

PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR

ESCUELA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**DISERTACIÓN PREVIA A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
MICROBIÓLOGO**

**Determinación del mejor inóculo micorrízico como biofertilizante para
cultivos agrícolas a partir de suelos con raíces colonizadas.**

PAÚL GABRIEL MOSQUERA BOLAÑOS

DIRECTORA: Mtr. Jeniffer Yáñez

Quito, 2020.

DECLARACIÓN Y AUTORIZACIÓN

Yo, PAÚL GABRIEL MOSQUERA BOLAÑOS, C.I. 172325252-2, autor del trabajo de graduación intitulado: DETERMINACIÓN DEL MEJOR INÓCULO MICORRIZICO COMO BIOFERTILIZANTE PARA CULTIVOS AGRÍCOLAS A PARTIR DE SUELOS CON RAÍCES COLONIZADAS, previa a la obtención del grado académico de MICROBIÓLOGO en la Escuela de Ciencias Biológicas:

I.- Declaro tener pleno conocimiento de la obligación que tiene la Pontificia Universidad Católica del Ecuador, de conformidad con el artículo 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior, de entregar a 1a SENESCYT en formato digital una copia del referido trabajo de graduación para que sea integrado al Sistema Nacional de Información de la Educación Superior del Ecuador para su difusión pública respetando los derechos de autor.

2.- Autorizo a la Pontificia Universidad Católica del Ecuador a difundir a través del sitio web de la Biblioteca de la PUCE el referido trabajo de graduación, respetando las políticas de propiedad intelectual de la Universidad.

PAÚL GABRIEL MOSQUERA BOLAÑOS,

C.I. 172325252-2

CERTIFICACIÓN

Certifico que la disertación de Microbiología del candidato Paul Gabriel Mosquera Bolaños ha sido concluida de conformidad con las normas establecidas, por lo tanto, puede ser presentada para la calificación correspondiente.

Jeniffer Yáñez Altuna, Mtr.

Directora de la Disertación

Quito, 17 de diciembre de 2019

DEDICATORIA

A mi familia, especialmente a mis padres.

A mis amigos más cercanos.

AGRADECIMIENTOS

A la Ph.D. Mónica Garcés por compartir sus conocimientos, así como bibliografía y consejos durante la realización de este proyecto.

A la Mtr. Jeniffer Yáñez Altuna por su paciencia y tiempo invertido en la realización de este documento.

A mis amigos y compañeros de la carrera por su tiempo y ayuda.

TABLA DE CONTENIDOS

1. RESUMEN	1
2. ABSTRACT	2
3. INTRODUCCIÓN.....	3
3.1. OBJETIVOS	9
3.1.1 Objetivo General	9
3.1.2 Objetivos Específicos	9
4. MATERIALES Y MÉTODOS	11
4.1. Recolección de las muestras.....	11
4.2. Procesamiento de las muestras	11
4.2.1. Determinación de la presencia de hongos micorrízicos arbusculares	11
4.3. Preparación del material para los ensayos.....	13
4.3.1. Estandarización del número de esporas	13
4.3.2. Identificación de esporas.....	13
4.3.3. Preparación de las macetas	14
4.3.4. Desinfección de semillas	14
4.3.5. Determinación del porcentaje de germinación y germinación de semillas	14
4.3.6. Preparación del sustrato.....	14
4.3.7. Preparación del biocompost	15
4.4. Preparación de los ensayos	15
4.5. Mantenimiento de las plantas y toma de datos	16
4.6. Confirmación de micorrización en los ensayos	16
4.7. Análisis estadístico	17
5. RESULTADOS	18
5.1. Presencia de HMA en las muestras	18

5.3. Identificación morfológica de esporas de HMA	20
5.4. Determinación del mejor tratamiento como inóculo micorrízico	24
6. DISCUSIÓN	28
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	31
8. REFERENCIAS.....	32
9. ANEXOS	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Materiales para el lavado de esporas. A: muestra a procesar; B: tamiz con porosidad de 60 micras; C: agua destilada.....	12
Figura 2. Raíces sin teñir (izquierda) y raíces teñidas (derecha).....	¡Error! Marcador no definido.
Figura 3. Distribución de macetas en el invernadero de PUCE Nayón	13
Figura 4. Cantidad de esporas de HMA encontradas en un gramo de muestra.	16
Figura 5. Células radiculares de uvilla colonizadas por hifas de HMA (Cotacachi).	18
Figura 6. Arbúsculo en raíces de tomate riñón (Puembo).	19
Figura 7. Vesícula en raíces de limón (Nayón).	19
Figura 8. A: espora del género Acaulospora. B: espora del género Gigaspora. C: espora del género Scutellospora. observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X	20
Figura 9. A: espora del género Acaulospora. B: espora del género Gigaspora. C: espora del género Scutellospora. observadas en estéreo microscopio retícula en aumento de 4X.	21
Figura 10. A: espora del género Dentiscutata. B: espora del género Gigaspora. C: espora del género Glomus. D: espora del género Racocetra. observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X.....	21
Figura 11. A: espora del género Dentiscutata. B: espora del género Gigaspora. C: espora del género Glomus. D: espora del género Racocetra. observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X	¡Error! Marcador no definido.
Figura 12. A: espora del género Claroideoglomus. B: espora del género Racocetra. C: espora del género Gigaspora. D: espora del género Scutellospora. observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X	22
Figura 13. A: espora del género Claroideoglomus. B: espora del género Racocetra. C: espora del género Gigaspora. D: espora del género Scutellospora. observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X	22

Figura 14. A: espora del género Acaulospora. B: espora del género Glomus. C: espora del género Septoglomus. observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X	22
Figura 15. A: espora del género Acaulospora. B: espora del género Glomus. C: espora del género Septoglomus. observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X	¡Error! Marcador no definido.
Figura 16. Número de hojas y altura de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate.	23
Figura 17. A) Número de esporas y peso seco de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate. No se reporta el control por no contener HMA..	23
Figura 18. A) Medias de porcentaje de colonización de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate.....	¡Error! Marcador no definido.

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Coeficiente de variación y valor de significancia estadística de los tratamientos evaluados a partir de los datos resultantes de ANOVA (Anexo B).	26
Tabla 2. Número de hojas registrado el 5 de octubre de 2018	41
Tabla 3. Número de hojas registrado el 5 de noviembre de 2018.....	41
Tabla 4. Número de hojas registrado el 5 de diciembre de 2018.....	42
Tabla 5. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de octubre de 2018	42
Tabla 6. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de noviembre de 2018.....	43
Tabla 7. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de diciembre de 2018.....	43
Tabla 8. Peso seco en gramos (g) de parte aérea y raíz de las plantas	44
Tabla 9. Contabilización de esporas por gramo de suelo	44
Tabla 10. Porcentaje de colonización (%) de raíces por planta	45
Tabla 11. Análisis de varianza número de hojas maíz.....	45
Tabla 12. Análisis de varianza número de hojas vainita	45
Tabla 13. Análisis de varianza número de hojas tomate.....	46
Tabla 14. Análisis de varianza altura de planta maíz.....	46
Tabla 15. Análisis de varianza altura de planta vainita	46
Tabla 16. Análisis de varianza altura de planta tomate.....	46
Tabla 17. Análisis de varianza peso seco maíz	47
Tabla 18. Análisis de varianza peso seco vainita.....	47
Tabla 19. Análisis de varianza peso seco tomate	47
Tabla 20. Análisis de varianza número de esporas maíz.....	47
Tabla 21. Análisis de varianza número de esporas vainita	48
Tabla 22. Análisis de varianza número de esporas tomate	48
Tabla 23. Análisis de varianza porcentaje de colonización maíz	48
Tabla 24. Análisis de varianza porcentaje de colonización vainita.....	48

Tabla 25. Análisis de varianza porcentaje de colonización tomate	49
Tabla 26. Promedios de número de hojas tomate	49
Tabla 27. Promedios de altura de planta de maíz.....	50
Tabla 28. Promedios de altura de planta de vainita	50
Tabla 29. Promedios de altura de planta de tomate	51
Tabla 30. Promedios de peso seco maíz	51
Tabla 31. Promedios de peso seco tomate.....	52
Tabla 32. Promedios de número de esporas maíz	52
Tabla 33. Promedios de número de esporas vainita.....	53
Tabla 34. Promedios de número de esporas tomate	53
Tabla 35. Promedios de porcentaje de colonización maíz	54
Tabla 36. Promedios de porcentaje de colonización vainita	54
Tabla 37. Promedios de porcentaje de colonización tomate.....	55

1. RESUMEN

La agricultura, como fuente primaria de alimentos en el mundo, es optimizada para un mejor rendimiento mediante el uso de técnicas, herramientas y productos innovadores. Sin embargo, productos de origen químico causan daños al ser humano y al medio ambiente. El presente estudio evaluó el uso de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) como biofertilizante en la producción agrícola del Ecuador. Se recolectaron un total de nueve muestras de las cuales cuatro fueron seleccionadas por su alta cantidad de esporas, tres de localidades con cultivos orgánicos y una con suelo sin intervención humana, en las provincias de Pichincha (Nanegalito, Nayón y Puembo) e Imbabura (Cotacachi). La presencia de HMA en las muestras fue verificada y los géneros *Acaulospora* sp., *Claroideoglomus* sp., *Dentiscutata* sp., *Gigaspora* sp., *Glomus* sp., *Racocetra* sp., *Septoglomus* sp. y *Scutellospora* sp. identificados morfológicamente. Se pregerminó y sembró semillas de maíz, tomate y vainita. Los diferentes tratamientos fueron ubicados en las macetas con excepción del grupo control, el cual contenía solamente sustrato y biofertilizante. El ensayo fue conservado bajo invernadero y las macetas regadas cada dos días. Quince días después de la siembra y hasta el final de los ensayos, se registraron datos de altura de planta y número de hojas; el número final de esporas por gramo de sustrato, el peso seco de planta y el porcentaje de colonización de las raíces fue registrado al final del experimento. Los valores obtenidos fueron analizados utilizando las pruebas estadísticas de ANOVA y las comparaciones múltiples de Tukey, en donde se reporta que, todos los tratamientos superaron al control. El tratamiento cuatro (muestra sin intervención humana, Nanegalito), presentó a los géneros *Acaulospora*, *Glomus* y *Septoglomus*, así como también, el mejor promedio en crecimiento en las tres plantas evaluadas. De igual manera, este tratamiento presentó el más alto porcentaje de colonización radicular de esporas, estableciéndolo como el mejor consorcio. El tratamiento dos (Puembo) dominó al momento de evaluar el número de esporas. Los géneros *Gigaspora*, *Dentiscutata*, *Glomus* y *Racocetra* fueron identificados en esta muestra.

