamiento para determinar la absorción minerales presentes en la planta.

Prendimiento del injerto (%). Se determinó el número de varetas perdidas después del injerto a los 2 meses después de la injertación.

Peso fresco después de la injertación (g). Después de 2 meses de la injertación, se seleccionaron 12 plantas de cada tratamiento y se registró el peso fresco de raíz y el área foliar mediante una balanza digital.

Peso seco después de la injertación (g). Las 20 plántulas seleccionadas anteriormente para la variable de peso fresco se colocaron a una estufa a 40°C por 240 horas y se registró el peso en seco de la raíz y el área foliar mediante la balanza digital.

3.3.2. Manejo del experimento

3.3.2.1. Preparación de la semilla

La extracción de la semilla se realizó cuando el fruto estuvo en estado de madurez comercial. La semilla se lavó, se secó por 30 minutos, luego se seleccionaron las semillas que cumplieron con los estándares de calidad en relación a la forma, el color, peso y el tamaño y libres de plagas o enfermedades. Se retiraron las cáscaras y posteriormente se realizó un corte en el ápice de la semilla, para promover su germinación. Las semillas se colocaron en una solución de vitavax (1%) y cipermetrina (1%) por 30 minutos.

3.3.2.2. Preparación del sustrato

El sustrato fue colocado en fundas de 9 x 14 pulgadas con un calibre de 3mm. El sustrato se desinfectó con Ridomil a una concentración de 2.5 cc/ l de agua se aplicó 1 litro de la solución en cada funda.

3.3.2.3. Siembra

Las semillas previamente desinfectadas se sembraron superficialmente en las fundas con el ápice vertical hacia arriba y se etiquetaron para identificar todos los tratamientos del ensayo.

3.3.2.4. Aplicación de Trichoderma

Se preparó una solución con producto comercial TRICHOEB 5WP (0.18g/planta/0.5 l de agua) junto al coadyuvante Silwet L-77 Ag. (0,15/ l), en cada funda se realizó 4 orificios en forma de cruz a una profundidad de 15 cm y se colocó 0.13 l de solución en cada orificio.

Las aplicaciones se realizaron cada 15 días, siguiendo el procedimiento descrito anteriormente.

3.3.2.5. Aplicación de Micorrizas

Se aplicaron 20 g/planta de producto comercial BIORGANIC (1000 esporas/g de suelo), distribuido en 4 orificios en formas de cruz con una profundidad de 15 cm, en cada funda.

Una vez que los portainjertos cumplieron con los parámetros de altura (0,50 cm) y diámetro (≥ 50 mm), se realizó la injertación, mediante púa terminal con ramillas de aguacate HASS.

El injerto se realizó con herramientas previamente desinfectadas y se cortó el ápice del portainjerto y se colocó sobre éste la ramilla adhiriéndolos con una cinta de injertar y se los cubrió con una funda de plástico hasta que emergan los brotes iniciales.

3.3.2.6. Manejo de la plántula

Se realizó fertilizaciones edáficas con Raizyner (5g/l junto a YaraMila (2g/l), en base al requerimiento del mismo.

Se aplicó fertilizante foliar cada 15 días de Stimufol rotando con Bioenergía, Citoquin, Biofoll, todos a una dosis de 5g o cc/l.

Control fitosanitario se realizó cada 15 días con productos rotativos de Abamectina (1cc/l agua), Cipermetrina (1.5cc/l), Evisect y Applaud (2g/l), Confidol (1cc/l), actara (1.5 g/l)

El riego se realizó por sistema de goteo 3 días/semana por 13 minutos para alcanzar 0.5 l/planta.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados y discusión se presentan organizados por las variables. El análisis funcional de separación de medias, se presentan exclusivamente para las variables y fuentes de variación en las que se presentaron diferencias estadísticas.

a. Emergencia de plántulas

El porcentaje de emergencia de las 2 variedades de aguacate en combinación con la presencia y ausencia de microorganismo (Tabla 5) registrado a 117 días, fue del 100% para semillas de aguacate negro con *Trichoderma* y Micorrizas, seguido del 98% en aguacate verde con *Trichoderma*, mientras que el aguacate sin microorganismos presentó 87,5 % de emergencia. Estos resultados son similares a los encontrados por Chen et al (2009), quien evaluó 3 cepas diferentes de *Trichoderma* (*T. viride*, *T. koningii*, *T. harzianum*) para la germinación de la arveja en la Universidad de Massachusetts y obtuvo un aumento en la emergencia hasta del 40%. Este incremento en emergencia puede ser muy representativo para los agricultores representa mayor uniformidad en el cultivo, generando mayor eficiencia en las labores agronómicas y, por tanto, un aumento en la productividad. (Camargo y Ávila, 2014).

Tabla 5.

Emergencia (%) a los 117 días de 2 tipos de aguacate tipo nacional con la aplicación de microorganismos.

Tratamiento	Descripción	Emergencia (%)
1	Trichoderma + Aguacate negro	100
2	Trichoderma + Aguacate verde	98
3	Micorrizas + Aguacate negro	100
4	Micorrizas + Aguacate verde	86
5	Testigo negro	87,5
6	Testigo verde	96

Nota: Los porcentajes provienen de la siembra de 50 semillas por tratamiento.

En la figura 1 se puede observar la velocidad de emergencia de las plántulas de aguacate que presentó cada tratamiento medido hasta 117 días después de la siembra.

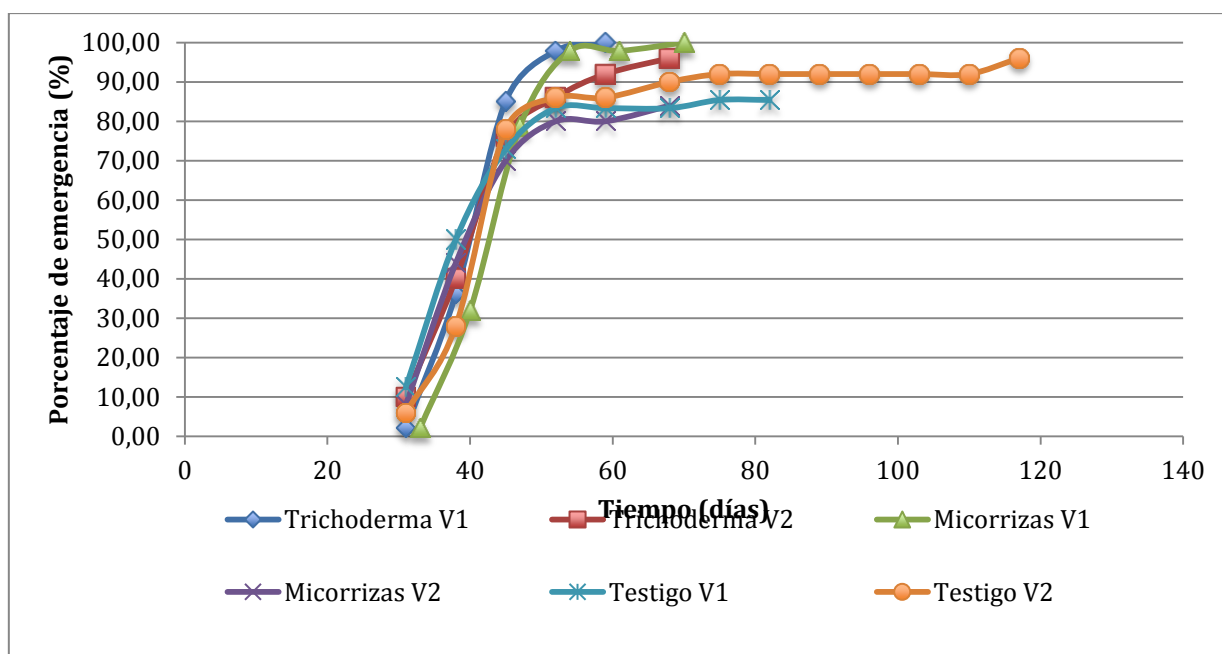


Figura 1. Velocidad de emergencia de 2 variedades de aguacate tipo nacional con la aplicación de microorganismos benéficos hasta los 117 días.

- a) V1: Aguacate nacional negro
- b) V2: Aguacate nacional verde

Al evaluar la velocidad de emergencia se pudo determinar que las semillas de las 2 variedades en presencia y ausencia de microorganismos emergieron a partir de los 38 días y alcanzaron el 100% a los 60 días. El tratamiento que emergió más rápido fue el de *Trichoderma* con aguacate verde a los 70 días, mientras que el más tardío fue el Testigo aguacate verde a los 120 días.

Altura y diámetro de las plántulas

En la figura 2 se observa el crecimiento de la altura de las plántulas de aguacate que presentó cada tratamiento medido hasta 117 días de edad.

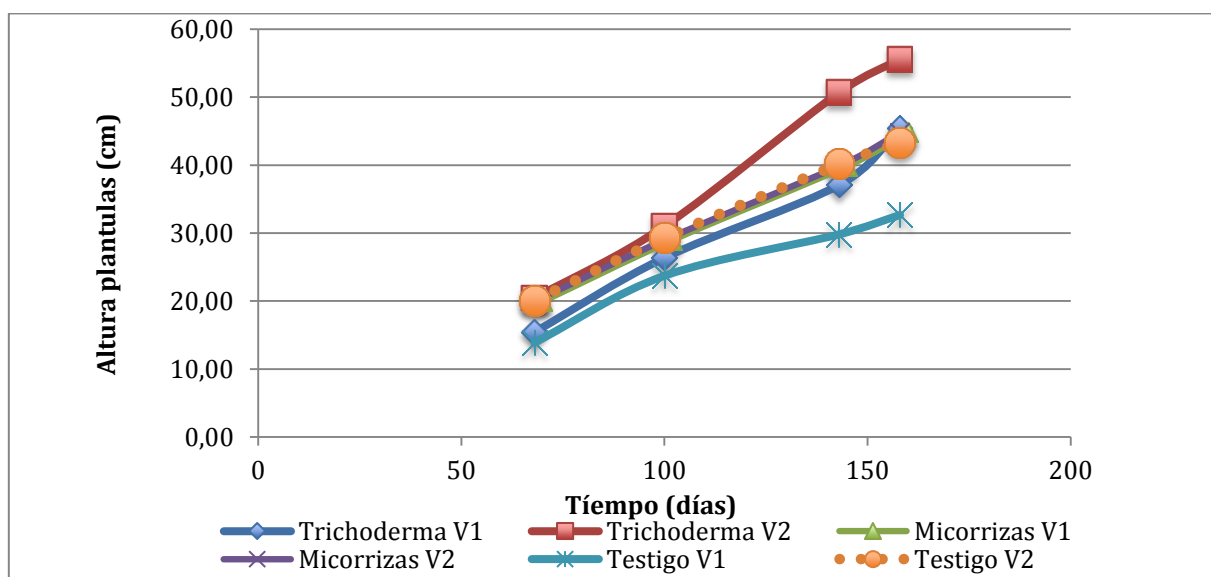


Figura 2. Altura (cm) de las plántulas de 2 variedades de aguacate tipo nacional con la aplicación de microorganismos benéficos alcanzada hasta los 158 días.

- a) V1: Aguacate nacional negro
- b) V2: Aguacate nacional verde

Al evaluar la altura de planta, se determinó que *Trichoderma* inoculada en aguacate verde alcanzó el mayor crecimiento en menor tiempo con relación a los otros tratamientos, mientras el testigo con aguacate negro presentó el menor crecimiento. En un estudio se reportó una especie del género

Trichoderma (*T. Harzianum*) fue capaz de producir sideroforos que quelatan Fe, Fe₃₊ y Cu₂₊ (Altomare, *et al.*, 1999), lo que generaría un incremento en la altura y biomasa de las plantas, por lo que este podría ser un factor que haya influido en crecimiento de las plántulas inoculadas con *Trichoderma* (Donoso, Lobos y Rojas, 2008).

Según el análisis estadístico para la altura de planta (Tabla 6), se observó que existen diferencias altamente significativas entre microorganismos, siendo *Trichoderma* (Tabla 7) el que presentó los promedios más altos de altura de planta en ambas variedades (51,15 cm), mientras que con el uso de Micorrizas, las plantas alcanzaron un promedio de 42,69 cm, y el testigo presentó las plantas más pequeñas con 38,31 cm.

Tabla 6.