2. ABSTRACT

Agriculture, as the primary source of food in the world, is optimized for better performance using innovative techniques, tools and products. However, products of chemical origin cause damage to humans and the environment. The present study evaluates the use of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) as a biofertilizer in agricultural production in Ecuador. A total of nine samples were collected from which four were selected for their high number of spores, three from localities with organic crops and one with soil without human intervention, in the provinces of Pichincha (Nanegalito, Nayón and Puembo) and Imbabura (Cotacachi). The presence of AMF in the samples was verified and the genera *Acaulospora* sp., *Claroideoglomus* sp., *Dentiscutata* sp., *Gigaspora* sp., *Glomus* sp., *Racocetra* sp., *Septoglomus* sp. and *Scutellospora* sp. morphologically identified. Corn, tomato and bean seeds were pre-germinated and sown. The different treatments were placed in the pots except for the control group, which contained only substrate and biofertilizer. The test was kept under greenhouse and the pots watered every two days. Fifteen days after sowing and until the end of the tests, plant height and leaf number data were recorded; The final number of spores per gram of substrate, the dry weight of the plant and the percentage of root colonization was recorded at the end of the experiment. The values obtained were analyzed using ANOVA statistical tests and multiple comparisons Tukey, where it is reported that all treatments exceeded control. Treatment four (sample without human intervention, Nanegalito), presented the genera *Acaulospora*, *Glomus* and *Septoglomus*, as well as the best average growth in the three plants evaluated. In the same way, this treatment presented the highest percentage of spore root colonization, establishing it as the best consortium. Treatment two (Puembo) dominated when evaluating the number of spores. The genera *Gigaspora*, *Dentiscutata*, *Glomus* and *Racocetra* were identified in this sample.

3. INTRODUCCIÓN

La agricultura es una actividad de gran importancia como fuente primaria de alimento en todo el mundo (Adenekan et al., 2019). Con la implementación de la siembra de cultivos alimenticios se busca la manera de mejorar el crecimiento de las plantas, la calidad de los alimentos (Noda, Martín, Matos, y Pentón, 2013) y evitar el desarrollo de plagas y enfermedades, mediante una amplia variedad de productos químicos como fertilizantes, plaguicidas, insecticidas, herbicidas, fungicidas y reguladores de crecimiento (González et al., 2010). Sin embargo, el uso excesivo de estos productos debería ser prohibido debido a su toxicidad para el agricultor, el consumidor y el medio ambiente (Sabarwal, Kumar y Singh, 2018). En el Ecuador, el Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca (MAGAP) norma el uso de químicos, bajo la Resolución No 113 publicada en el Registro Oficial No 071 del año 2009 (Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca, 2009). Además, la Agencia de Regulación y Control Fito y Zoosanitario (Agrocalidad) interviene en la regulación del uso de pesticidas y fertilizantes químicos discontinuados que aún se utilizan en el país, pero los controles aún son insuficientes (FAO, 2015). Estos problemas pueden disminuir con el desarrollo de bioproductos alternativos, como microorganismos biocontroladores de plagas y/o microorganismos benéficos para el crecimiento de las plantas, que actualmente se producen en todo el mundo (Vassilev et al., 2015). En el Ecuador existen varios estudios sobre el uso de cepas nativas con potencial biocontrolador así como biofertilizantes a base de microorganismos (Cornejo y Wilkie, 2010; Benavides et al., 2011; Loján et al., 2017).

En los suelos existen bacterias, hongos, algas, actinomicetos y protozoarios que conforman la microbiota y juegan un papel muy importante para la agricultura. Los microorganismos forman parte de los procesos de descomposición y mineralización de los compuestos orgánicos (Rajabzadeh et al., 2017). Además, algunos hongos y bacterias tienen la capacidad de formar simbiosis con plantas (Chen et al., 2017). Dentro de este grupo se encuentran los hongos micorrízicos (HM), los cuales forman asociaciones simbióticas a

nivel de la raíz de planta (Wang et al., 2018). Estas asociaciones son conocidas como micorrizas.

Los hongos micorrízicos (HM) son microorganismos pertenecientes a las divisiones *Ascomycota*, *Basidiomycota*, *Cryptomycota*, *Blastocladiomycota*, *Chytridiomycota*, *Zoopagomycota* y *Mucoromycota* (Spatafora et al., 2017) que forman parte de la microbiota del suelo donde juegan un papel muy importante en el desarrollo y crecimiento de las plantas. Las asociaciones micorrícicas pueden ser de cuatro tipos fundamentales:

1. **Ectomicorrizas:** se caracterizan por ser raíces envueltas por el manto hifal. Las hifas de los hongos penetran entre las células corticales de la raíz formando la red de Hartig en el 2% de plantas vasculares (gimnospermas y angiospermas). A este nivel se produce intercambio de nutrientes donde el hongo se beneficia obteniendo carbono, mientras que la planta recibe una mejor nutrición a base de minerales, especialmente fósforo y otros nutrientes como el amonio que el hongo obtiene del suelo (Mark C Brundrett y Tedersoo, 2017).
2. **Ericoides:** en plantas ericáceas, se producen hifas en forma espiralada, colonizan cada célula individualmente desde la superficie de la raíz. El hongo proporciona protección y nutrición a base de nitrógeno y fósforo a la planta, mientras que el hongo obtiene carbono (Heijden, Martin y Sanders, 2015).
3. **Orquidáceas:** se presentan en plantas de orquídeas como abultamientos dentro de las células de la raíz, en las que el micelio ingresa desde la superficie de la raíz o desde células vecinas ya colonizadas. Ofrecen a la planta fósforo y nitrógeno, nutrientes orgánicos y protección (Dearnaley, Martos y Selosse, 2012).
4. **Arbusculares:** son el tipo más común de asociación micorrízica, el 72% de plantas vasculares son colonizadas por las hifas del hongo que ingresan a las células de la raíz produciendo arbuscúlos y vesículas. Las hifas entran a la raíz desde la superficie o desde las células vecinas ya colonizadas. La planta obtiene nitrógeno, fósforo, zinc, cobre, etc., y protección contra la desecación y patógenos como hongos, bacterias y nematodos (Gardezi et

al., 2001; Terrer et al., 2010), a cambio, el hongo recibe carbono (Mark C. Brundrett y Tedersoo, 2018).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) se encuentran en mayor abundancia en la naturaleza y presentan mayor facilidad para generar asociaciones con las plantas vasculares (Gardezi et al., 2001; Terrer et al., 2010; Mark C. Brundrett y Tedersoo, 2018). El ciclo de vida de los HMA es relativamente simple, inicia con la germinación de una espora cuyas hifas ingresan por la rizodermis hasta llegar a las células corticales de la planta, la pared celular es penetrada donde el HMA producirá arbuscúlos y vesículas. Por último, el hongo forma hifas extraradicales que se extienden por el suelo donde esporulará nuevamente (Bucking, Liepold y Ambilwade, 2012).

Los arbuscúlos son estructuras de hifas en forma de árbol que se recubren por la membrana citoplasmática de la célula vegetal y toma el nombre de membrana periarbuscular siendo la estructura donde se produce el intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta. Las vesículas son estructuras con la función de guardar lípidos. (Bothe, Regvar y Turnau, 2010).

Los beneficios que provee la simbiosis micorrízica pueden ser aplicados a cultivos de plantas alimenticias. Los HMA mejoran el crecimiento de las plantas gracias al desarrollo de una red hifal que permite abarcar un mayor volumen de suelo para la absorción y transferencia de nutrientes como nitrógeno, fosforo, zinc, cobre, entre otros (Clark y Zeto, 2000; Van Der Heijden, Bruin, Luckerhoff, Van Logtestijn, y Schlaeppi, 2016). Los HMA son capaces de transferir agua a través de sus hifas permitiendo un mejor ajuste osmótico en las plantas e intercambio de gases, evitando y/o disminuyendo el estrés hídrico en las plantas (Ruiz-Sánchez et al., 2015). De esta forma, los HMA tienen la capacidad de reemplazar o disminuir el uso de fertilizantes químicos.

Además, son agentes biocontroladores de patógenos como *Fusarium oxysporum*, nematodos del género *Meloidogyne* y algunas especies de bacterias del género *Pseudomonas* (*P. solanacearum*, *P. woodsii*, *P. savastanoi* y *P. syringae*) (Palyzová et al., 2019). La colonización de las raíces

por los HMA evita el ingreso de patógenos endófitos al hospedero en un 50%, la planta adquiere resistencia y dificulta la infección por nematodos de acuerdo con Hao et al., 2012). Otro mecanismo de protección es la nutrición que le provee a la planta, pues el elevado estado nutricional dificulta la invasión del patógeno, de acuerdo con Claassens et al., (2017) y, en caso de una preexistencia del patógeno, los daños que recibe la planta se ven disminuidos (Veresoglou y Rillig, 2012). De esta forma, la inoculación con HMA permite una disminución en el uso de pesticidas químicos.

La disminución en el uso de agroquímicos es importante debido a los efectos negativos que su uso causa en el suelo, en la salud tanto de productores como de consumidores y al medio ambiente (Sabarwal, Kumar y Singh, 2018). Uno de los problemas que causan los residuos de pesticidas y fertilizantes químicos se produce cuando dichos desechos de nutrientes no asimilados por plantas son trasladados por acción de la lluvia produciendo un desbalance o lixiviación (Vargas et al., 2013). Se ha determinado que la presencia de agroquímicos en el suelo altera la microbiota rizosférica afectando negativamente la degradación de materia orgánica (Rojas y Bedoya, 2013). Los ambientes acuáticos se ven afectados por pesticidas causando una gran pérdida para la acuicultura (Carvalho, 2017). Producen enfermedades crónicas y/o degenerativas en personas al ser aplicados constantemente o en cantidades no recomendadas (Badii y Landeros, 2015).

Por otro lado, varios estudios han demostrado interacciones entre HMA y bacterias benéficas para el crecimiento de plantas, como las rizobacterias promotoras del crecimiento (PGPR por sus siglas en inglés). Las PGPRs tienen la capacidad de colonizar superficialmente la raíz o ingresar a las células de la raíz donde se pueden adherir al micelio de los HMA y proporcionar otros beneficios como hormonas de crecimiento y obtención de nutrientes (Artursson, Finlay y Jansson, 2006; Nadeem et al, 2014).