Análisis de varianza de altura (cm) y diámetro (mm) de la planta a los 158 días de dos variedades de aguacate inoculadas con microorganismos.

Factores de variación	G.I.	Altura planta (cm)		Diámetro tallo (mm)	
		S.C	C.M	S.C	C.M
Total	223	55520		439,83	
Microorganismos(M)	2	7952	3976**	31,36	15,68**
E.E(a)	95	17614	185	151.15	1,591
Variedad	1	12351	12351**	77,83	77,83**
MxV	2	813	406 ns	11,18	5,59*
E.E (b)	123	16790	137	168.31	1,37
CV.a.(%)		3,01		2,05	
CV.b.(%)		2,4		2,16	
Media		44,07		6	

Nota: *** diferencias significativas al 1%; ** diferencias significativas al 5%; ns, diferencias no significativas

En la tabla 7, se muestran los promedios para altura y diámetro de planta existiendo un efecto positivo de *Trichoderma* y Micorrizas con respecto la altura

de planta de las 2 variedades. Estos resultados posiblemente se deben a que existen algunos mecanismos de *Trichoderma* que favorece el crecimiento de las plantas, debido a la síntesis de fitohormonas, la producción de vitaminas, la mejora de la solubilidad y la absorción de nutrientes presentes en el suelo, estimula el desarrollo de raíces, el metabolismo de carbohidratos y los mecanismos de defensa de las plantas (Chang, *et al.*, 1986; Harman, *et al.*, 2004 y Harman, 2006).

En relación a la aplicación de Micorrizas, estos resultados demostraron que los hongos micorrizicos tienen la capacidad de ampliar el alcance del área de influencia la biota rizosférica, permitiendo una mayor absorción de los iones menos móviles, lo que influye en un mayor crecimiento de la planta (Linderman, 1992). Este factor es importante tomando en cuenta que las plantas de aguacate en general presentan una limitada eficiencia de las raíces, por carencia de pelos absorbentes (Burgis y Wolfe, 1946).

Tabla 7.

Promedios y prueba de Tukey ($p \geq 5$) para altura (cm) y diámetro (mm) de planta a los 158 días inoculando microorganismos benéficos de 2 variedades de aguacate.

Tratamientos	Altura planta (cm)	Diámetro tallo (mm)
Trichoderma	51,15 ± 14,04 a	6,46 ± 1,33 a
Micorrizas	42,69 ± 14,01 b	5,94 ± 5,47 b
Testigo	38,31 ± 15,48 b	5,61 ± 1,49 b

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ≥ 5

Como se puede observar en la tabla 8 en relación a la altura, también se presentaron diferencias altamente significativas entre las variedades, siendo la variedad de aguacate nacional verde la que presentó un mayor promedio (50.99 cm), mientras que el testigo alcanzó 37.21 cm.

Tabla 8.

Promedios y prueba de Tukey ($p \geq 5$) de altura (cm) y diámetro (mm) de planta a los 158 días inoculados microorganismos empleados.

Aguacate	Altura planta (cm)	Diámetro tallo (mm)
Verde	50,99 ± 14,05 a	6,54 ± 1,28 a
Negro	37,21 ± 13,86 b	5,47 ± 4,57 b

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ≥ 5

En la Figura 3 se puede observar el comportamiento de la interacción entre microorganismo y variedades. La mejor altura de plántulas se presentó en el caso de la interacción de *Trichoderma* con la variedad de aguacate verde cuya altura registró un valor promedio de 56,7 cm. El segundo tratamiento fue con micorrizas en aguacate verde con un promedio de 52,09 cm.

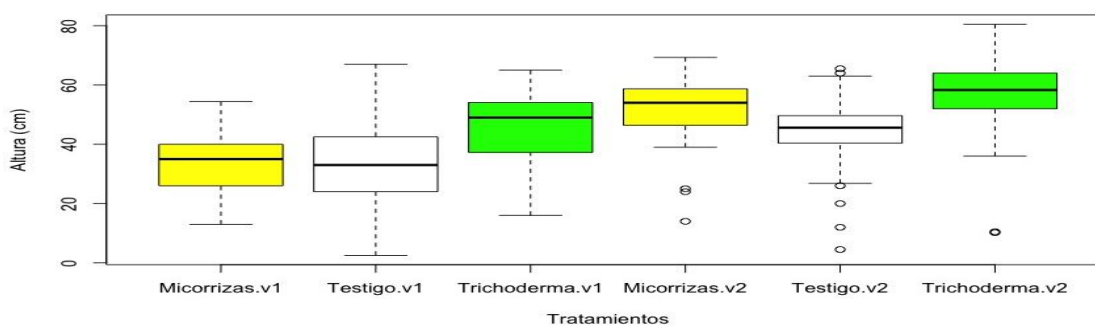


Figura 3. Altura de la planta (cm) de 2 variedades de aguacate tipo nacional con la aplicación de microorganismos benéficos a los 158 días de cada tratamiento.

En cuanto al análisis estadístico sobre del diámetro alcanzado por las plántulas, se detectaron diferencias altamente significativas entre tratamientos y variedades. *Trichoderma* y *Micorrizas* inoculados en aguacate verde, con una media de 6.72 y 6.63 mm respectivamente (Fig. 4), fueron las interacciones que presentaron los mejores resultados en relación con el testigo.

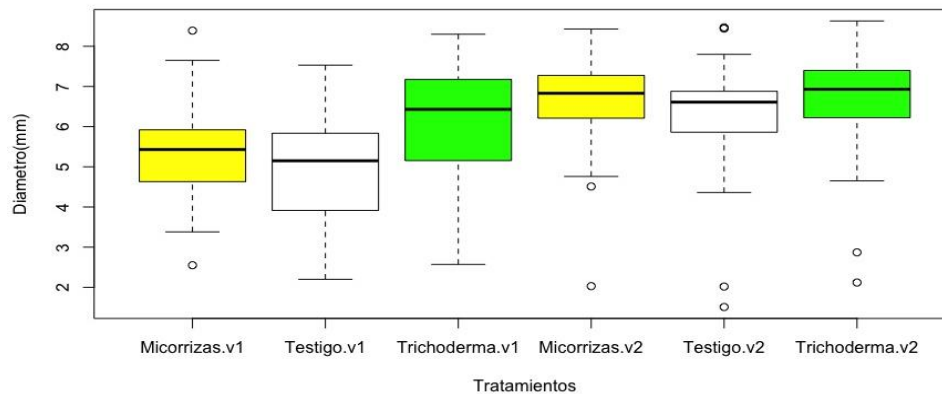


Figura 4. Diámetro de la planta de 2 variedades de aguacate tipo nacional con la aplicación de microorganismos benéficos a los 158 días de cada tratamiento.

En un estudio de 10 años realizado en maíz por la Universidad de Cornell (2010), para conocer los efectos de *Trichoderma* se concluyó que el crecimiento de las plántulas del maíz Mo 17 es fuertemente potenciado por el la cepa T22 de *T. harzianum* y continua presente durante el desarrollo de la plántula. Los resultados de estudio corroboran con los resultados del presente estudio (Harman, 2010).

En relación a la respuesta del uso de Micorrizas en el estudio realizado por Menge *et al.* (1978) se concluye que el uso de micorrizas en el crecimiento de plántulas de aguacate presenta respuestas positivas, además del incremento de la absorción de nutrientes, se mejoró significativamente las relaciones hídricas de la misma, lo que conlleva a una mayor tasa de crecimiento de la planta, corroborando los resultados obtenidos en este estudio.

b. Peso fresco y seco de la raíz y parte aérea de las plántulas

El peso fresco y seco de las plántulas es uno de los indicadores más importantes para la determinación de la calidad de las plántulas producidas en viveros frutícolas (Cochran y Cox, 1978). Para este análisis se registró el peso tanto de la raíz como de la parte aérea de las plántulas de cada tratamiento.

Tabla 9.

Análisis de varianza del peso fresco y seco de la raíz (g) de las plántulas a los 158 días, de 2 variedades de aguacate con inoculación de microorganismos.

F.de.V	Peso fresco raíz (g)			Peso seco raíz (g)	
	G.I.	S.C	C.M	S.C	C.M
TOTAL	40	299,4		71,76	
Microorganismos(M)	2	13	6,50 ^{ns}	2,05	1,02 ^{ns}
E.E.(a)	23	162,3	7,1	27,69	1,20
Variedad (V)	1	22	22,02	5,21	5,21 ^{ns}
MxV	2	20,1	10,03 ^{ns}	13,04	6,52 ^{ns}
E.E.(b)	12	81,99	6,83	23,77	1,98
CV.a.(%)		1,79		1,66	
CV.b.(%)		1,27		1,53	
Media		7,13		3,18	

Nota: *** diferencias significativas al 1%; ** diferencias significativas al 5%; ^{ns} diferencias no significativas

En el análisis estadístico del peso fresco y seco raíz (g) no presentó diferencias significativas entre los tratamientos, ni entre las variedades. Según Menge *et al.* (1980) la interacción entre las plantas de aguacate con microorganismos benéficos, depende de las características genotípicas de la especie estudiada y de la compatibilidad entre el colonizador y hospedero. Por lo que se cree uno de factores o la interacción de ellos incluyeron en los resultados de esta variable.

En la figura 5 y figura 9 (Ver anexo 2) se puede apreciar el sistema radicular de 2 plántulas de cada tratamiento. Como se puede observar no presentan diferencias significativas en el desarrollo del sistema radicular entre el tratamiento con *Trichoderma* y Micorrizas, sin embargo los tratamientos testigo para ambas variedades presentan un sistema radicular menos desarrollado.

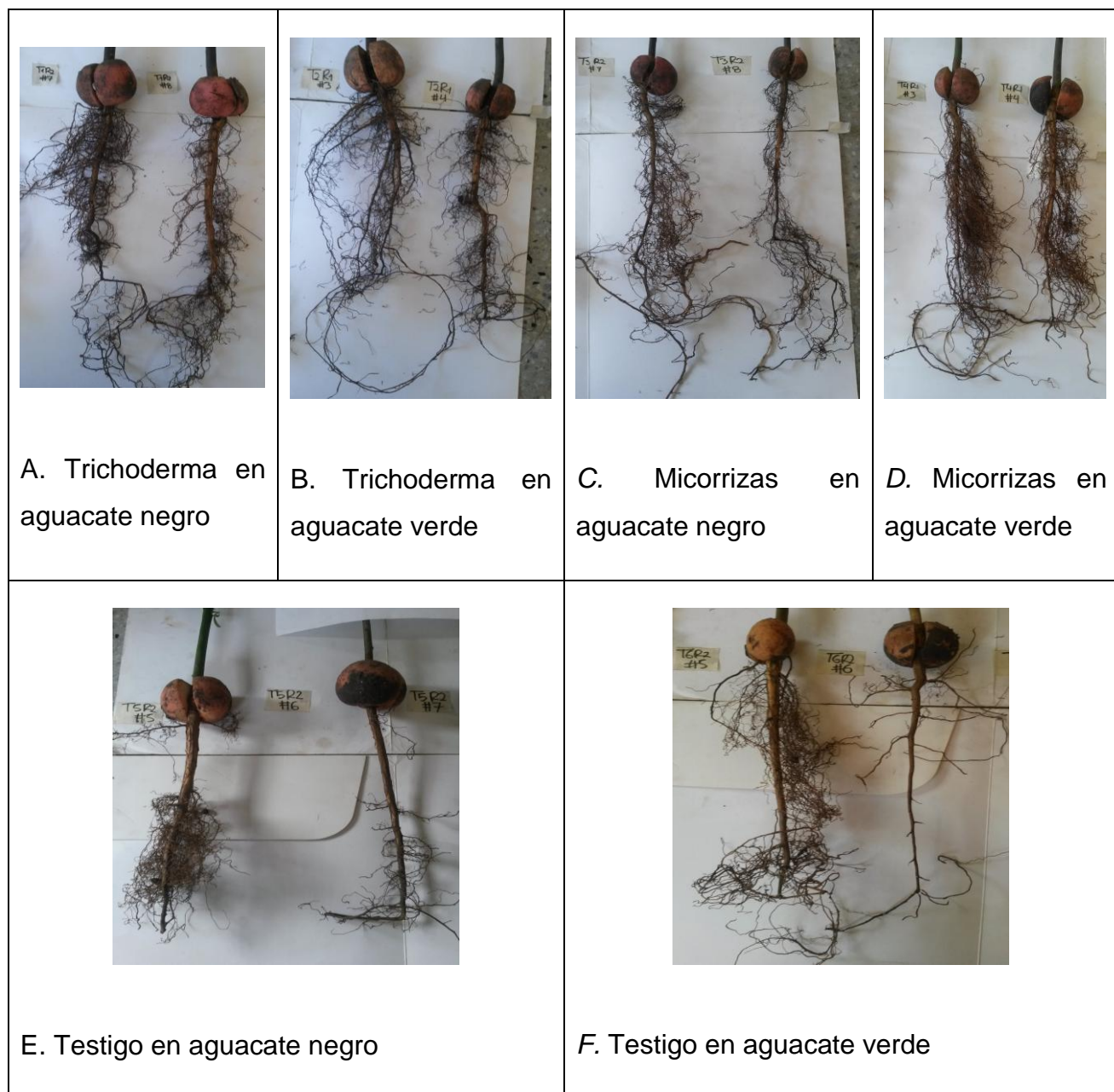
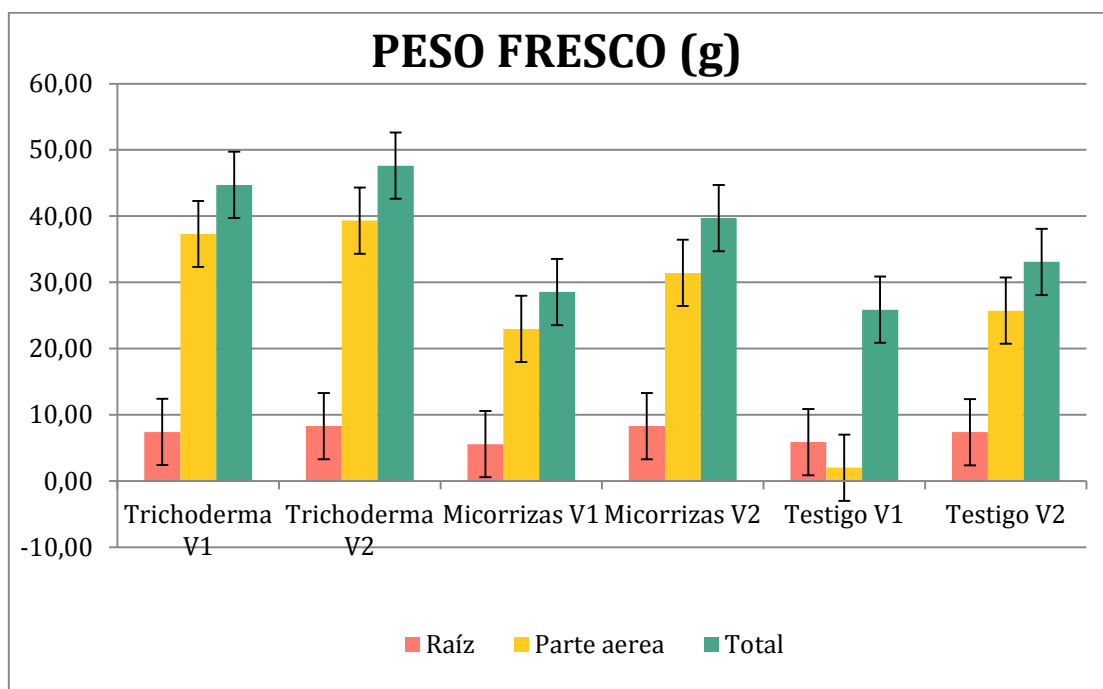


Figura 5. Sistema radicular de los tratamientos estudiados a los 158 días.

En la figura 6 se muestra el peso fresco de la raíz, parte aérea y total la plántula en comparación con cada tratamiento. Como se puede observar en los resultados del peso fresco de la raíz, no presenta variación significativa entre los tratamientos, sin embargo en la parte aérea se observan diferencias significativas, siendo *Trichoderma* con la variedad 2 (aguacate verde) la que presenta los mejores resultados.



a) V1: Aguacate nacional negro

b) V2: Aguacate nacional verde

Figura 6. Promedio y desviación estándar del peso fresco de la raíz, parte aérea y de la plántula (g) de cada tratamiento.

En el análisis estadístico de peso fresco de la parte aérea (Tabla 10) se observó diferencias altamente significativas entre los tratamientos, siendo los tratamientos con *Trichoderma* aquellos que presentó mejores resultados con una media de 38,21 g, seguido de micorrizas con 27,2 g y testigo con 22,86 g (Tabla 11). También se presentaron diferencias significativas entre variedades, siendo el aguacate verde el que presentó los mejores resultados con 32,15 g, mientras que el aguacate negro presentó 26,76 g (Tabla 12).

Tabla 10.

Análisis de varianza del peso fresco y seco de parte aérea de plántulas (g) a los 158 días de 2 variedades de aguacate, inoculadas con microorganismos.

F.de.V	Peso fresco (g)			Peso seco (g)	
	G.I.	S.C	C.M	S.C	C.M
TOTAL	40	3824,7		411,09	
Microorganismos(M)	2	1979	989,5 **	156,13	78,06 **
E.E.(a)	23	951,1	41,4	110,69	4,81
Variedad (V)	1	233	232,97 *	45,88	45,88 **
MxV	2	99,5	49,75 ns	63,34	31,67 **
E.E.(b)	12	562,1	46,84	35,05	2,92
CV.a.(%)		1,05		1,06	
CV.b.(%)		0,80		0,60	
Media		29,46		9,89	

Nota: ‘***’ diferencias significativas al 1%; ‘**’ diferencias significativas al 5%; ‘ns’ diferencias no significativas

Tabla 11.

Promedios y prueba de Tukey $\geq 5\%$ del peso fresco y seco de la parte aérea de la planta que fueron inoculadas con microorganismos.

Tratamientos	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Trichoderma	38,31 \pm 7,36 a	12,31 \pm 2,30 a
Micorrizas	27,20 \pm 9,12 b	9,41 \pm 2,80 b
Testigo	22,86 \pm 5,81 b	7,96 \pm 2,34 b

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey $\geq 5\%$

Los mayores resultados en peso fresco de la parte aérea se presentó en interacción *Trichoderma* con aguacate verde (39,32 g), seguido de *Trichoderma* con aguacate negro (37,31 g), por lo que en esta variable los hongos *Trichoderma* presentaron mejores resultados en ambas variables, esto puede deberse a que los hongos *Trichoderma* ayudan a mejorar la nutrición de las

plantas favoreciendo el crecimiento de la planta y que están directamente relacionadas con una mayor acumulación de biomasa en la parte aérea de la planta.

Tabla 12.

Promedios y prueba de Tukey $\geq 5\%$ del peso fresco y seco aéreo de microorganismos empleados.

Aguacate	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Verde	32,15 \pm 9,31 b	10,99 \pm 2,97 a
Negro	26,76 \pm 9,90 b	8,79 \pm 2,77 b

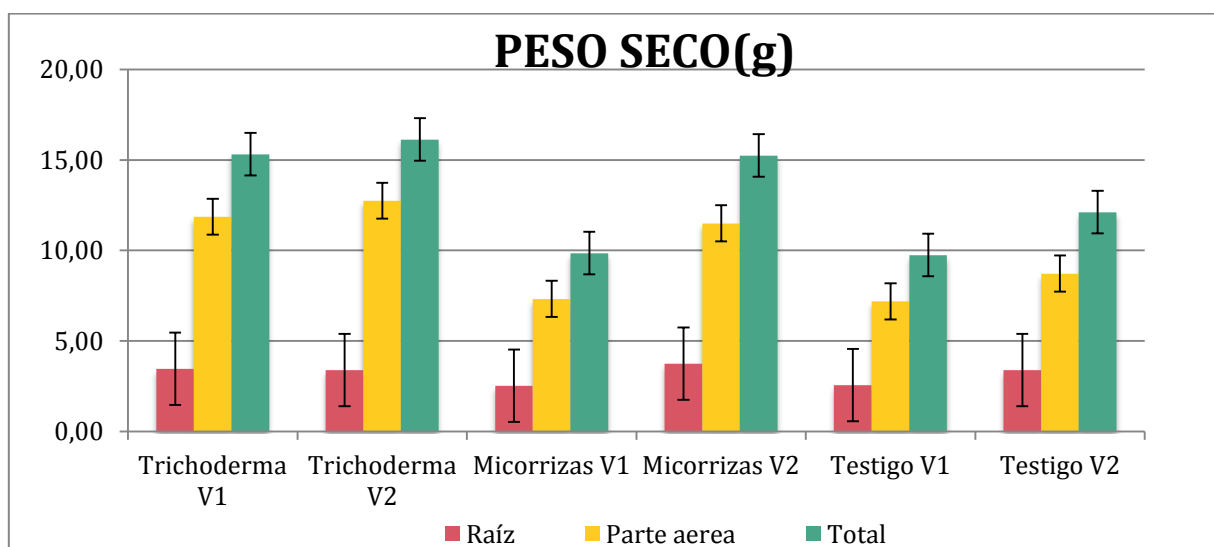
Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey $\geq 5\%$

En el análisis de peso seco aéreo se observó diferencias altamente significativas (Tabla 10) entre los tratamientos, siendo *Trichoderma* el que presentó mejores resultados con una media de 12,31 g seguido de micorrizas con 9,41 g y el testigo con 8 g (Tabla 11). También se presentaron diferencias significativas entre variedad y la interacción tratamiento por variedad, el aguacate verde presentó los mejores resultados con 10,99 g, mientras que el aguacate negro alcanzó 8,79 g (Tabla 12). *Trichoderma* con aguacate verde presentó los mayores pesos con 12,75 g, seguido de *Trichoderma* con aguacate negro con 11,87 g.

Los tratamientos con *Trichoderma* presentaron un mayor crecimiento de la parte aérea y radicular de la planta, esto demuestra la actividad del hongo como promotor del crecimiento. El aumento de vigor también se refleja en los resultados del peso de la parte aérea y radicular. Estos resultados corroboran con lo anunciado por López *et al.*, (1999), que establecen que *Trichoderma* produce sustancias estimuladoras del crecimiento y desarrollo de las plantas, que actúan como catalizadores o aceleradores de los tejidos meristemáticos

primarios (los que tienen potencial de formar nuevas raíces) en las partes jóvenes de estas, acelerando su reproducción celular, logrando que las plantas alcancen un desarrollo más rápido que aquellas plantas que no han sido inoculadas con el microorganismo. Estos resultados se ven reflejados en plántulas con mejor apariencia y crecimiento, follaje abundante y una mayor biomasa radicular (Ver Anexo 2).

En la figura 7 se muestra el peso seco de la raíz, parte aérea y plántulas en comparación con cada tratamiento. Como se puede observar en los resultados del peso seco de la raíz, no existe variación estadística entre los tratamientos. Sin embargo en la parte aérea se observan diferencias significativas, siendo *Trichoderma* con variedad 2 (aguacate verde) el que presenta mejores resultados.



a) V1: Aguacate nacional negro

b) V2: Aguacate nacional verde

Figura 7. Promedios y desviación estándar del peso seco de la raíz, parte aérea y de las plántulas (g) de dos variedades de aguacate inoculados con microorganismos benéficos.

El peso fresco y seco de la parte aérea de la plántula, muestran que los tratamientos con Micorrizas no presentaron diferencias significativas en relación con el testigo (Tabla 11), esto pudo darse debido a que en muchos de los casos las respuestas a la inoculación de Micorrizas están determinadas por factores intrínsecos entre un determinado hongo y su interacción con el genotipo del hospedante. Por tanto, se pueden encontrar diferentes grados de respuesta y dependencia a la actividad de los hongos micorrízicos arbusculares, entre cultivares de una misma especie (Declerck, *et al.*, 1995 citados por Alarcón y Ferrera, 1999).

Varios autores han demostrado que la adición de cepas específicas de *Trichoderma* en la rizósfera pueden favorecer el crecimiento de las plantas (Bailey, *et al.*, 1998; Yedidia, *et al.*, 1999; Harman, 2000; Naseby, *et al.*, 2000; Rojo, *et al.*, 2006). Además, Harman, *et al.*, (2000), determinó que el del crecimiento vegetal en asociación con *Trichoderma* se manifiesta como una potenciación de la germinación de las semillas, una floración más abundante y temprana y aumentos de altura y peso de las plantas (Chang, *et al.*, 1986).

c. Peso fresco y seco de la raíz y parte área después de 2 meses de injertación

Se realizó el análisis del peso fresco y seco de la raíz y parte área después de 2 meses de injertación para evaluar el desarrollo de la plántula hasta su prendimiento (Tabla 13 y 16).