Se puede afirmar que el uso de HMA mejora el rendimiento de los cultivos agrícolas, aumentando la cantidad de raíces y el tamaño de las plantas

y el fruto. Además, las plantaciones son más resistentes al ataque por patógenos (Gonzales, Sosa y Díaz, 2012; Sáenz y Roque 2017).

En este contexto, cabe recalcar que Ecuador es un país productor de frutas, hortalizas, gramíneas y leguminosas y que en la última década el país ha aumentado la cantidad de agricultores orgánicos (Agrocalidad, 2018). Sin embargo, aún existen agricultores que utilizan fertilizantes y plaguicidas químicos por su relativo bajo costo y por falta de conocimiento de productos biológicos (Ramírez et al., 2013).

El tomate riñón es la fruta más cultivada en el mundo por su alta calidad nutricional y facilidad de cultivo (a nivel del mar o hasta 3.200 m.s.n.m.) en campo abierto o en invernadero (Palomo et al., 2010). Es una fruta proveniente de la familia *Solanaceae*, género *Solanum* y especie *Solanum lycopersicum*, originaria en Centroamérica y Sudamérica. En el Ecuador, se cultiva en la Sierra Central, especialmente en la provincia de Tungurahua, donde se encuentra el 60% de producción total de tomate (FAO, 2012). El cultivo de esta fruta tiene gran importancia tanto a nivel nacional como internacional, debido a las propiedades nutritivas, ya que, posee antioxidantes naturales como la vitamina C, provee de hierro a la sangre, ayudando a evitar enfermedades cardiovasculares. Existen varios productos obtenidos a partir del tomate riñón, como son los jugos, salsas, pastas y frutos deshidratados (Guevara y Alvarado, 2014).

Estudios sobre el efecto de HMA en cultivos de tomate riñón indican que, la asociación mejora la toma de nutrientes especialmente fósforo (Nagy et al., 2005), mejora la calidad del fruto (Nzanza, Marais y Soundy, 2011) confiere resistencia hacia suelos salinos y contaminados con cadmio (Hajiboland, Aliasgharzadeh, Laiegh y Poschernrieder, 2009; Copetta, Bardi, Vertonlone y Berta, 2011; Hashem et al., 2016)

Por otro lado, el maíz es una planta gramínea originaria de Mesoamérica, México y domesticada hace 10.000 años que pertenece a la familia *Poaceae*, genero *Zea* y especie *Zea mays* (Benz, 2001). Existe gran

cantidad de variedad con adaptabilidad a diversos suelos y condiciones climáticas (Falabella, Planella y Tykot, 2008). En el Ecuador, se produce principalmente en la Sierra y el maíz constituye uno de los principales granos por ser rico en hidratos de carbono y fibra, utilizado en gran cantidad de productos derivados como: harina, aceite, masa, tortillas, snacks, etc. (Farmagro, 2018). Este cultivo abarcó un total de 168.486 hectáreas (ha) en el año 2011 y se estima que su consumo *per cápita* es de 14,50 kg/año (INIAP, 2014).

Varios estudios han determinado que esta gramínea es capaz de formar simbiosis con HMA (Serralde y Ramirez, 2004; Uribe y Dzib, 2006; Jeske et al., 2018). El maíz es una de las plantas más dependientes de asociación con HMA, ya que pueden mejorar la calidad del grano, la planta y le confieren resistencia hacia la sequía (Bona et al., 2016). Se ha determinado que los principales nutrientes que absorbe el maíz con ayuda de HMA son nitrógeno y fósforo (Zhao et al., 2015).

Por su parte, el fréjol tipo vainita, es una leguminosa de la familia *Fabaceae*, género *Phaseolus* y especie *Phaseolus vulgaris* originaria de Mesoamérica, actualmente cultivada en alrededor de 150 países, por sus semillas o sus vainitas verdes (INIAP, 2014). Su importancia en la agricultura radica en que es fuente de antioxidantes, vitaminas, minerales como hierro, magnesio y potasio, y tiene un alto contenido proteico. Su principal uso es en ensaladas (Turkmen, Sari, Velioglu y Sedat, 2005). Además, su consumo ayuda a reducir la cantidad de azúcar en la sangre haciéndolo un alimento muy saludable (Abdul y Luan, 2000). En el Ecuador, es consumido principalmente por su alto contenido de fibra y proteína, y cultivado en la Región Interandina (Carchi, Imbabura, Pichincha, Tungurahua, Azuay y Loja) (INIAP, 2017).

Al igual que el tomate y el maíz, el fréjol tipo vainita tiene una gran capacidad de formar simbiosis con HMA y además con bacterias fijadoras de nitrógeno como *Rhizobium* (Peix, Bahena, Velázquez y Bedmar, 2015). Ibijbjen et al. (2004) sugieren que los HMA mejoran la absorción de nutrientes en las plantas de vainita, especialmente nitrógeno atmosférico y fósforo (Augé, 2004),

complementa señalando que las plantas de vainita asociadas con HMA presentan mayor resistencia a la desecación.

Como se puede apreciar, debido a los beneficios que los HMA proporcionan a las plantas, el uso de inoculantes micorrízicos tiene la capacidad de reemplazar a los fertilizantes y pesticidas químicos, especialmente debido a su toxicidad de estos últimos para los seres vivos el medio ambiente (Karam et al., 2004). Existen casos donde se utilizan excesivamente o se aplican productos discontinuados (FAO, 2015). De manera que, con los resultados obtenidos de la presente investigación, se podrá conocer el conjunto de HMA presentes en suelos seleccionados, que tengan resultados positivos en cultivos de tomate, maíz y frejol tipo vainita.

Este estudio pretende evaluar el crecimiento de tres cultivos de importancia económica y nutricional en el país, tomate riñón, maíz y vainita, cultivados con suelos provenientes de cultivos agrícolas orgánicos y suelos con poca o ninguna intervención antropogénica que contengan HMA como inóculo micorrízico. De manera que, con los resultados obtenidos, se podrá conocer el conjunto de HMA presentes en suelos seleccionados, que tengan resultados positivos en los cultivos antes mencionados.

3.1. OBJETIVOS

3.1.1 Objetivo General

Evaluar la eficiencia de inóculos micorrízicos obtenidos de diferentes suelos en cultivos agrícolas de ciclo corto a nivel de invernadero.

3.1.2 Objetivos Específicos

- Obtener hongos micorrízicos arbusculares a partir de suelos y raíces provenientes de cultivos orgánicos y suelos poco intervenidos o no intervenidos.
- Identificar la presencia de HMA mediante tinción de raíces y caracterización morfológica de esporas en las muestras de suelo.
- Evaluar el efecto de la inoculación de los HMA en plantas de tomate riñón, maíz y vainita, en condiciones de invernadero.

- Analizar los datos para establecer el mejor consorcio, mediante análisis estadístico de la varianza.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Recolección de las muestras

Un total de nueve muestras de suelo con raíces fueron tomadas al azar de Nayón, Puembo, Cotacachi y Nanegalito de manera aleatoria simple. Todas las muestras provienen de cultivos orgánicos y una muestra de suelo sin intervención humana, con la finalidad de obtener esporas que no estén adaptadas a ningún tipo de cultivo. Se recolectaron dos kilogramos de suelo con raíces por muestra en la rizosfera a una profundidad de hasta cinco centímetros y una distancia de hasta 15 centímetros lejos del tallo, a partir de cultivos de maíz (*Zea mays*), cebada (*Hordeum vulgare*), uvilla (*Physalis peruviana*) en Cotacachi, tomate riñón (*Solanum lycopersicum*), pimiento (*Capsicum annuum*), haba (*Vicia faba*), fréjol (*Phaseolus vulgaris*) en Puembo, árbol de limón (*Citrus x limón*) junto con sábila (*Aloe vera*) en Nayón y guaba (*Inga edulis*) (suelo sin intervención humana) en Nanegalito y se guardaron en fundas Ziploc®, etiquetadas con la fecha y localidad.

El muestreo se llevó a cabo en el mes de agosto del 2018 y las muestras fueron transportadas en cadena de frío al laboratorio de microbiología agrícola e industrial de la carrera de Microbiología localizado en el campus PUCE Nayón para su procesamiento inmediato.

4.2. Procesamiento de las muestras

4.2.1. Determinación de la presencia de hongos micorrízicos arbusculares

La presencia de esporas en suelo fue determinada utilizando la técnica descrita por Gerdemann y Nicholson (1963) y la presencia en raíces utilizando la técnica descrita por McGonigle (1990), que se detalla a continuación:

Se tomó un gramo de cada muestra para realizar tres lavados con agua potable y tres tamizados (poro de 60 micras) como se observa en la Figura 1, con el fin de retener las esporas de HMA, las cuales fueron trasvasadas con

agua destilada a placas Petri vacías, para ser observados por estéreo microscopio (Olympus) a un aumento de 4X.

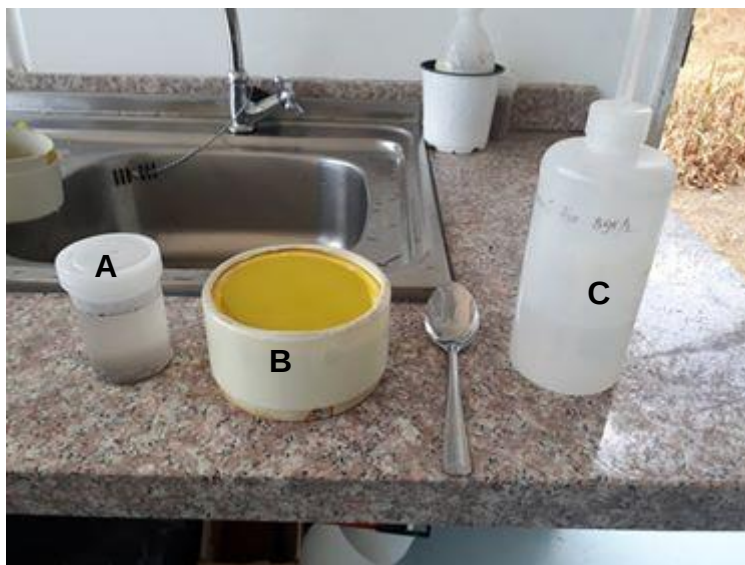


Figura 1. Materiales para el lavado de esporas. A: muestra a procesar; B: tamiz con porosidad de 60 micras; C: agua destilada.

Se realizó el recuento mediante el conteo de las esporas en cada campo de la placa Petri para seleccionar las muestras con mayor cantidad de esporas. Los inóculos con esporas de HMA se evalúan de acuerdo a la cantidad de esporas presentes. El inóculo con mayor cantidad indicará mayor probabilidad de obtener esporas viables que producirán simbiosis (Osorio et al, 2008).