Tabla 13.

Análisis de varianza del peso fresco y seco de la raíz (g) de plántulas a los 158 días, de 2 variedades de aguacate con inoculación de microorganismos a los 2 meses de la injertación.

F.de.V	G.I.	Peso fresco raíz (g)		Peso seco raíz (g)	
		S.C	C.M	S.C	C.M
TOTAL	40	12147,4		207,94	
Microorganismos(M)	2	350,4	175,21*	11,37	5,69 ^{ns}

E.E.(a)	23	1058,1	50,39	96,84	4,61
Variedad (V)	1	323	323**	23,1	23,1. ^{ns}
MxV	2	51,2	25,6 ^{ns}	7,13	3,56 ^{ns}
E.E.(b)	12	841,8	26,3	6,5	21,17
CV.a.(%)		3,15		3,30	
CV.b.(%)		2,8		2,80	
Media		10,34		2,98	

Nota: ‘**’ diferencias significativas al 1%; ‘*’ diferencias significativas al 5%; ‘ns’ diferencias no significativas

En el análisis estadístico del peso fresco de la raíz se observó diferencias significativas entre los tratamientos (Tabla 13). Siendo *Trichoderma* el que presentó un mayor peso con 13,14 g, seguido de Micorrizas con 10,27 g y testigo con 7,61 g (Tabla 14). También se presentaron diferencias altamente significativas entre las variedades, el aguacate verde presentó mayor peso con 12,49 g mientras el aguacate negro presentó 8,19 g (Tabla 15).

Tabla 14.

Promedios y prueba de Tukey $\geq 5\%$ del peso fresco y seco de la raíz de la planta que fueron inoculadas con microorganismos a los 2 meses de la injertación. Tumbaco, 2016.

Tratamientos	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Trichoderma	13,14 \pm 7.24 a	3,54 \pm 2.04 a
Micorrizas	10,27 \pm 7.13 b	2,80 \pm 1.99 a
Testigo	7,61 \pm 4.55 b	2,60 \pm 1.58 a

En los resultados del análisis estadístico del peso seco de la raíz no se observó diferencias significativas entre los microorganismos, ni las variedades y tampoco entre la interacción microorganismos- variedades.

Tabla 15.

Promedios y prueba de Tukey $\geq 5\%$ del peso fresco y seco de la raíz de microorganismos empleados a los 2 meses de la injertación.

Aguacate	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Verde	12,49 \pm 6.76 a	3,57 \pm 1.83 a
Negro	8,19 \pm 6.11 b	2,40 \pm 1.83 a

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey $\geq 5\%$

En la figura 8 se muestra el peso fresco de la raíz, parte área y total de las plántulas en comparación con cada tratamiento. Como se puede observar en el peso fresco total de la plántula, los tratamientos con *Trichoderma* presentaron los resultados más altos y los tratamientos testigos presentaron los resultados más bajos, por lo que se puede ver la incidencia de uso de *Trichoderma* y Micorrizas en el peso fresco de las plántulas.

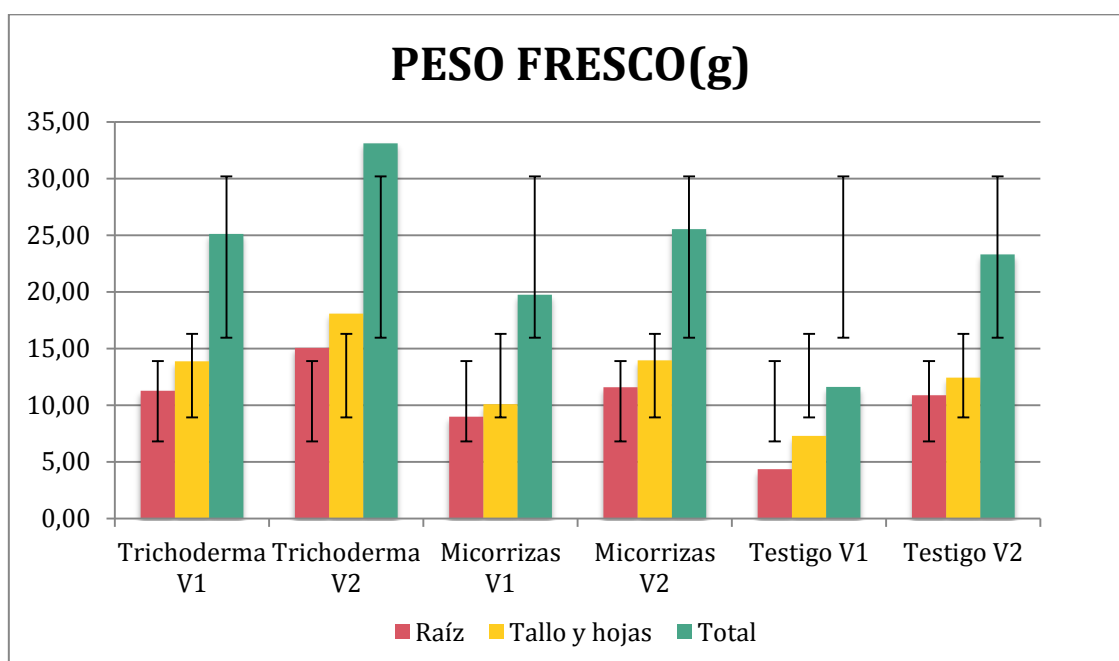


Figura 8. Promedios y desviación estándar del peso fresco de la raíz, parte aérea y de las plántulas (g) de dos variedades de aguacate inoculados con microorganismos a los 2 meses de la injertación.

a) V1: Aguacate nacional negro

b) V2: Aguacate nacional verde

En el análisis estadístico del peso fresco de la parte aérea se observó diferencias altamente significativas entre los tratamientos (Tabla 16). Siendo *Trichoderma* el que presentó un mayor peso con 15,97 g, seguido de Micorrizas con 12,01 g y testigo con 9,84 g (Tabla 17). También se presentaron diferencias significativas entre las variedades, el aguacate verde presentó mayor peso con 14,81 g mientras el aguacate negro presentó 10,4 g (Tabla 18).

Tabla 16.

Análisis de varianza del peso fresco y seco de parte aérea de plántulas (g) a los 158 días de 2 variedades de aguacate, inoculadas con microorganismos a los 2 meses de la injertación.

F.de.V	G.I.	Peso fresco (g)		Peso seco (g)	
		S.C	C.M	S.C	C.M
TOTAL	40	3824,7		411,09	
Microorganismos(M)	2	1979	989,5 **	156,13	78,06 **
E.E.(a)	23	951,1	41,4	110,69	4,81
Variedad (V)	1	233	232,97 *	45,88	45,88 **
MxV	2	99,5	49,75 ns	63,34	31,67 **
E.E.(b)	12	562,1	46.84	35,05	2,92
CV.a.(%)		2,45		2,70	
CV.b.(%)		1,88		1,52	
Media		12,61		3,89	

Nota: ‘***’ diferencias significativas al 1%; ‘**’ diferencias significativas al 5%; ‘ns’ diferencias no significativas

En los resultados del análisis estadístico del peso seco de la parte aérea se obtuvo diferencias altamente significativas entre los tratamientos (Tabla 16). Siendo *Trichoderma* el que presentó un mayor peso con 5,12 g, frente a Micorrizas con 3,33 g y testigo con 3,22 g (Tabla 17). También se presentaron diferencias significativas entre las variedades, el aguacate verde presentó mayor peso con 4,94 g mientras el aguacate negro presentó 2,84 g (Tabla 18).

Tabla 17.

Promedios y prueba de Tukey ≥ 5 % del peso fresco y seco de la aérea de la planta que fueron inoculadas con microorganismos a los 2 meses de la injertación.

Tratamientos	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Trichoderma	15,97 \pm 5.53 a	5,12 \pm 3.80 a
Micorrizas	12,01 \pm 3.61 b	3,33 \pm 1.52 b
Testigo	9,84 \pm 3.37 b	3,22 \pm 1.64 b

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ≥ 5 %

Tabla 18.

Promedios y prueba de Tukey ≥ 5 % del peso fresco y seco de la aérea de microorganismos empleados a los 2 meses de la injertación.

Aguacate	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
Verde	14,81 \pm 4.73 a	4,94 \pm 2.96 a
Negro	10,40 \pm 4.16 b	2,84 \pm 1.84 b

Nota: Valores con las mismas letras dentro de la columna son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ≥ 5 %

En la figura 8 se muestra el peso seco de la raíz, parte aérea y total de las plántulas en comparación con cada tratamiento. Como se puede observar en el peso seco total de la plántula, los tratamientos con *Trichoderma* presentaron los resultados más altos, siendo la variedad verde la que se destacó. Los

tratamientos con Micorrizas y testigos no presentan diferencias significativas entre ellos.

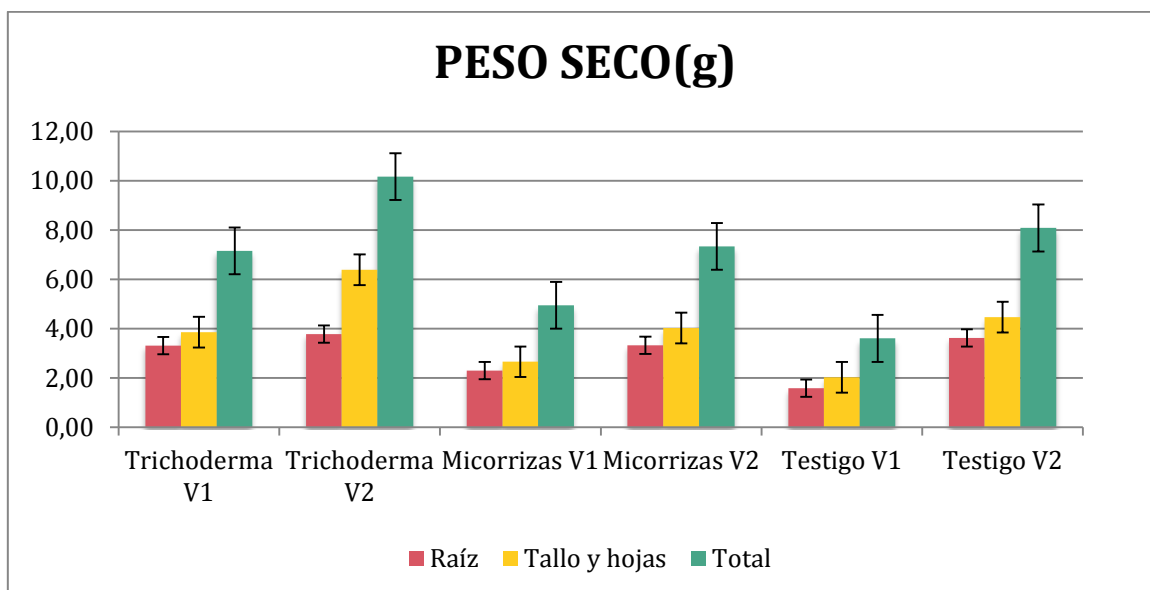


Figura 9. Promedios y desviación estándar del peso seco de la raíz, parte aérea y de las plántulas (g) de dos variedades de aguacate inoculados con microorganismos a los 2 meses de la injertación.

- a) V1: Aguacate nacional negro
- b)
- c) V2: Aguacate nacional verde

d. Análisis foliar

La mayoría de las investigaciones se han enfocado en la transferencia de fósforo a la planta debido a la inoculación de Micorrizas y *Trichoderma* (Weindling, 1934 y Harman, *et al.*, 2004), sin embargo, con los datos obtenidos en esta investigación, no se evidencia efecto de la inoculación con Micorrizas y *Trichoderma* sobre los niveles de fósforo a nivel foliar (Menge, *et al.*, 1980). El contenido de fósforo es bajo entre todos los casos.

Tabla 19.

Contenido de los diferentes elementos encontrados en las hojas de 2 variedades inoculados con microorganismos benéficos.

Parámetro analizado	Unidad	T1	T2	T3	T4	T5	T6
Cenizas	%	9,31	8,35	8,30	8,10	8,79	7,76
Materia orgánica	%	90,69	64,05	91,7	91,90	91,21	92,24
Nitrógeno	%	1,50	1,41	1,50	1,44	1,38	1,42
Fósforo	%	0,14	0,14	0,10	0,15	0,15	0,13
Potasio	%	1,52	1,28	1,70	1,40	1,56	1,30
Calcio	%	1,51	1,45	1,30	1,35	1,37	1,31
Magnesio	%	0,52	0,46	0,50	0,42	0,55	0,42
Hierro	ppm	454,55	400,20	439,1	425,42	424,17	478,70
Manganeso	ppm	690,96	125,63	729,60	114,27	245,90	136,25
Cobre	ppm	8,73	7,82	7,60	8,48	10,92	8,59
Zinc	ppm	29,72	24,13	24,70	20,41	23,81	20,24
Boro	ppm	36,97	7,20	30,70	31,83	26,06	24,28
Azufre	%	0,28	0,28	0,20	0,27	0,25	0,22

Nota: T1: Trichoderma V1, T2: Trichoderma V2, T3: Micorrizas V1, T4: Micorrizas V2, T5: Testigo V1, T6: Testigo V2.

En todos los tratamientos existió un nivel alto de contenido de nitrógeno; los tratamientos con *Trichoderma* y Micorrizas en aguacate negro presentaron un mayor contenido de nitrógeno en las hojas frente a los tratamientos testigo. Esto se respalda en los hallazgos de Menge, et al (1980.), en que la inoculación de *Trichoderma* y Micorrizas incrementa de la fijación del nitrógeno.

Se presenta un mayor contenido de cenizas, calcio, zinc y boro en los tratamientos de *Trichoderma* y Micorrizas con aguacate negro. *Trichoderma* con aguacate negro fue el que mayor absorción de los nutrientes mencionados presentó frente a los otros tratamientos, lo que corroboró con lo presentado por muchos autores que indican que la inoculación de hongos *Trichoderma* aumenta la absorción de nutrientes (Weindling, 1934 y Harman, et al., 2004). El

contenido de azufre en todo el tratamiento fue bajo, sin embargo los tratamientos con Micorrizas y *Trichoderma* presentaron un ligero incremento frente a los tratamientos testigo.

En todos los tratamientos existió un nivel alto del contenido de manganeso. La variedad aguacate negro presentó una mayor absorción significativamente mayor frente aguacate verde en todos los tratamientos. Micorrizas con aguacate verde presentó la mayor absorción con 729,6 ppm, seguido de *Trichoderma* con aguacate verde con 690,69 ppm frente a los tratamientos testigo que presentaron 245,90 ppm en aguacate negro y 136,35 ppm en aguacate verde. Kothari et al. (1991, citados por Smith y Read, 1997) plantean que, la toma del manganeso disminuye cuando las plantas están micorrizadas. En el caso de aguacate, las condiciones óptimas para el desarrollo de la planta incluyen un equilibrio en las relaciones aire-agua que permiten un adecuado intercambio gaseoso entre la raíz y el suelo, condición que no favorece la reducción del manganeso, pero puede estimular la actividad de poblaciones microbianas rizosféricas que cumplen con esta función.

e. Análisis de suelo

Se realizó un análisis químico del suelo y se obtuvo que tiene un pH ligeramente ácido (5,67), posee un alto contenido de materia orgánica, nitrógeno, calcio, magnesio, hierro, manganeso, cobre, azufre, un contenido medio de potasio y zinc y un contenido bajo en fósforo y boro.

Tabla 20.

Composición química de los sustratos para evaluación de 2 variedades de aguacate inoculados con microorganismos benéficos.

Parámetro analizado	Unidad	T1	T2	T3	T4	T5	T6
pH	-	5,62	5,84	5,64	5,65	5,62	5,67
Materia orgánica	%	7,99	7,98	7,79	7,85	7,66	7,89
Nitrógeno	%	0,40	0,40	0,39	0,39	0,38	0,39
Fósforo	%	5,17	5,07	7,63	4,60	10,50	5,40
Potasio	cmol/kg	0,25	0,27	0,27	0,29	0,32	0,30
Calcio	cmol/kg	9,45	9,42	9,05	8,82	8,73	9,15
Magnesio	cmol/kg	1,49	1,48	1,27	1,24	1,75	1,33
Hierro	ppm	838,53	883,53	860,73	846,53	768,67	879,70
Manganeso	ppm	16,42	7,33	19,81	7,57	44,28	8,15
Cobre	ppm	7,45	8,12	7,72	7,93	8,13	9,14
Zinc	ppm	5,44	3,62	4,99	3,69	8,47	3,78
Boro	ppm	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50	0,50
Azufre	ppm	67,14	24,40	50,97	22,40	80,23	17,25
Retención fósforo	de %	79,09	80,10	80,13	80,30	79,93	80,74

Nota: T1: Trichoderma V1, T2: Trichoderma V2, T3: Micorrizas V1, T4: Micorrizas V2, T5: Testigo V1, T6: Testigo V2.

f. Colonización de Micorrizas y Trichoderma

Se realizó un análisis sobre la colonización de Micorrizas y *Trichoderma* en los sustratos. En la tabla 15 se puede observar el número de colonias de *Trichoderma* sp. por gramo de suelo para cada tratamiento.

Tabla 21.

Número de colonias de Trichoderma sp. por gramo de suelo de dos variedades de aguacate inoculados con microorganismos benéficos.

Tratamientos	UFC / gramo de suelo Trichoderma
Trichoderma V1	2.2×10^5
Trichoderma V2	6.4×10^4
Micorrizas V1	1.0×10^3
Micorrizas V2	1.6×10^3
Testigo V1	0
Testigo V2	0

Como se puede observar, el tratamiento *Trichoderma* con aguacate verde, presentó el mayor UFC/gramo de suelo, seguidamente de *Trichoderma* con aguacate negro. En los tratamientos con Micorrizas se presenta también presencia de *Trichoderma* aunque en menor cantidad y en los tratamientos testigo no presenta ninguna UFC/gramo de suelo. Es probable, que la diferencia en la cantidad UFC entre los tratamientos se relacione con las características de cada variedad de aguacate, la variedad de aguacate verde presentó un mayor número de UFC/gramo de suelo frente variedad de aguacate negro.

Según Harman y Shores (2007) se pueden obtener muchos efectos beneficiosos de las raíces de las plantas tanto de las dicotiledóneas como de las monocotiledóneas colonizadas por las cepas de *Trichoderma*. La estrecha asociación física entre *Trichoderma* y las raíces de las plantas contribuirá a incrementar el crecimiento, la absorción de nutrientes y la eficiencia de utilización de fertilizantes, el verdor de las hojas, la tasa fotosintética y las hormonas vegetales (IAA, GA3 y etileno) (Harman, 2011, Hermosa *et al.*, 2013, Studholme *et al.*, 2013, Stewart y Hill, 2014). Vinale *et al.* (2008) informaron que las especies de *Trichoderma* que colonizaron las raíces de las plantas podían producir compuestos que modificaban el metabolismo de la planta y estimulaban las defensas de la planta contra los patógenos de las plantas. Lo

que corrobora los resultados anteriores en relación al crecimiento de las plántulas inoculadas con *Trichoderma*.

Tabla 22.

Colonización de micorrizas en dos variedades de aguacate inoculados con microorganismos benéficos.

Tratamientos	Colonización micorrizas (%)
Trichoderma V1	0
Trichoderma V2	0
Micorrizas V1	19,33
Micorrizas V2	10
Testigo V1	0
Testigo V2	0

El tratamiento con Micorrizas en aguacate negro presentó un mayor porcentaje de colonización (19, 33%) frente al tratamiento Micorrizas en aguacate verde (10%). Es probable, que la diferencia en el porcentaje de colonización entre los tratamientos se relacione con las características de cada variedad de aguacate.

g. Prendimiento del injerto

Finalmente se analizó el prendimiento de los injertos de todos los tratamientos, en la siguiente tabla se puede observar el portaje de prendimiento que presentaron cada uno de los tratamientos.

Tabla 23.

Prendimiento del injerto en plántulas de aguacate Hass. Tumbaco, 2016.

Descripción	Prendimiento (%)
Trichoderma + Aguacate negro	90,3
Trichoderma + Aguacate verde	94,6
Micorrizas + Aguacate negro	78,6
Micorrizas + Aguacate verde	92,9
Testigo negro	86,4
Testigo verde	93,5

El tratamiento de *Trichoderma* con aguacate verde presentó el mayor porcentaje de prendimiento con resultados con 94,6 %, seguido de testigo con aguacate verde 93,5 %. Los tratamientos con variedad de aguacate verde presentaron los mejores resultados.

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. CONCLUSIONES

Al evaluar el crecimiento y desarrollo de las dos variedades de aguacate nacional de color negro y verde se pudo determinar que existen diferencias estadísticas, siendo el aguacate verde el que presentó mejores resultados en lo que respecta a la altura 27,02% más que aguacate negro y diámetro de plántula con 16,36%, así como también del peso fresco y seco de la parte aérea de la plántula con 16,76% y 20,01% respectivamente. El aguacate negro solo presentó mejores resultados en el porcentaje de germinación, el que presentó 95,77% mientras que aguacate verde presentó 93,33%. Por esto se concluye que el aguacate verde responde mejor al uso de microorganismos benéficos en la fase de producción de plántulas.

De los resultados obtenidos se pudo verificar que existe un efecto positivo de los microorganismos *Trichoderma* y Micorrizas en el crecimiento y desarrollo de la planta, ya que las variables evaluadas (altura de plántula, peso fresco y seco de plántula) presentaron promedios más altos al comparar con el testigo, que fue el tratamiento sin la inoculación de los microorganismos. *Trichoderma* presentó los mejores resultados con un 25,10% y 13% más de altura y diámetro respectivamente en relación testigo, seguido de Micorriza que presentó 10,20% y 5,56% más de altura y diámetro respectivamente en relación testigo. En análisis de peso fresco y seco de la parte aérea, *Trichoderma* presentó un incremento de 40,33% y 15,96% del peso fresco y seco de la parte aérea de la planta. Por lo que *Trichoderma* presentó un mejor efecto en el crecimiento y desarrollo de las plántulas de aguacate. En relación a los nutrientes los tratamientos con *Trichoderma* y Micorrizas en aguacate negro presentaron un mayor contenido de nitrógeno, cenizas, calcio frente a los tratamientos testigo

En cuanto a la colonización de *Trichoderma* en la rizosfera de plántulas de aguacate, el tratamiento *Trichoderma* con aguacate verde, presentó el mayor UFC / gramo de suelo. La variedad de aguacate verde presentó un mayor número de UFC / gramo de suelo frente a la variedad de aguacate negro. En la colonización de micorrizas, el tratamiento con micorrizas en aguacate negro presentó un mayor porcentaje de colonización (19,33%) frente al tratamiento con micorrizas en aguacate verde (10%).

5.2. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar este estudio con variedades de aguacate para portainjertos que más se comercialicen en el país de uso.

Se recomienda utilizar una cepa de *Trichoderma* y micorrizas nativa del suelo a utilizar y realizar una propagación con la misma.

Se recomienda realizar un análisis de identificación sobre las especies de micorrizas y *Trichoderma* presentes en las muestras, para reconocer la especie que genera los mayores beneficios.

REFERENCIAS

- Agrocalidad. (2012). Gestión de viveros y material vegetal de propagación. Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: <http://www.agrocalidad.gob.ec/wp-content/uploads/pdf/sanidad-vegetal/3-control-fitosanitario/2.Gestion-de-viveros-y-material-vegetal-de-propagacion/2.Normativas/4.Manual-General-MP.pdf>
- Alarcón, A., y Ferrera, R. (1999). Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas Terra Latinoamericana, vol. 17, núm. 3, Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México.
- Ahmed, A., Sanchez, C., y Candela, M. (2000). Evaluation of induction of systemic resistance in pepper plants (*Capsicum annuum*) to *Phytophthora capsici* using *Trichoderma harzianum* and its relation with capsidiol accumulation. *Eur. J. Plant Pathol.* Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: <http://dx.doi.org/10.1023/A:1008780022925>
- Altomare, C., Norvell, W., Bjorkman, T., Harman, G. (1999). Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai strain . *Applied Environmental Microbiology* 65.
- Azcon, C y Barea, J. (1992). Interaction between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms. in: *Mycorrhizal functioning and integrative Plant-Fungal Process*. Ed. por M.F. Allen. Chapman y Hall, New York.
- Bae, H., Roberts, D., Lim, H., Strem, M., Park, S., Ryu, C., y Bailey, B. (2011). Endophytic *Trichoderma* Isolates from Tropical Environments Delay Disease Onset and Induce Resistance Against *Phytophthora capsici* in Hot Pepper Using Multiple Mechanisms. Recuperado el 11 de noviembre

del 2016 de: <http://dx.doi.org/10.1094/MPMI-09-10-0221>.
<https://doi.org/10.1094/MPMI-09-10-0221>

Bailey, B, y Lumsden, R. (1998). *Trichoderma* and *Gliocladium*. Nature Publishing Group. Madrid, Spain.