La tinción de raíces se realizó en tubos Falcon de 10ml a partir de tres gramos de raíces con KOH al 10% hasta cubrir las raíces y fueron sometidas a 60 °C durante 50 minutos en baño María. Posteriormente, se trasvasó el KOH a un contenedor de desechos y se añadió HCl al 5% a las raíces hasta cubrir las raíces durante un minuto. Finalmente, se agregó tinta de estilógrafo azul (Lamy) hasta cubrir las raíces y se sometió a 60 °C durante 50 minutos en baño María.

Las raíces teñidas como se observa en la Figura 2 fueron vertidas en una placa Petri donde se cortaron en trozos de un centímetro de longitud. Los cortes de raíz se colocaron en placas portaobjetos en cinco hileras y se

cubrieron con cubreobjetos para observar las estructuras internas de las raíces e identificar hifas, arbuscúlos y vesículas, utilizando un microscopio compuesto (Olympus modelo BX53F) a un aumento de 10X.



Figura 2. Raíces sin teñir (izquierda) y raíces teñidas (derecha)

Se denominó a la muestra de uvilla proveniente de Cotacachi como el tratamiento uno, la mezcla de pimienta, haba, tomate y frejol de Puembo como el tratamiento dos, la mezcla de limón y sábila como tratamiento tres y la muestra de suelo sin intervención humana a partir de árbol de guaba proveniente de Nanegalito como el tratamiento cuatro.

4.3. Preparación del material para los ensayos

4.3.1. Estandarización del número de esporas

Para determinar el número de esporas por muestra, se utilizó la técnica anteriormente explicada (Gerdemann y Nicholson, 1963). El número esperado es 2000 esporas en cada maceta (Mozombite, 2018).

4.3.2. Identificación de esporas

Utilizando el mismo método para el conteo de esporas, se pesó un gramo de cada tratamiento para observar al estéreo microscopio. Cada espora observada fue identificada morfológicamente, tomando en cuenta su tamaño

mediante una retícula ocular graduada (0,1mm cada división en 1X; 0,01mm en 10X), color y cantidad de paredes utilizando los reactivos Polivinílico-Glicerol (PVLG) y Mezler como indican Schenck y Pérez (1990), y como referencia, el manual “*A species list with new families and new genera*”, hasta llegar a la identificación de género (Schüßler y Walker, 2010).

4.3.3. Preparación de las macetas

Un total de 150 macetas con capacidad de 600g fueron perforadas cinco veces en distintos lugares de la base como drenaje. Las macetas fueron rotuladas de acuerdo con el número y tipo de planta, así como con el tratamiento.

4.3.4. Desinfección de semillas

Semillas comerciales de maíz, vainita y tomate riñón fueron desinfectadas mediante tres lavados en hipoclorito de sodio (0,5%) durante 10 minutos. Entre cada lavado se enjuagaron las semillas en agua destilada estéril durante 10 minutos (García et al, 2008).

4.3.5. Determinación del porcentaje de germinación y germinación de semillas

Un total de 20 semillas desinfectadas de cada planta fueron colocadas en cajas Petri con algodón estéril y cubiertas con fundas de plástico negro. Estas cajas fueron revisadas y humedecidas con agua destilada diariamente hasta su germinación. Se relacionó el total de semillas germinadas con el total de semillas a germinar para calcular el porcentaje de germinación. Con esta información, se pregerminaron 50 semillas de cada tipo de planta una semana antes de empezar los ensayos.

4.3.6. Preparación del sustrato

Se adquirieron 10kg de arena volcánica de tres diferentes granulometrías. Se mezcló dos partes de arena de mayor granulometría con una parte de arena de volcánica de granulometría media y una parte de arena volcánica de menor granulometría. Todas las proporciones mezcladas pesaron

650g resultando en total de 2,6kg de sustrato. Esta mezcla se colocó en doble bolsa autoclavable con 50ml de agua destilada y fue sellada con una banda elástica. Este proceso se repitió hasta obtener 15 bolsas de sustrato autoclavado (121°C a una atmosfera durante 15 minutos) dos días antes de iniciar los ensayos (Greipsson et al., 2002).

4.3.7. Preparación del biocompost

El biocompost utilizado es una mezcla a base de materia orgánica y desechos del laboratorio de microbiología agrícola e industrial de PUCE Nayón (frutas, agares, etc.). Se tamizaron 30kg para eliminar raíces y material orgánico de gran tamaño. El biocompost fue trasvasado a bolsas autoclavables con 50ml de agua destilada y autoclavado de igual manera que el sustrato, dos días antes de iniciar los ensayos.

4.4. Preparación de los ensayos

A cada maceta se le colocó una placa Petri vacía en la base, se llenó con 200g de sustrato de arena volcánica y 200g de biocompost. La mezcla fue humedecida con agua destilada y una semilla germinada fue ubicada por maceta. La semilla fue cubierta con diferentes cantidades de suelo para cada tratamiento con la finalidad de que contenga aproximadamente un consorcio de 2000 esporas (tomando como referencia el cálculo previo de cuantas esporas contiene cada tratamiento en un gramo de suelo), este paso fue omitido en el caso de las plantas control. Finalmente, se agregó 100g de mezcla de biocompost y arena volcánica hasta 2cm antes del borde de la maceta. Las macetas fueron trasladadas del laboratorio hacia el invernadero de PUCE Nayón como se indica en la Figura 3.



Figura 3. Distribución de macetas en el invernadero de PUCE Nayón

4.5. Mantenimiento de las plantas y toma de datos

Las plantas fueron regadas con agua potable reposada pasando un día. Los valores obtenidos de cantidad de hojas y altura de la planta fueron tomados cada 15 días con una cinta métrica. El porcentaje de colonización fue obtenido observando 200 campos ópticos de raíces teñidas con la técnica descrita previamente por McGonigle (1990), utilizando un microscopio compuesto, y contado cuántos campos presentaron micorrización. Los datos sobre el peso seco al final del ensayo se obtuvieron colocando cada planta completa dentro de frascos previamente pesados. Las plantas se secaron durante 24 horas a 100 °C, posteriormente, cada planta fue pesada para obtener su peso seco. Finalmente, la contabilización de esporas por maceta se realizó con la técnica descrita previamente por Gerdemann y Nicholson (1963).

4.6. Confirmación de micorrización en los ensayos

Al final del ensayo (tres meses desde la siembra) se determinó la presencia de HMA dentro de las raíces. Se tomaron 0,5 gramos de raíz de cada planta para teñirlas de acuerdo a la técnica de McGonigle (1990), y la producción de esporas siguiendo la metodología de Gerdemann y Nicholson (1963) explicada previamente.

4.7. Análisis estadístico

Los datos fueron estudiados mediante el análisis estadístico de ANOVA y estadístico post hoc de Tukey, utilizando el programa SPSS 22, tomando en cuenta las variables altura de la planta, cantidad de hojas, peso seco, cantidad de esporas y porcentaje de colonización para cada tratamiento y tipo de planta.

5. RESULTADOS

5.1. Presencia de HMA en las muestras

Se obtuvieron nueve muestras de suelo de las cuales fueron utilizadas cuatro, por su alta cantidad de esporas en comparación a las demás muestras tomadas.

La muestra de uvilla proveniente de Cotacachi presentó la mayor cantidad de esporas (126 esporas en un gramo de suelo) por lo que fue utilizada como tratamiento uno, las muestras de Puembo se mezclaron y se utilizaron como tratamiento dos, la muestra de Nayón (64 esporas por gramo de suelo) fue utilizada como tratamiento tres y la menor cantidad de esporas se evidenció en la muestra de árboles de guaba proveniente de Nanegalito (28 esporas en un gramo de suelo), como indica la figura 4.

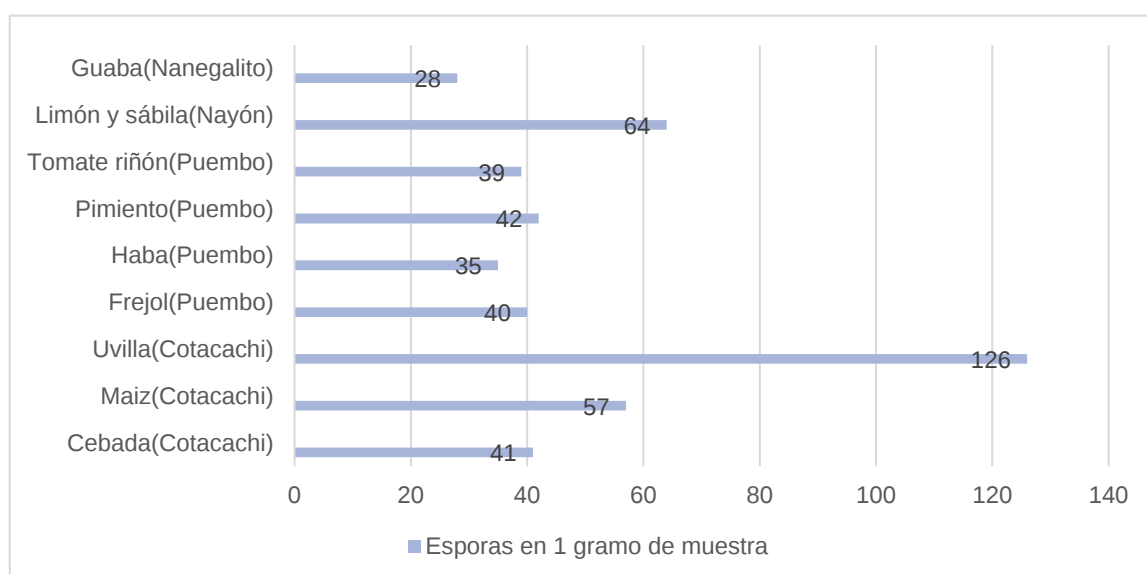
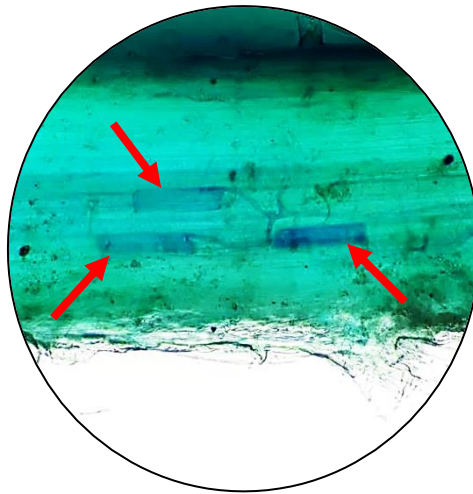


Figura 4. Cantidad de esporas de HMA encontradas en un gramo de muestra.