Bailey, B., Taylor, R., Dean, J. y Anderson, J. (1991). Ethylene biosynthesis-inducing endoxylanase is translocated through the xylem of *Nicotiana tabacum* cv. xanthi plants. *Plant Physiol.* Madrid, Spain.

Bárcenas, A., Almaraz, L., Reyes, L., Varela, B., Lara, A., Guillén, Carreón, S. Y Aguirre, A. (2007). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in avocado orchards from Michoacán. *Proceedings VI World Avocado Congress.* Viña del Mar, Chile.

Barrientos, A, y López, L. (2000). *Historia y genética del aguacate.* Téliz, D. y Mora, A.(Comps.). *El aguacate y su manejo integrado.* 2ª (Ed.) Ediciones Mundi-Prensa. México DF

Bethlenfalvay, G. y Linderman, R. (1992.) Preface. In *Mycorrhizae in sustainable agriculture.* Ed. por G.J. Bethlenfalvay and R. G. Linderman. Madison, Wisconsin, USA. ASA Special Publication Number.

Blanco, F., y Salas, E. (1997). *Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica.* *Agronomía costarricense.* Mexico D.F.

Burgis, D, y Wolfe, H. (1946). Do avocado roots develop root-hairs *Avocado Society. Yearbook.* California, USA.

Calabrese, F. (1992). *El aguacate.* Madrid, España: Mundi/Prensa

- Camargo, D., y Ávila, E. (2014). Efectos del *Trichoderma* sp. sobre el crecimiento y desarrollo de la arveja (*Pisum sativum* L.). *Revista Ciencia y Agricultura*.
- Carsolio, C. (1999). Role of the *Trichoderma harzianum* endochitinase gene, ech42, in mycoparasitism. *Appl. Environ. Microbiology*. Madrid, España
- Carsolio, C., Benhamou N., Haran S., Cortés C., Gutierrez, A., Chet, I., y Herrera, A. (1999). Role of the *Trichoderma harzianum* endochitinase gene, ech42, in mycoparasitism. *Appl Environ Microbiol*. Madrid, España
- Centeno, G. (2005). Perfil de Mercado de Aguacate Convencional y Orgánico. P-AG-GP-002. Centro de Inteligencia Sobre Mercados Sostenibles. INCAE. Costa Rica.
- Chambers, S y Scott, E. (1995). In vitro antagonism of *Phytophthora cinnamomi* and *P. citricola* by isolates of *Trichoderma* sp. and *Gliocladium virens*. *Journal of Phytopathology*. vol. 143. ISSN 0931-1785.
- Chang, Y., Chang, Y., Baker, R., Kleifeld, O., y Chet, I. (1986). Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. *Plant Dis. Mexico*
- Chen, L., Liu, L., Shi, M., Song, X., Zheng, C., Chen, X., y Zhang., (2009), Characterization and gene cloning of a novel serine protease with nematocidal activity from *Trichoderma pseudokoningii* SMF2. *FEMS Microbiology Letters*. Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: doi:10.1111/j.1574-6968.2009.01746.x
- Chet, I., Benhamou, N., y Haran, S. (1998). *Trichoderma* and *Gliocladium*. Nature Publishing Group. Mexico

- Cholango, L. (2009). Selección de cepas de trichoderma sp. in vitro, para el control de problemas radiculares en flores de verano. Tesis posgrado. Quito, Pichincha, Ecuador: ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO IASA I.
- Cochran, W., y Cox. M. (1978). Diseños experimentales. Editorial trillas. Mexico.
- Costa, J; Menge, J y Casale, W. (2000). Biological control of Phytophthora root rot of avocado with microorganisms grown in organic mulches. Brazilian Journal of Microbiology, vol. 31. ISSN 1517-8382.
- Cuenca, G., Cáceres, A., Oirdobro, G., Hasmy, Z., y Urdaneta, C. (2007). Las micorrizas arbusculares como alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. Interciencia. Mexico
- De Meyer, G., Bigirimana, J., Elad, Y., y Hofte, M. (1998). Induced systemic resistance in Trichoderma harzianum T39 biocontrol of Botrytis cinerea. Eur. J. Plant Pathol. <http://dx.doi.org>
- Díaz J. (1994). Algunos aspectos biológicos de Trichoderma y su posible uso como biocontrol. Trabajo de Diploma en opción al título de Ingeniero. Mexico
- Dodd, J., Burton, C., Burns, R y Jeffries, P. (1987). Phosphatase activity associated with the roots and the rhizosphere of plants infected with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. New Phytol. Mexico
- Donoso, E., Lobos, G., y Rojas, N. (2008). Efecto de Trichoderma harzianum y compost sobre el crecimiento de plántulas de Pinus radiata en

vivero. *Bosque (Valdivia)*. Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002008000100006>

Druzhinina, I., y Kubicek, C. (2005). Species concepts and biodiversity in *Trichoderma* and *Hypocrea*: from aggregate species to species clusters . *Journal of Zhejiang University. Science. B*. Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: doi: 10.1631/jzus.2005.B0100

Espin, M.(2012).Validacion de los componentes tecnológicos limpio u organico con y sin *Trichoderma* para el manejo del cultivo de mora de castilla en el caton Cevallos, provincia Tungurahua (tesis posgrado). Riobamba: Escuela de Ingenieria Agronómica

Etebu, E y Osborn, A. (2012). A Review of Indicators of Healthy Agricultural Soils with Pea Footrot Disease Suppression Potentials. *Sustainable Agriculture Research*, vol. 1. ISSN 1044-0046.

Evans, H., Holmes, K., y Thomas, S. (2003). Mycobiota of an indigenous *Theobroma* species (Sterculiaceae) in Ecuador: assessing its potential for biological control of cocoa diseases. *Mycol. Prog.* California, USA.

Ezzi, M., y Lynch, J. (2002). Cyanide catabolizing enzymes in *Trichoderma* spp. *Enzymol. Microb. Technol.* Recuperado el 11 de noviembre del 2016 de: [http://dx.doi.org/10.1016/S0141-0229\(02\)00238-7](http://dx.doi.org/10.1016/S0141-0229(02)00238-7)

FAO, (2016). Biological Alternatives. Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: <http://www.fao.org/agriculture/crops/thematic-sitemap/theme/climatechange0/methyl-bromide/alt/bioalt/en/>

FAO. (2008). MANUAL Alternatives to replace methyl bromide for soil-borne pest control in East and Central Europe. (R. Labrada, Ed.) Recuperado el

22 de Noviembre de 2016, de FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Recuperado el 20 de noviembre de 2016: <http://www.fao.org/3/a-i0081e.pdf>

Ferrer, H., Vivas, Y., Hokche, O., Nozawa, S., Pérez, S., Rodríguez, L., Mostacero, J. y Estrada, J. (2010). Aplicación de herramientas computacionales al estudio morfotaxonomico del género *Merremia* (Convolvulaceae). *Rodriguésia*. Venezuela

Fielder, J., Buffer, G., y Bangerth, F. (1998). Genetic relations of avocado (*Persea americana* Mill.) using RAPD markers. *Euphitica*. California, USA.

Finlay, R. y Soderstrom, B. (1992). Mycorrhiza and carbon flow to the soil. In *Mycorrhizal Functioning. An Integrative Plant-Fungal Process*. Ed. by M.F. Allen. Chapman and Hall, New York.

Flores, R. (2009). El Aguacate (*Persea americana* Mill.). Recuperado el 23 de agosto del 2016 de Tlahui-Medic. Recuperado el 20 de noviembre de 2016: <http://www.tlahui.com/medic/medic28/aguacate.htm>

Furier, G., Cummings, M., y Clegg, M. (1990). *Evolution of the avocados as revealed by DNA restriction site variation*. Hered. California, USA.

Galindo, M., y Milagro, P. (2011). GENETIC RELATIONSHIPS WITHIN AVOCADO (*Persea americana* Mill.) IN SEVEN MUNICIPALITIES OF CENTRAL VERACRUZ, CHARACTERIZED USING MICROSATELLITE MARKERS. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. California, USA.

Gerdemann, J. (1968). Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Ann. Review Phytophology*. California, USA.

Guenoune, D. (2001). The defense response elicited by *Rhizoctonia solani* is suppressed by colonization of the AM-fungus *Glomus intraradices*. *Plant Sci.* Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: [http://dx.doi.org/10.1016/S0168-9452\(01\)00329-6](http://dx.doi.org/10.1016/S0168-9452(01)00329-6).

Hanson, L. E., y Howell, C. R. (n.d.). Elicitors of plant defense responses from biological control strains of *Trichoderma virens*. *Phytopathology*. California, USA.

Haram S, Schickler H, Oppenheim A y Chet I. (1996). Differential expression of *Trichoderma harzianum* chitinases during mycoparasitism. *Phytopathol.* California, USA.

Harman, G. (2000). Myths and dogmas of biocontrol. Changes in perceptions derived from research on *Trichoderma harzianum* T22. *Plant Dis.* New Zeland

Harman, G. (2003). *Trichoderma harzianum*, *T. viridis*, *T. koningii*, *T. hamatum* (Deuteromycetes: Moniliales). Recuperado el 21 de noviembre del 2016 de: <http://www.ibun.unal.edu.co/r2r7e.html>.

Harman, G. (2004). Myths y dogmas of biocontrol. Changes in perceptions derive from research on *Trichoderma harzianum* T22. *Plant Dis.* New Zeland

Harman, G. (2006). Overview of Mechanisms and Uses of *Trichoderma* spp. *Phytopathology*. Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: <https://doi.org/10.1094/PHYTO-96-0190>

Harman, G. (2010). *Trichoderma* spp., including *T. harzianum*, *T. viride*, *T. koningii*, *T. hamatum* and other spp.

Deuteromycetes, Moniliales (asexual classification system), *Cornell University, Geneva, NY 14456*. Recuperado el 20 de noviembre de 2016:

<https://biocontrol.entomology.cornell.edu/pathogens/trichoderma.php>

Harman, G. (2011). Multifunctional fungal plant symbionts: new tools to enhance plant growth and productivity. *The New Phytologist*. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03614.x>

Harman, G y Shoresh, M. (2007). The mechanisms and applications of opportunistic plant symbionts. M. Vurro, J. Gressel (Eds.), *Novel Biotechnologies for Biocontrol Agent Enhancement and Management*, Springer, Amsterdam, the Netherlands

ICA. (2009). Manual técnico para viverista resolución 3180. Recuperado 11 de octubre del 2016 de: Recuperado el 20 de noviembre de 2016: http://www.ica.gov.co/Areas/Agricola/Servicios/Epidemiologia-Agricola/Manuales-Tecnicos-Viveristas/Manuales/M_AGUACATE_FT.aspx

Infante, D, Martínez, B, González, N, y Reyes, Y. (2009). MECANISMOS DE ACCIÓN DE *Trichoderma* FRENTE A HONGOS FITOPATÓGENOS. *Revista de Protección Vegetal*, 24(1), pp. 14-21. Recuperado en 21 de noviembre de 2016, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522009000100002&lng=es&tlng=es.

Intituto Nacional automo de Investigaciones Agropecuarias. (2008). Informe anual, Estacion Experimental Santa Ctalina. Recuperado el 11 de octubre del 2016 de:

<http://www.iniap.gob.ec/nsite/images/documentos/Informe%20anual%20DNB%202008.pdf>

Joint Genome Institute.(2016). *Trichoderma atroviride*. Recuperado el 22 de noviembre del 2016 de :
<http://genome.jgi.doe.gov/Triat2/Triat2.home.html>

Joner, E y Johansen, A (2000) Phosphatase activity of external hyphae of two arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycol. Res. New Zeland*

Klein, D, y Eveleigh, D. (1998). Ecology of *Trichoderma*. In: Kubicek CP, Harman GE, editors. *Trichoderma and Gliocladium*. Vol. 1. Basic Biology, Taxonomy and Genetics. London: Taylor and Francis Ltd.

Kopp, L. (1996). A taxonomic revision of the genus *Persea* in the western hemisphere (*Perseae-Lauraceae*). *Memoirs of the New York Botanical Garden*.

Kubicek, C. y Harman, G. (1998). *Trichoderma and Gliocladium*. Nature Publishing Group. London.

Kubicek, C., Mach, R., Peterbauer, C., y Lorito, M. (2001). *Trichoderma: from genes to biocontrol*. J. Plant Pathol. London.

Lemus, G., Ferreira, R., Gil, P., Sepúlveda, R., Maldonado, P., Toledo, C., y Celedón, J. (2010). *El Cultivo del palto*. Instituto de investigaciones agropecuarias, 80. London.

Limon, M., Pintor, J., y Benitez, T. (1999). Increased antifungal activity of *Trichoderma harzianum* transformants that overexpress a 33-kDa chitinase. *Phytopathology*. London.

- Linderman, R.(1992). Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. En : Mycorrhizae in sustainable agriculture. Bethlenfalvay, G y Linderman, R. (Eds.) ASA Special Publication 54, Madison, Wi, USA.
- Lindsey, D y Baker, R. (1967). Effect of certain fungi on dwarf tomatoes grown under gnotobiotic conditions. *Phytopathology*. London.
- Lindsey, D., y Baker, R. (1967). Effect of certain fungi on dwarf tomatoes grown under gnotobiotic conditions. *Phytopathology*. London.
- López, H., Perez, M., Vazquez, M., Bonilla, Z. (1999). Estudios in vivo de *Trichoderma* como agente de biocontrol contra *Phytophthora cinamomi* y *Rosellinia necatrix* en aguacate. *Revista Chapingo serie Horticultura*. Colombia
- Lorito, M., Harman, G., Prieto, A., y Hayes, C. (1990). Extracellular chitinolytic enzymes produced by *T. harzianum*, purification, characterization and molecular cloning. *Phytopathol*. London.
- Lotan, T., y Fluhr, R. (1990). Xylanase, a novel elicitor of pathogenesis-related proteins in tobacco, uses a non-ethylene pathway for induction. *Plant Physiol*. California, USA.
- Melgarejo, P y Sagasta, E. (1989) Influence of *Penicillium frequentans* and two of its antibiotics on production of stromata by *Monilinia laxa* in culture. *Can. J. Bot*. California, USA.
- Menge, J., Davis, R., Johnson, E y Zentmyre. G. (1978). VA mycorrhizal fungi increase growth and reduce transplant injury in avocado. California, USA.

- Montañez, I; Vargas, C; Cabezas, M, y Cuervo J. (2010). Colonización micorrizica en plantas de aguacate (*Persea americana* L.). Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica, 13(2), pp. 51-60. Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0123-42262010000200007&lng=en&tlng=es.
- Naseby, D., Pascual, J., Lynch, J, (2000). Effect of biocontrol strains of *Trichoderma* on planth growth, *Phythium ultimum* populations, soil microbial communities and soil enzyme activies. J. Appl. Microbiol. Coahuila, México.
- OCE Milán. (2015). Alerta de aumento del consumo de aguacate tanto por moda como por beneficio. Recuperado el 11 de septiembre del 2016 de: <http://www.proecuador.gob.ec/pubs/alerta-de-aumento-del-consumo-de-aguacate-tanto-por-moda-como-por-beneficio/>
- Ochoa, B y Ortega, R. (2002). El aguacate mexicano frente a la apertura del mercado norteamericano. ASERCA 110. Coahuila, México.
- Orozco, I., Vargas, C., Cabezas, M. y Cuervo, J.(2010). Colonización micorrizica en plantas de aguacate (*Persea americana* L.). Revista U.D.C.A Actualidad y Divulgación Científica, vol. 13, no. 2. ISSN 0123-4226. Coahuila, México.
- Oseguera, M. (2005). Influencia de Fuentes de Potasio Aplicados al Suelo y Vía Foliar en la Nutrición y Rendimiento del Aguacate (*Persea americana* Mill) en Michoacán. Coahuila, México.

- Pérez, M. (2008). Significant Avocado Diseases Caused by Fungi and Oomycetes. *The European Journal of Plant Science and Biotechnology* vol. 2, no. 1. Coahuila, México. ISSN 1749-0472.
- Pérez, S; Ávila, G; y Coto, O. (2015). El aguacatero (*Persea americana* Mill). *Cultivos Tropicales*, 36(2), pp. 111-123. Recuperado en 05 de julio de 2016, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362015000200016&lng=es&tlng=es.
- Pillajo, C. (2013). ESTANDARIZACIÓN DE UNA METODOLOGÍA DE MULTIPLICACIÓN CLONAL DE PORTAINJERTOS DE AGUACATE (*Persea americana* Miller). TUMBACO, PICHINCHA. Recuperado el 15 de octubre del 2016 de: <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/1021/1/T-UCE-0004-20.pdf>
- Rivera, R; Calaña, J; Morales, C y Corbera, J. (2011). Evaluación de sustratos y aplicación de hongos micorrízicos arbusculares en *Begonia* sp. *Cultivos Tropicales*, Viña del mar, Santiago, Chile.
- Rodríguez, F. (1982). *El Aguacate*. México D.F: A.G.T. Editor S.A. Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: <http://dx.doi.org/10.1073/pnas.0730845100>
- 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. London.
- Safir, G. (1994). Involvement of cropping systems, plant produced compounds and inoculum production in the functioning of VAM fungi. In *Mycorrhizae*

and plant health. Ed. by F.L. Pfleger and R.G. Linderman. Minnesota: APS Press. London

Samuels, G. (1996). *Trichoderma: A review of biology and systematics of the genus*. Mycol Res.;100. California, USA

Samuels, G. (2006). *Trichoderma: Systematics, the Sexual State, and Ecology*. Phytopathology. Recuperado el 20 de noviembre de 2016: <https://doi.org/10.1094/PHYTO-96-0195>

Sánchez, P., Alcantar, J., Coria A., Contreras, A., Fernández, V., Tapia V., Aguilera M., Hernández, G y, Vidales, F.(2001). *Tecnología para la producción de aguacate en México*. Michoacán, México: INIFAP, CIRPAC. C. E. Uruapan. Libro Técnico Núm. 1.

Schnell, R., Brown, C., y Olano, E. (2003). Evaluation of avocado germplasm using microsatellites markers. *Journal of the American Society of Horticultural Science*. California, USA.

Scora, W., Wolstenholme, N. y Lavi, U. (2007). *Taxonomy and Botany*. In. El palto. Botánica, Producción y Usos. Chile: Ediciones Universales de Valparaíso.

Sieverding, E. (1991). Vesicular-arbuscular mycorrhizal management in tropical agrosystems. Technical Cooperation, Federal Republic of Germany. pp. 371.

Stewart, A., y Hill, R. (2014). Chapter 31 - Applications of Trichoderma in Plant Growth Promotion BT - Biotechnology and Biology of Trichoderma. Amsterdam: Elsevier. Recuperado el 20 de noviembre de 2016: <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-444-59576-8.00031-X>

- Studholme, D., Harris, B., Cocq, K., Winsbury, R.; Perera, V., Ryder., L., Ward, J., Beale, M., Thomton, C y Grant, M. (2013). Investigating the beneficial traits of *Trichoderma hamatum* GD12 for sustainable agriculture insights from genomicsfront. Plant Sci, Germany.
- Tamayo, A., Cordoba, O. y Londoño, M. (2008). Tecnología Para El Cultivo Del Aguacate. Antioquia, Colombia: Corpoica.
- Torres, A., Cárdenas, Martín, J., Fundora, L., Rivera, R., Calderón, Alfredo. (2011). Utilización de cepas eficientes de hongos micorrízicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelo-cachaza. Cultivos Tropicales. Viña del mar, Chile.
- Ulloa, C. (1996). Enzimas micolíticas produzidas pelo agente de biocontrole *Trichoderma harzianum*. En: Actas del V de Simposio de controle biológico. Anais: Conferencias y Palestras. Foz de Iguaçu-Parana-Brasil.
- Van der Werff, H. (2002). A synopsis of *Persea* (Lauraceae) in Central America. Novon 12: BioStor: Mexico: 64801 .ISSN: 1055-3177.
- Vásquez, L., Ríos, G., Londoño, M. y Torres, M. (2011). Caracterización biofísica y socioeconómica del sistema de producción de aguacate cv Hass en los departamentos de Antioquia, Caldas, Risaralda y Quindío. Corporación Colombiana de investigación CORPOICA. Centro de investigación la selva. Rionegro Antioquia. ISBN 978-958-740-074-8.
- Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., Marra, R., Woo, S. L., y Lorito, M. (2008). *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*. Recuperado el 20 de noviembre deL 2016: <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.07.002>

- Weindling, R. (1934). Studies on a lethal principle effective in the parasitic action of *Trichoderma lignorum* on *Rhizoctonia solani* and 45. Weindling, R., and Fawcett, H. S. 1936. Experiments in the control of *Rhizoctonia* damping-off of citrus seedlings. *J. Agric. Sci. California. Agric. Exp. Stn.*
- Whiley, A., Saranah, J., Wolstenholme, B., y Rasmussen, T. (2002). Use of paclobutrazol sprays at mid-anthesis for increasing fruit size and yield of avocado (*Persea americana* Mill. Cv. Hass). *Journal of Horticultural Science* 66. California
- Woo, S. L. (1999). Disruption of the ech42 (endochitinase-encoding) gene affects biocontrol activity in *Trichoderma harzianum* P1. *Mol. Plant Microbe Interact.* California
- Woo, S. (2002). Mycoparasitic *Trichoderma* strains are activated by host-derived molecules. *Nature Publishing Group.* California
- Woo, S. (2003). Identifying biocontrol genes in *Trichoderma* spp. and mechanisms for activating biocontrol processes. *Nature Publishing Group.* London
- Woo, S. (2003). Molecular factors involved in the interaction between plants, pathogens and biocontrol fungi. *Nature Publishing Group.* Germany
- Woo, S., Fogliano, V., Scala, F., y Lorito, M. (2002). Synergism between fungal enzymes and bacterial antibiotics may enhance biocontrol. *Antonie van Leeuwenhoek.* <http://dx.doi.org/10.1023/A:1020540818163>
- Yang, C., Crowley, D. y Menge, J. (2001) 16S rDNA fingerprinting of rhizosphere bacterial communities associated with healthy and *Phytophthora* infected

avocado roots. *Microbiology Ecology*, 2001, vol. 35. ISSN 0095-3628.
Germany

Yedidia, I., Benhamou, N., y Chet, I. (1999). Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. *Appl. Environ. Microbiol.* Germany.

Zimand, G, Elad Y, Chet I. (1996). Effect of *Trichoderma harzianum* on *Botrytis cinerea* pathogenicity. *Phytopathol.* London.

ANEXOS

ANEXO 1: Análisis raíz

Tabla 24.

Análisis químico de la raíz

Parametro analizado	Unidad	T1	T2	T3	T4	T5	T6
Cenizas	%	10,35	7,05	9,67	8,24	7,27	9,07
Materia orgánica	%	89,45	92,85	90,33	91,76	92,55	90,93
Nitrogeno	%	1,18	1,02	1,18	1,21	1,13	1,20
Fósforo	%	0,11	0,11	0,11	0,11	0,16	0,09
Potasio	%	2,12	1,30	2,19	1,79	1,76	1,59
Calcio	%	0,19	0,16	0,13	0,17	0,16	0,23
Magnesio	%	0,19	0,12	0,19	0,18	0,20	0,18
Hierro	ppm	1685,45	1159,60	1618,10	1058,13	952,63	1494,59
Manganeso	ppm	368,22	68,64	311,79	75,30	241,84	106,28

Cobre	ppm	11,76	10,28	11,41	10,65	10,99	9,94
Zinc	ppm	48,27	23,04	29,83	21,64	36,49	18,11
Boro	ppm	17,00	16,32	12,94	16,97	14,58	14,49
Azufre	%	0,29	0,17	0,27	0,18	0,18	0,15

4.1. ANEXO 2: Análisis estadístico

a) Análisis estadístico del peso fresco y seco raíz

Tabla 25.