Las raíces teñidas de cada muestra presentaron colonización de HMA evidenciadas por la presencia de hifas como indica la figura 5, arbuscúlos como indica la figura 6 y vesículas como indica la figura 7.



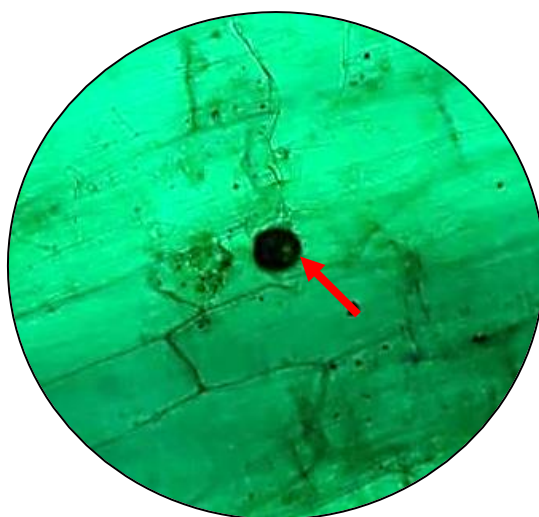
10x

Figura 5. Células radiculares de uvilla (Cotacachi) colonizadas por hifas de HMA. Tinción con tinta china.



10x

Figura 6. Arbúsculo en raíces de tomate riñón (Puembo).



10x

Figura 7. Vesícula en raíces de limón (Nayón).

5.3. Identificación morfológica de esporas de HMA

Siete géneros de HMA fueron encontrados y caracterizados en base a su tamaño, pared y coloración. Las fotografías se observan en microscopio compuesto a un aumento de 10X y en estéreo microscopio a 4x:

Se encontraron tres géneros diferentes de esporas de HMA en el tratamiento uno (muestra de uvilla proveniente de Cotacachi): *Acaulospora* (figura 8-A) de coloración rojo-anaranjada, tamaño de hasta 360 μm y de dos a tres paredes. *Gigaspora* (figura 8-B) por su color amarillo-café, su tamaño puede llegar hasta 44 μm y tres paredes. *Scutellospora* (Figura 8-C) por su coloración amarillo pálido, tamaño hasta 380 μm .

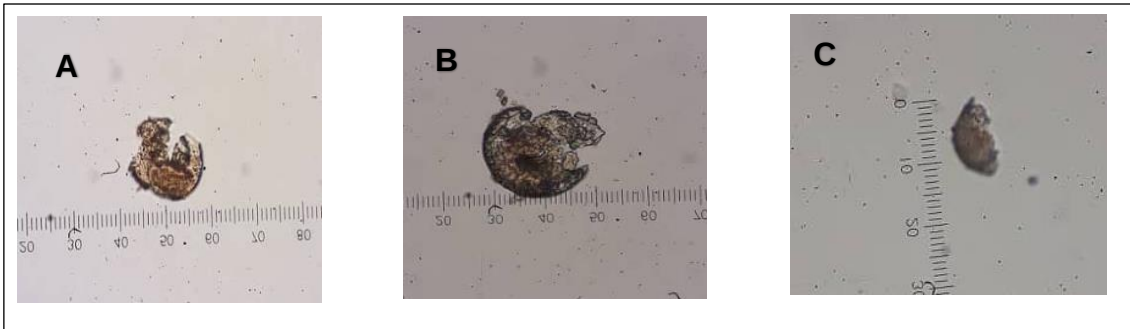


Figura 8. A: espora del género *Acaulospora*. B: espora del género *Gigaspora*. C: espora del género *Scutellospora*. Observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X

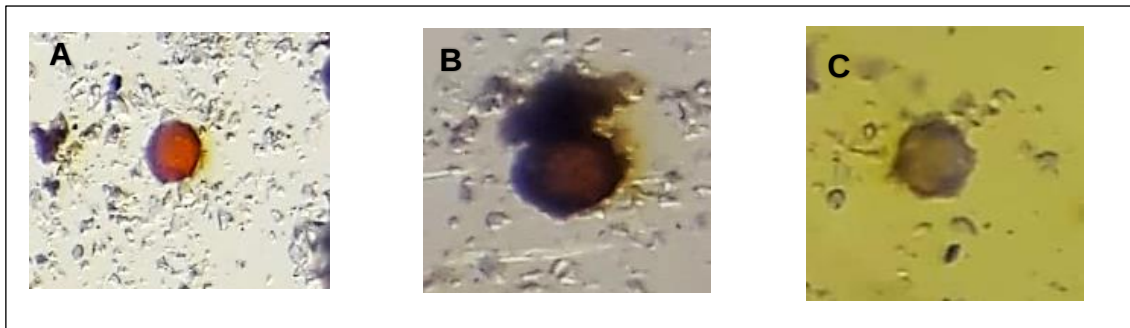


Figura 9. A: espora del género *Acaulospora*. B: espora del género *Gigaspora*. C: espora del género *Scutellospora*. Observadas en estéreo microscopio retícula en aumento de 4X

Se encontraron cuatro géneros diferentes de esporas de HMA en el tratamiento dos (muestras de pimiento, tomate riñón, fréjol y haba proveniente de Puembo): *Dentiscutata* (Figura 10-A), *Gigaspora* (Figura 10-B), por su coloración oscura, tamaño de hasta 520 μm y presenta hasta tres paredes. *Glomus* (Figura 10-C) por su color café pálido, su tamaño alcanza las 240 μm y presenta hasta tres paredes. *Racocetra* (Figura 10-D) por su coloración rojo-oscuro, tamaño de hasta 520 μm y hasta dos paredes.

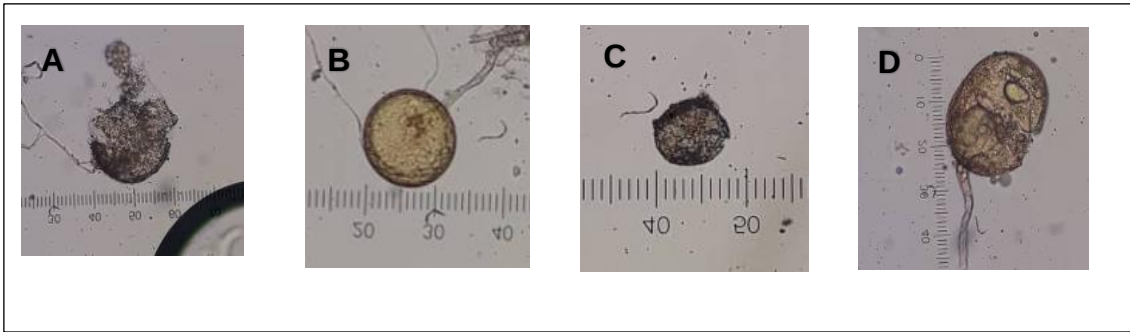


Figura 10. A: espora del género *Dentiscutata*. B: espora del género *Gigaspora*. C: espora del género *Glomus*. D: espora del género *Racocetra*. observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X

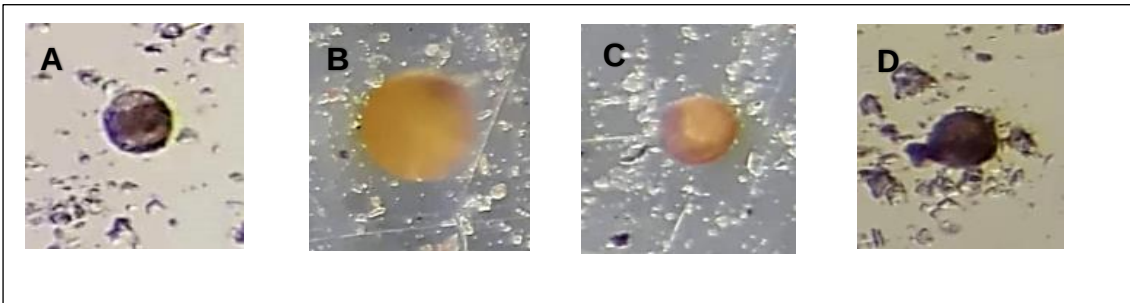


Figura 11 A: espora del género *Dentiscutata*. B: espora del género *Gigaspora*. C: espora del género *Glomus*. D: espora del género *Racocetra*. observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X

Se encontraron cuatro géneros diferentes de esporas de HMA en el tratamiento tres (muestras de limón y sábila proveniente de Nayón): *Claroideoglomus* (Figura 12-A) que se distingue por su color café-anaranjado, un tamaño de hasta 180 μm y hasta cuatro paredes. *Racocetra* (Figura 12-B), *Gigaspora* (Figura 12-C) y *Scutellospora* (Figura 12-D).

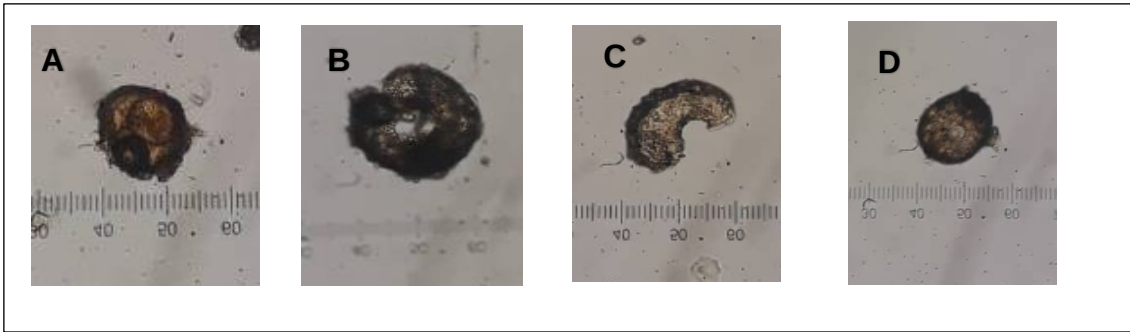


Figura 12. A: espora del género *Claroideoglomus*. B: espora del género *Racocetra*. C: espora del género *Gigaspora*. D: espora del género *Scutellospora*. Observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X

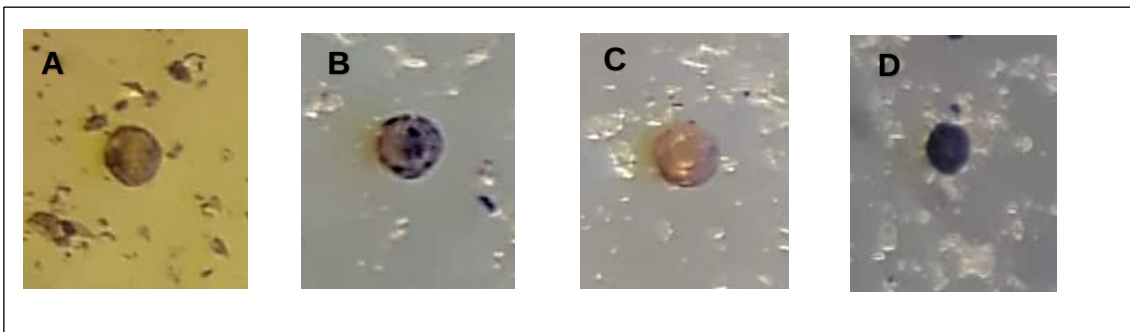


Figura 13. A: espora del género *Claroideoglomus*. B: espora del género *Racocetra*. C: espora del género *Gigaspora*. D: espora del género *Scutellospora*. Observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X

Se encontraron tres géneros diferentes de esporas de HMA en el tratamiento cuatro (muestra de árbol de guaba proveniente de Nayón): *Acaulospora* (Figura 14-A), *Glomus* (Figura 14-B), *Septoglomus* (Figura 14-C) por su color café anaranjado, tamaño de hasta 160 μm y dos paredes.

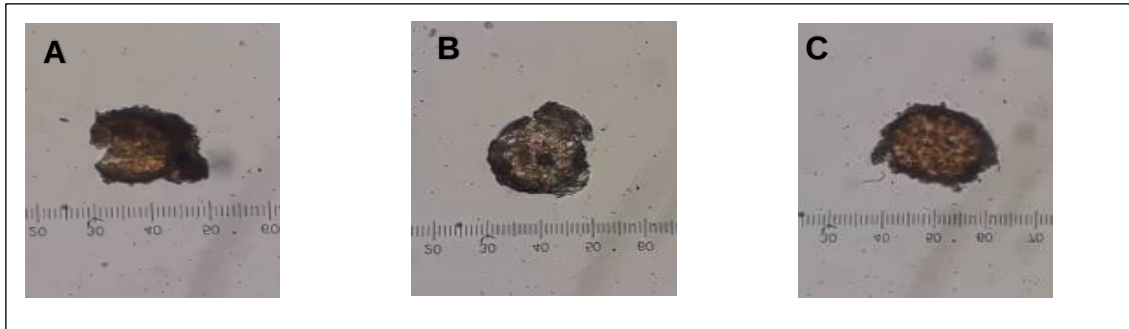


Figura 142. A: espora del género *Acaulospora*. B: espora del género *Glomus*. C: espora del género *Septoglomus*. Observadas en microscopio compuesto medidas con retícula en aumento de 10X

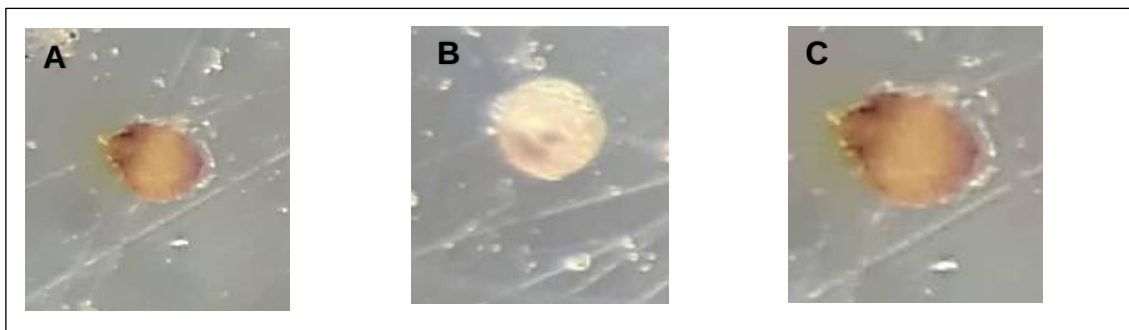


Figura 15. A: espora del género *Acaulospora*. B: espora del género *Glomus*. C: espora del género *Septoglomus*. Observadas en estéreo microscopio en aumento de 4X.

5.4. Determinación del mejor tratamiento como inóculo micorrízico

Los datos registrados se encuentran en el anexo A, el resultado del ANOVA y las tablas de prueba de Tukey se encuentran en el anexo B y C respectivamente, los análisis de variancia, el coeficiente de variación (CV) y la significancia se presentan en la tabla 1.

Todos los valores de C.V. se encontraron en el rango permitido ($<20\%$), con excepción del porcentaje de colonización en plantas de tomate, por lo que, se realizó una transformación de datos por arcoseno, obteniendo un valor menor al 20%. La variable número de hojas en maíz y vainita, al igual que la variable de peso seco en vainita, mostraron valores mayores a 0,05 (Anexo B, tablas 11, 12 y 13) lo que indica que, no existió una diferencia significativa entre los tratamientos (Sánchez, 2015). El tratamiento cuatro, demostró un mayor número de hojas en comparación a los demás tratamientos y el control en plantas de tomate, obteniendo un valor de 45,80 (Anexo C, tabla 26) en los promedios presentados en la prueba de Tukey (Anexo C).

Tabla 1. Coeficiente de variación y valor de significancia estadística de los tratamientos evaluados a partir de los datos resultantes de ANOVA (Anexo B).

Planta	Variable	C.V.	Significancia
Maíz	Número de hojas	7,5%	0,071 NS
	Altura	7,7%	0,000 **
	Peso seco	17,1%	0,000 **
	Número de esporas	13,7%	0,000 **
	Porcentaje de colonización	14,1%	0,000 **
Vainita	Número de hojas	9,0%	0,136 NS
	Altura	6,7%	0,000 **
	Peso seco	14,5%	0,481 NS
	Número de esporas	21%	0,000 **
	Porcentaje de colonización	19,2%	0,000 **
Tomate	Número de hojas	12,5%	0,000 **
	Altura	7,1%	0,000 **
	Peso seco	14,9%	0,000 **
	Número de esporas	17,9%	0,001 **
	Porcentaje de colonización	13,5%	0,000 **

NS = No significativo

* = Significativo

** = Altamente significativo

Con respecto a la altura de las plantas existen diferencias significativas (Anexo B tablas 14, 15 y 16) entre los tratamientos y el control, el tratamiento cuatro presentó el mayor valor (32,12) y el tratamiento uno el menor valor (25,38) (Anexo C tabla 27) en caso de maíz. En vainita el valor más grande se observó en el tratamiento cuatro (22,30) mientras que el tratamiento dos presentó el menor valor (17,05) (Anexo C, tabla 28), no se distingue un tratamiento con mejor resultado, solo en el caso de tomate se evidencia que los

tratamientos tres y cuatro presentan los mejores valores de 28,15 y 28,77 respectivamente (Anexo C, tabla 29).

De acuerdo con los datos obtenidos para peso seco en plantas de maíz y tomate, existen diferencias significativas entre los tratamientos y el control (Anexo C tablas 29 y 31) siendo el tratamiento dos cuatro y el control los que presentaron los mejores valores (66,57; 80,35 y 68,36 respectivamente) (Anexo C, tabla 30). Con respecto a plantas de vainita no existen diferencias significativas (Anexo B, tabla 18). En plantas de tomate, el control presentó un mayor peso seco con un valor de 33,55 mientras que, el tratamiento tres presentó el menor valor (19,76) (Anexo C, tabla 31).

Los valores obtenidos para la variable número de esporas en caso del maíz indican que el tratamiento uno junto con el tratamiento dos y tres presentaron los mejores resultados (215,40; 198,50 y 212,40 respectivamente) mientras que, el tratamiento cuatro presentó el menor valor (155,00) (Anexo C, tabla 32). Con respecto a vainita, el tratamiento dos obtuvo un valor de 236,75 siendo el mejor tratamiento y el menor valor se evidenció en el tratamiento uno (102,86) (Anexo C, tabla 33). Por último, en tomate los mejores resultados fueron del tratamiento cuatro y el tratamiento dos (261,80 y 291,00 respectivamente) mientras que, el tratamiento uno obtuvo el menor valor (193,00) (Anexo C, tabla 34).

El porcentaje de colonización en plantas de maíz, vainita y tomate presentan diferencias significativas entre los tratamientos (Anexo B, tablas 23, 24 y 25), el tratamiento cuatro presentó el valor más alto (52,10) y el tratamiento dos obtuvo el menor valor (37,60) (Anexo C, tabla 35). En plantas de vainita los tratamientos tres y cuatro presentaron los mejores resultados (41,00 y 46,78 respectivamente) (Anexo C, tabla 36) de igual manera en plantas de tomate (39,31 y 44,65 respectivamente) (Anexo C, tabla 37) mientras que, el tratamiento uno presentó el menor valor en ambos tipos de planta 12,57 (vainita) y 29,75 (tomate).

6. DISCUSIÓN

Los inóculos micorrízicos estudiados presentaron resultados promisorios, tal como lo reportan Oliviera et al., (2016), Ziane et al., (2017) y Ortas (2018), cuando utilizaron HMA como inóculo en plantas de importancia industrial.

Varios estudios han demostrado que, el uso de HMA en plantas causa un incremento en la biomasa, esto es evidenciado en cantidad de hojas, tamaño de planta, peso húmedo y peso seco principalmente en estudios en campo y en macetas (Berruti, Lumini y Valestrini, 2015; Syafruddin y Arabia, 2016; Kokkoris et al., 2019). Sin embargo, este estudio no evidencia un gran aumento de biomasa debido al uso de macetas pequeñas que limitaron su crecimiento, contrario a las macetas utilizadas en los estudios citados.

El tratamiento cuatro, proveniente de suelo sin intervención humana demostró ser el mejor, lo cual indica que, las esporas contenidas en este suelo (*Glomus* y *Acaulospora*), tienen una mayor afinidad por las plantas utilizadas (maíz, vainita y tomate) al verificarse la mayor colonización. Esto también se presenta en estudios sobre suelos sin intervención humana (sabana colombiana), donde encuentran una mayor diversidad de especies de *Glomus* y *Acaulospora* (Lovera y Cuenca, 2007; Benavides et al., 2012), que en suelos cultivados. En el presente estudio no se evidencia la diversidad de especies, ya que, solo se identificó a nivel de género.