Promedios del peso fresco raíz de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupo	Interacción	Medias
a	Trichoderma x A. verde	8.3
a	Micorrizas x A. verde	8.3
ab	Trichoderm x A. negro	7.4
ab	Testigo x A. verde	7.37
b	Testigo x A. negro	5.87
b	Micorrizas x A. negro	5.57

Tabla 26.

Promedios del peso seco raíz de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupos	Tratamientos	Medias
a	Testigo x A. verde	3.81

a	Micorrizas x A. verde	3.75
a	Trichoderma. x A. negro	3.46
a	Trichoderma x A. verde	3.38
a	Testigo x A. negro	2.56
a	Micorrizas x A. negro	2.53

b) Análisis estadístico del peso fresco y seco aéreo

Tabla 27.

Promedios del peso fresco aéreo de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupos	Tratamientos	Medias
a	Trichoderma.v2	39.32
a	Trichoderm.v1	37.31
ab	Micorrizas. V2	31.42
bc	Testigo. V2	25.72
bc	Micorrizas. V1	22.98
c	Testigo v1	20

Tabla 28.

Promedios del peso seco aéreo de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupos	Tratamientos	Medias
a	Trichoderma.v2	12.75
a	Trichoderm.v1	11.87
a	Micorrizas. V2	11.5
b	Testigo. V2	8.73
b	Micorrizas. V1	7.33
b	Testigo v1	7.19

c) Análisis estadístico del peso fresco y seco total

Tabla 29.

Promedios y prueba de Tukey ≥ 5 del peso fresco total de microorganismos empleados. Tumbaco, 2016

Tratamientos	Peso fresco total	Peso seco total
Trichoderma	46.16 a	15.73 a
Micorrizas	34.12 b	12.55 b
Testigo	29.48 b	11.14 b

Tabla 30.

Promedios y prueba de Tukey ≥ 5 del peso fresco raíz de 2 variedades de aguacate. Tumbaco, 2016

Aguacate	Peso fresco total	Peso seco total
Verde	40.14 a	14.64 a
Negro	33.04 b	11.64 b

Tabla 31.

Promedios del peso fresco total de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupos	Tratamientos	Medias
a	Trichoderma.v2	47.62
a	Trichoderm.v1	44.71
ab	Micorrizas. V2	39.71
bc	Testigo. V2	33.09
c	Micorrizas. V1	28.54
c	Testigo v1	25.87

Tabla 32.

Promedios del peso fresco aéreo de aguacate para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Grupos	Tratamientos	Medias
a	Trichoderma.v2	16.13
ab	Trichoderm.v1	15.32
ab	Micorrizas. V2	15.25
bc	Testigo. V2	12.53
c	Micorrizas. V1	9.85
c	Testigo v1	9.75

d) Análisis estadístico de la altura de las plántulas a los 158 días

Tabla 33.

Promedios de altura (cm) de planta a los 158 días para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Tratamientos	Medias
Trichoderma.v2	56,69 a
Micorrizas. v2	52,09 ab
Trichoderma. v1	45,37 bc
Testigo. v2	44,05 c
Micorrizas. v1	34,09 d
Testigo.v1	32,04 d

Tabla 34.

Promedios de diámetro (mm) de planta a los 158 días para la interacción microorganismo x variedades. Tumbaco, 2016

Tratamientos	Medias
Trichoderma.v2	6.717 a
Micorrizas. V2	6.625 ab
Testigo. V2	6.278 ab
Trichoderm.v1	6.185 bc
Micorrizas. V1	5.304 c
Testigo v1	4.876 c

4.2. ANEXO 3: Fotografías de los tratamientos



A. Plántula de aguacate emergiendo a los 11 días.



B. Plántula de aguacate emergiendo a los 17 días.



C. Fila izquierda tratamiento 3 (Micorrizas + aguacate negro) y fila derecha tratamiento 1 (Trichoderma + aguacate negro) a los 122 y 91 días de edad respectivamente.



D. Testigo aguacate nacional negro a los 71 días de edad.

Figura 10. Plántulas de aguacate en diferentes etapas de crecimiento. Tumbaco, 2016.



A. Trichoderma en aguacate negro R1



B. Trichoderma en aguacate negro R2



C. Trichoderma en aguacate negro R3



D. Trichoderma aguacate verde R1



E. Trichoderma aguacate verde R2



F. Trichoderma aguacate verde R3



G. Micorrizas aguacate negro R1



H. Micorrizas aguacate negro R2



I. Micorrizas aguacate negro R3



J. Micorrizas aguacate verde R1



K. Micorrizas aguacate verde R2



L. Micorrizas aguacate verde R3

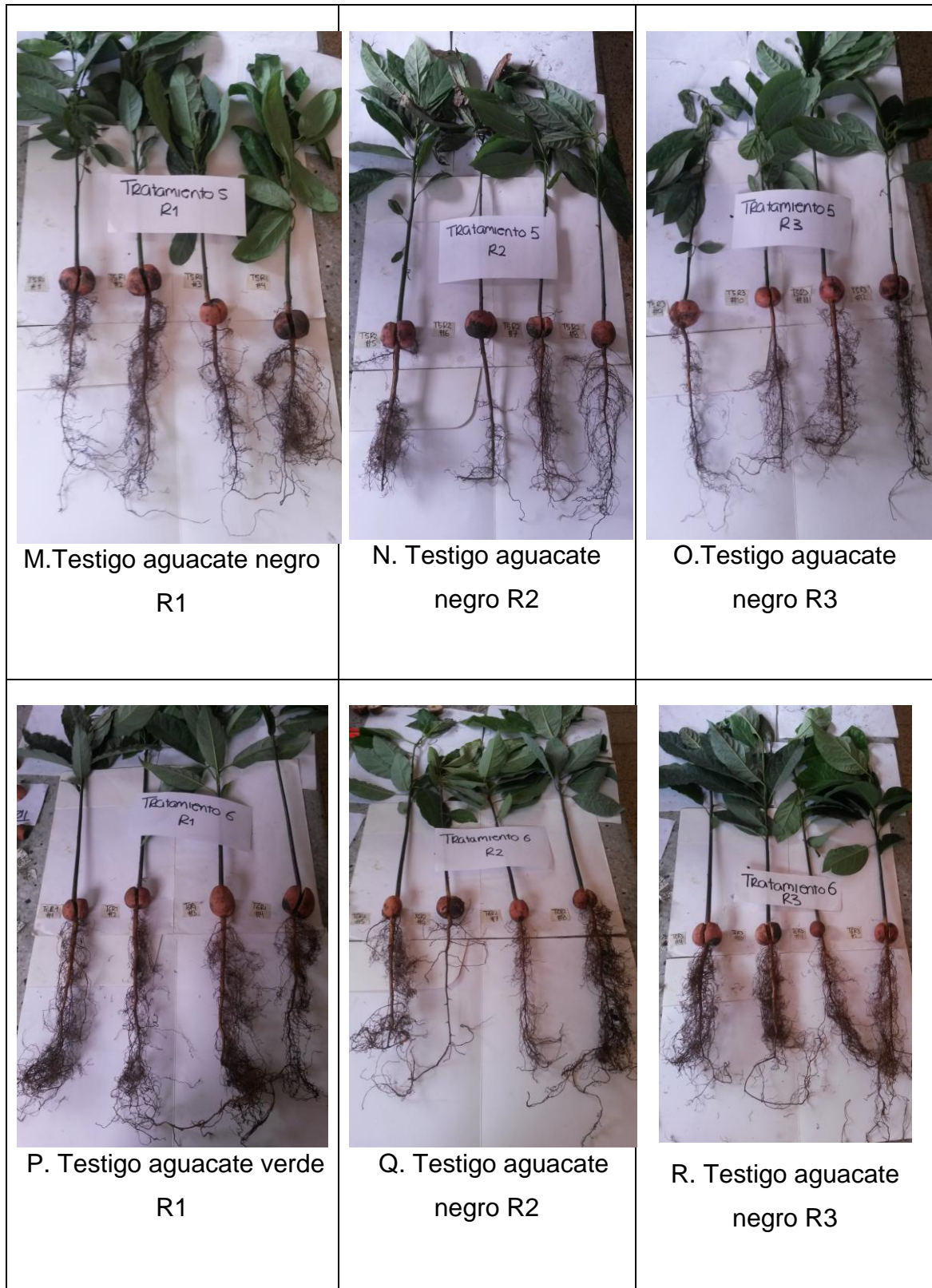


Figura 11. Plántulas de aguacate a los 158 días. Tumbaco, 2016.

		
<p>A. Trichoderma en aguacate negro R1</p>	<p>B. Trichoderma en aguacate negro R2</p>	<p>C. Trichoderma en aguacate negro R3</p>
		
<p>D. Trichoderma en aguacate verde R1</p>	<p>E. . Trichoderma en aguacate verde R2</p>	<p>F. . Trichoderma en aguacate verde R3</p>



G.Micorrizas en
aguacate negro R1



H.Micorrizas en
aguacate negro R2



I.Micorrizas en aguacate
negro R3



J.Micorrizas en aguacate
verde R1



K.Micorrizas en
aguacate verde R2



L.Micorrizas en
aguacate verde R3



Figura 12. Plántulas de aguacate a los 2 meses de la injertación. Tumbaco, 2016.

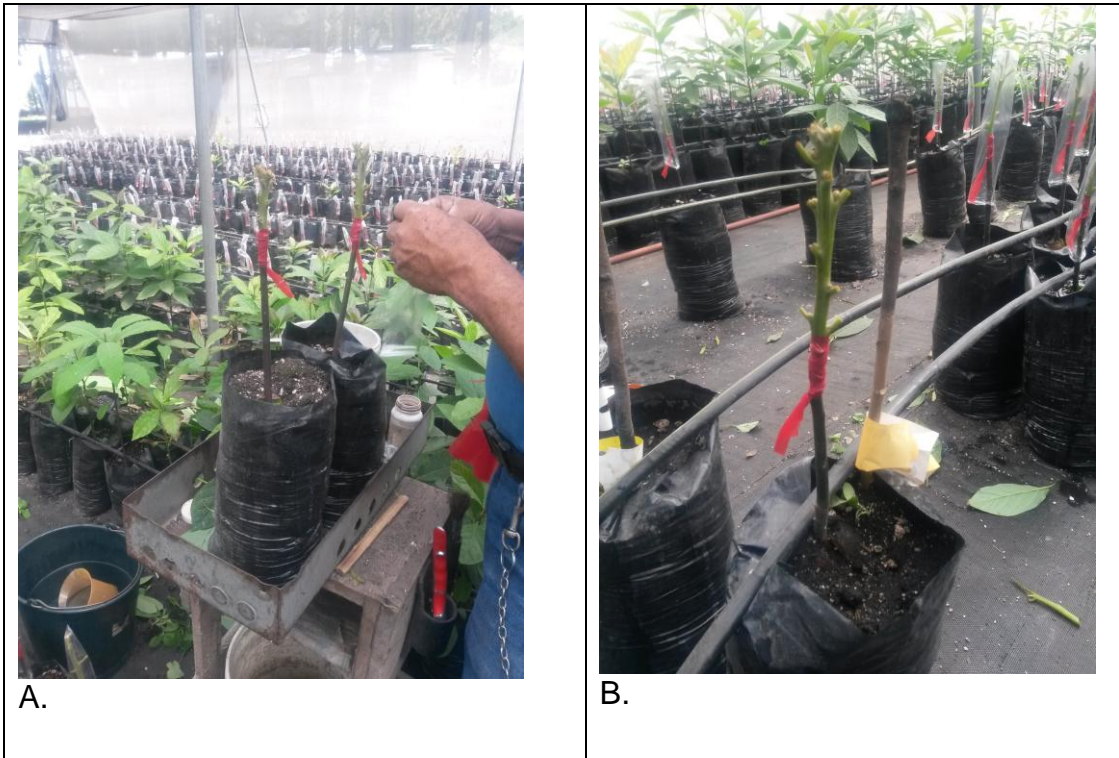


Figura 13. Injerto de púa terminal en plántulas de aguacate, Tumbaco, 2016.