De acuerdo con Affokpon et al., (2011), varios HMA del género *Glomus* obtuvieron un aumento del 24% en la producción de plantas de tomate (*Solanum lycopersicum*), en esta investigación se encontró que, en el tratamiento cuatro existen esporas del género *Glomus* y al igual que el estudio arriba citado, este tratamiento presentó los mejores resultados en plantas de tomate.

Diversos reportes confirman que *Glomus* aumenta el ingreso de fósforo en plantas de fréjol o vainita (*Phaseolus vulgaris*) jugando un papel muy importante en su crecimiento, lo cual fue evidenciado de igual manera en este estudio (Tajini et al., 2010; Safapour et al., 2011).

Usharani et al., (2014) concluye que, el uso de especies de *Glomus* y *Acaulospora* en plantas de maíz (*Zea mays*) incrementa su producción, lo que

concuerta con el tratamiento cuatro, que contiene ambos géneros de esporas. El género *Septoglomus* también es conocido por su habilidad de reducir el estrés oxidativo (Nguyen y Posta, 2019) y aumentar la resistencia hacia el shock de calor en plantas de tomate (Nguyen y Posta, 2018), mejorando su crecimiento, lo cual de igual manera fue evidenciado en este estudio.

El promedio del peso seco del control reportado en tomate (Anexo C, tabla 31), fue superior a la media de los tratamientos, creemos que esto se debe a factores ambientales (lluvia y granizo), que dañaron las plantas de vainita en su mayoría, alterando el peso final.

Con respecto a número de esporas en plantas de maíz, existen diferencias significativas entre los tratamientos agrupando a los tratamientos uno, dos y tres como los mejores (Anexo C, tabla 32). En plantas de vainita el tratamiento dos presentó el mejor resultado (Anexo C, tabla 33) y en plantas de tomate los tratamientos dos y cuatro presentaron los mejores valores (Anexo C, tabla 34).

El presente estudio concuerda con Syafruddin et al., (2016) quienes utilizaron un inóculo inicial de 10-20 esporas, y obtuvieron un incremento al final de sus ensayos, reportando una relación entre el inóculo inicial y la cantidad de esporas final.

De acuerdo con Syafruddin y Arabia (2016), el género *Glomus* presenta valores similares con el porcentaje de colonización del tratamiento cuatro de este estudio (Anexo C, tablas 35, 36 y 37). Los valores del resto de tratamientos reportados son bajos, esto se produce en géneros de HMA que tienen una mayor capacidad de producción de esporas, lo cual, es el caso en este estudio, donde el tratamiento cuatro presentó el menor número de esporas por gramo, pero el mayor porcentaje de colonización (Osorio et al., 2008; Restrepo et al., 2019).

El tratamiento cuatro proveniente de suelo sin intervención humana, contiene esporas con mayor capacidad simbiótica con las plantas utilizadas, presentando un gran porcentaje de colonización, incrementando el crecimiento de las plantas, lo que se reflejó en una mayor altura de plantas, producción

más rápida de fruto, evidenciándose especialmente en el caso del tomate y la vainita (Osorio et al, 2008).

Los ensayos fueron realizados en macetas de 600g de capacidad, esto limitó el crecimiento de las plantas de maíz, ya que, normalmente en suelo crecen hasta más de los dos metros de longitud (INIAP, 2014), esto también limitó el crecimiento de las hojas, lo mismo sucedió en las plantas de tomate.

Los ensayos empezaron con 2000 esporas o 3,3 esporas por gramo por maceta, esto se calculó tomando en cuenta la cantidad de esporas que se contó en un gramo de suelo de cada muestra y realizando una relación hacia 2000 esporas. Al finalizar los ensayos se registró que, el menor número de esporas por gramo fue 82 y el mayor 386, indicando una reproducción exitosa de esporas (Fernández et al, 2005). De igual manera al realizar la tinción de raíces se encontraron arbuscúlos e hifas mayormente.

No se realizó una identificación de los géneros que produjeron mayor colonización de las esporas al finalizar los ensayos, debido a que, el procedimiento consiste en utilizar cultivos trampa (pasto) e inocular una sola espora (cultivos monospóricos) de cada género encontrado, para después de dos meses aproximadamente, medir la producción de esporas y el porcentaje de colonización. Además, para estudiar específicamente cada espora por planta cultivada (maíz, vainita y tomate), se necesitaría otro cultivo monospórico para cada género y para cada planta, y después, tomar las mismas variables (altura, cantidad de hojas, peso seco, número de esporas y porcentaje de colonización). Estos ensayos pueden durar hasta un año y consumir una gran cantidad de recursos.

Las micorrizas se comercializan dentro de un sustrato que se prepara utilizando esporas de micorrizas conocidas por tener una mayor afinidad hacia un tipo específico de planta. Para determinar la afinidad, se evalúa el porcentaje de colonización y la cantidad de esporas en cultivos trampa y con las plantas en las que se busca mejorar su crecimiento, porcentaje de colonización y producción de esporas.

7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Los suelos evaluados lograron incrementar el crecimiento en las plantas de ciclo corto a nivel de invernadero. Lo que determina que pueden ser utilizados como biofertilizantes exitosos.

Se encontraron hifas, arbúsculos y vesículas dentro de las raíces presentes en las muestras de suelos poco intervenidos y de cultivos orgánicos seleccionados, así como esporas viables y en buena cantidad.

Los géneros *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, *Dentiscutata*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Racocetra*, *Septoglomus* y *Scutellospora* de HMA en las cuatro muestras, fueron identificados morfológicamente. Los géneros más comunes identificados entre las muestras son *Acaulospora*, *Gigaspora*, y *Glomus*, de los cuales se conoce varios estudios confirman su potencial como biofertilizante.

El análisis de la varianza (ANOVA) presenta al tratamiento dos como el mejor productor de esporas, sin embargo, las esporas presentes en el tratamiento cuatro demostraron mayor capacidad de adaptación y colonización, incrementando el crecimiento de las plantas y estableciéndolo como el mejor biofertilizante.

Se recomienda realizar un estudio a futuro para la determinación del género más efectivo por planta estudiada, mediante cultivos trampa, ya que, no pudo determinarse en esta investigación.

Confirmar los géneros identificadas de las micorrizas mediante biología molecular. De igual manera, realizar ensayos en plantas, registrando medidas al tiempo de cosecha o terminado el ciclo de vida de la planta. Por último, realizar análisis químico y microbiológico de los tratamientos utilizados con la finalidad de determinar elementos exteriores que puedan afectar positiva o negativamente la simbiosis entre HMA y plantas.

8. REFERENCIAS

- Abdul-Hamid, A. y Luan, Y. (2000). Functional properties of dietary fiber prepared from defatted rice bran. *Food chemistry*, 68(1), 15-19.
- Adenekan, O., Eneh, U., Achugbu, I. y Okpeze, E. (2019). Reforming Agriculture in Nigeria for Sustainable Food Security.
- Affokpon, A., Coyne, D. L., Lawouin, L., Tossou, C., Agbèdè, R. D., & Coosemans, J. (2011). Effectiveness of native West African arbuscular mycorrhizal fungi in protecting vegetable crops against root-knot nematodes. *Biology and fertility of soils*, 47(2), 207-217.
- Agrocalidad. (2015). Guía de buenas prácticas agrícolas para tomate riñón. Inocuidad de alimentos.
- Agrocalidad. (2018). En Ecuador más de 500 productos orgánicos están certificados. Extraído de: <http://www.agrocalidad.gob.ec/en-ecuador-mas-de-500-productos-organicos-estan-certificados/>
- Alenazi, M., Egamberdieva, y Ahmad, P. (2015). Arbuscular mycorrhizal fungi mitigate NaCl induced adverse effects on *Solanum lycopersicum* L. *Pak. J. Bot*, 47(1), 327-340.
- Artursson, V., Finlay, R. D. y Jansson, J. K. (2006). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and bacteria and their potential for stimulating plant growth. *Environmental microbiology*, 8(1), 1-10.
- Augé, R. (2004). Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Canadian Journal of Soil Science*, 84(4), 373-381.
- Badii, M. y Landeros, J. (2015). Plaguicidas que afectan a la salud humana y la sustentabilidad. *Cultura Científica y Tecnológica*, (19).
- Benavides, O., Pinargote, C., Silva, W., Zambrano, E., y Gutiérrez, V. (2011). Inoculación de *Brachiaria decumbens* con hongos formadores de micorriza arbuscular nativos del tropico humedo Ecuatoriano. *Ciencia y Tecnologia*, 4(2), 9–18.

- Benavides, O., Pinargote, C., Silva, F., Fiallos, R., Ávila, A. y Loja, E. (2012). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en Sistemas Agroforestales con cacao en el Trópico Húmedo Ecuatoriano. *agronomía mesoamericana*, 23(2), 233-239.
- Benz, B. (2001). Archaeological evidence of teosinte domestication from *Guilá Naquitz*, Oaxaca. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 98(4), 2104-2106.
- Berruti, A., Lumini, E., Balestrini, R. y Bianciotto, V. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: let's benefit from past successes. *Frontiers in microbiology*, 6, 1559.
- Bona, E., Scarafoni, A., Marsano, F., Boatti, L., Copetta, A., Massa, N. y Berta, G. (2016). Arbuscular mycorrhizal symbiosis affects the grain proteome of *Zea mays*: a field study. *Scientific Reports*, 6, 26439.
- Bothe, H., Regvar, M. y Turnau, K. (2010). Arbuscular mycorrhiza, heavy metal, and salt tolerance. In *Soil heavy metals* (pp. 87-111). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Brundrett, M., y Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*. <https://doi.org/10.1111/nph.14976>
- Bücking, H., Liepold, E. y Ambilwade, P. (2012). The role of the mycorrhizal symbiosis in nutrient uptake of plants and the regulatory mechanisms underlying these transport processes. In *Plant science*. IntechOpen.
- Camargo, S., Montaña, N., De la Rosa Mera, C., y Montaña Arias, S. (2012). Micorrizas: una gran unión debajo del suelo. *Revista Digital Universitaria*, 13(7), 19.
- Carvalho, F. (2017). Pesticides, environment, and food safety. *Food and Energy Security*, 6(2), 48-60.
- Chen, J., Li, Y., Wen, S., Rosanoff, A., Yang, G. y Sun, X. (2017). Magnesium fertilizer-induced increase of symbiotic microorganisms improves forage growth and quality. *Journal of agricultural and food chemistry*, 65(16), 3253-3258.
- Claassens, A., Nock, C., Van Zwieten, L. y Rose, T. (2017). Mycorrhizal fungi interactions with nutrients, pests and pathogens in sugarcane: a review.

In *Proceedings of the 39th Conference of the Australian Society of Sugar Cane Technologists* (p. 326).

- Copetta, A., Bardi, L., Bertolone, E. y Berta, G. (2011). Fruit production and quality of tomato plants (*Solanum lycopersicum* L.) are affected by green compost and arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant biosystems*, 145(1), 106-115.
- Cornejo, C. y Wilkie, A. (2010). De Estiércol a Energía - Captura de Metano en Ecuador. *Revista Tecnológica - ESPOL*, 23(1), 135–142.
- Clark, R. Á. y Zeto, S. K. (2000). Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *Journal of plant Nutrition*, 23(7), 867-902.
- Dearnaley, J. D. W., Martos, F. y Selosse, M. A. (2012). Fungal associations. *Orchid mycorrhizas: molecular ecology, physiology, evolution and conservation aspects*, 2.
- Falabella, F., Planella, M. T. y Tykot, R. H. (2008). El maíz (*Zea mays*) en el mundo prehispánico de Chile Central. *Latin American Antiquity*, 19(1), 25-46.
- Farmagro. (2018). La importancia del maíz en el Ecuador. Extraído de: <https://www.farmagro.com/noticias/149-la-importancia-del-ma%C3%ADz-en-el-ecuador>
- Fernández, K., Fernández, F., Rivera, R. y Olalde, V. (2005). Metodología para la germinación de esporas de *Glomus mosseae*. *Cultivos Tropicales*, 26(2), 11-16.
- García, J. C., Hernández, A., Acebo, Y. y Rives, N. (2008). Obtención de un nuevo método de desinfección de semillas de arroz. *Cultivos Tropicales*, 29(4), 55-59.
- Gardezi, A., Manuel, V., Alcalá, C., Ferrera, R., Mendoza, J., Pérez, C. y Larqué, M. (2001). Hongos micorrizicos arbusculares como componente de control biologico de la pudricion causada por *Fusarium* sp. en Gladiola. *Terra Latinoamericana*, 19(3), 259–264.
- Gerdemann, W., y Nicolson, H. (1963). Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*, 46(2), 235–244. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0)

- González, R. L., Sosa, B. N. y Díaz, R. B. (2012). Efecto de la aplicación de *Rhizobium* y *Mycorriza* en el crecimiento del frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) variedad CC-25-9 negro. *Centro Agrícola*, 39(4), 17-20.
- Greipsson, S., El-Mayas, H., Vestberg, M. y Walker, C. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi in sandy soils in Iceland. *Arctic, Antarctic, and Alpine Research*, 34(4), 419-427.
- Guevara, M. L. y Alvarado, A. (2014). Importancia, contribución y estabilidad de antioxidantes en frutos y productos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Avances en Investigación Agropecuaria*, 18(1).
- Hajiboland, R., Aliasgharzadeh, N., Laiegh, S. y Poschenrieder, C. (2010). Colonization with arbuscular mycorrhizal fungi improves salinity tolerance of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Plant and Soil*, 331(1-2), 313-327.
- Hashem, A., Abd_Allah, E. F., Alqarawi, A. A., Al Huqail, A. A., Egamberdieva, D. y Wirth, S. (2016). Alleviation of cadmium stress in *Solanum lycopersicum* L. by arbuscular mycorrhizal fungi via induction of acquired systemic tolerance. *Saudi journal of biological sciences*, 23(2), 272-281.
- Hao, Z., Fayolle, L., van Tuinen, D., Chatagnier, O., Li, X., Gianinazzi, S. y Gianinazzi-Pearson, V. (2012). Local and systemic mycorrhiza-induced protection against the ectoparasitic nematode *Xiphinema index* involves priming of defense gene responses in grapevine. *Journal of Experimental Botany*, 63(10), 3657-3672.
- Heijden, M., Martin, F., Selosse, M., y Sanders, I. (2015). Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present, and the future. *New Phytologist*, 205(4), 1406-1423. <https://doi.org/10.1111/nph.13288>
- Ibajbaj, J., Urquiaga, S., Ismaili, M., Alves, B., y Boddey, R. (1996). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition and nitrogen fixation of three varieties of common beans (*Phaseolus vulgaris*). *New phytologist*, 134(2), 353-360.
- INIAP. (2014). Maíz para grano y forraje. Materiales de siembra. Extraído desde: <http://tecnologia.iniap.gob.ec/images/rubros/contenido/maizs/iniap176-1.pdf>
- INIAP. (2014). Maíz suave. Extraído desde: <http://tecnologia.iniap.gob.ec/index.php/explore-2/mcereal/rmaizs>

- Jeske, E. S., Tian, H., Hanford, K., Walters, D. T. y Drijber, R. A. (2018). Long-term nitrogen fertilization reduces extraradical biomass of arbuscular mycorrhizae in a maize (*Zea mays* L.) cropping system. *Agriculture, ecosystems & environment*, 255, 111-118.
- Kokkoris, V., Hamel, C., & Hart, M. M. (2019). Mycorrhizal response in crop versus wild plants. *PloS one*, 14(8).
- Luna-Guevara, M. y Delgado-Alvarado, A. (2014). Importancia, contribución y estabilidad de antioxidantes en frutos y productos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Avances en Investigación Agropecuaria*, 18(1).
- Loján, P., Senés, C., Suárez, P., Kromann, P., Schüßler, A., y Declerck, S. (2017). Potato field-inoculation in Ecuador with *Rhizophagus irregularis*: no impact on growth performance and associated arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Symbiosis*, 73(1), 45–56. <https://doi.org/10.1007/s13199-016-0471-2>
- Lovera, M. y Cuenca, G. (2007). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y potencial micorrízico del suelo de una sabana natural y una sabana perturbada de la gran sabana, Venezuela. *Interciencia*, 32(2), 108-114.
- McGonigle, T. P., Miller, M. H., Evans, D. G., Fairchild, G. L., y Swan, J. A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular—arbuscular mycorrhizal fungi. *New phytologist*, 115(3), 495-501
- Mozombite, H. (2018). Efecto de consorcios de hongos micorrízicos arbusculares nativos, sobre la dinámica poblacional del nemátodo del nudo (*Meloidogyne incognita*) en plantones de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.).
- Nadeem, S. M., Ahmad, M., Zahir, Z. A., Javaid, A. y Ashraf, M. (2014). The role of mycorrhizae and plant growth promoting rhizobacteria (PGPR) in improving crop productivity under stressful environments. *Biotechnology advances*, 32(2), 429-448.
- Nagy, R., Drissner, D., Amrhein, N., Jakobsen, I. y Bucher, M. (2009). Mycorrhizal phosphate uptake pathway in tomato is phosphorus-repressible and transcriptionally regulated. *New Phytologist*, 181(4), 950-959.
- Nagy, R., Karandashov, V., Chague, V., Kalinkevich, K., Tamasloukht, M. y Bucher, M. (2005). The characterization of novel mycorrhiza-specific phosphate

transporters from *Lycopersicon esculentum* and *Solanum tuberosum* uncovers functional redundancy in symbiotic phosphate transport in solanaceous species. *The Plant Journal*, 42(2), 236-250.

Nguyen Hong, D. y Posta, K. (2018). Inoculation with *Septoglomus constrictum* improves tolerance to heat shock in tomato plants. *Columella: Journal of Agricultural and Environmental Sciences*, 5(2), 7-14.

Nguyen Hong, D. y Posta, K. (2019). Arbuscular mycorrhizal colonization alleviates oxidative stress in tomato plants under high-temperature stress.

Noda, Y., Martín, G., Matos, W., y Pentón, G. (2013). Effect of chemical and biological fertilization on the morphoagronomic yield of *Morus alba*. *Pastos y Forrajes*, 36(2), 190–196.

Nzanza, B., Marais, D. y Soundy, P. (2011). Tomato (*Solanum lycopersicum* L.) seedling growth and development as influenced by *Trichoderma harzianum* and arbuscular mycorrhizal fungi. *African Journal of Microbiology Research*, 5(4), 425-431.

Oliveira, R. S., Ma, Y., Rocha, I., Carvalho, M. F., Vosátka, M. y Freitas, H. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungi are an alternative to the application of chemical fertilizer in the production of the medicinal and aromatic plant *Coriandrum sativum* L. *Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A*, 79(7), 320-328.

Ortaş, İ. (2018, August). Effect of mycorrhizal inoculation on citrus seedling growth and nutrient uptake. In XXX International Horticultural Congress IHC2018: International Symposium on Water and Nutrient Relations and Management of 1253 (pp. 77-84).

Osorio, E., Sánchez, A., y Molano, F. (2008). Multiplicación de hongos micorriza arbuscular (HMA) y efecto de la micorrización en plantas micropropagadas de banano (Musa AAA cv. Gran Enano) (*Musaceae*). *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 61(1), 4279-4290.

- Palomo, I., Moore-Carrasco, R., Carrasco, G., Villalobos, P. y Guzmán, L. (2010). El consumo de tomates previene el desarrollo de enfermedades cardiovasculares y cáncer: antecedentes epidemiológicos y mecanismos de acción. *Idesia (Arica)*, 28(3), 121-129.
- Palyzová, A., Svobodová, K., Sokolová, L., Novák, J. Novotný, Č. (2019). Metabolic profiling of *Fusarium oxysporum* f. sp. *conglutinans* race 2 in dual cultures with biocontrol agents *Bacillus amyloliquefaciens*, *Pseudomonas aeruginosa*, and *Trichoderma harzianum*. *Folia microbiologica*, 64(6), 779-787.
- Peix, A., Ramírez-Bahena, M. H., Velázquez, E. y Bedmar, E. J. (2015). Bacterial associations with legumes. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 34(1-3), 17-42.
- Rajabzadeh, M. A., Haddad, F., Polgári, M., Fintor, K., Walter, H., Molnár, Z. y Gyollai, I. (2017). Investigation on the role of microorganisms in manganese mineralization from Abadeh-Tashk area, Fars Province, southwestern Iran by using petrographic and geochemical data. *Ore Geology Reviews*, 80, 229-249.
- Ramírez, M., Guerra, Y., Carrera, K., Asanza, M. y Rea, S. (2013). Efecto de abonos orgánicos en el cultivo de *Theobroma cacao* L. en vivero del “Recinto el Capricho”, Provincia de Napo, Ecuador. *Revista Amazónica Ciencia y Tecnología*, 2(1), 31-40.
- Restrepo, J., Montoya Correa, I., Jaramillo, P., Gutiérrez, A., y Molina Guzmán, L. P. (2019). Caracterización de hongos micorrízicos arbusculares de suelos ganaderos del trópico alto y trópico bajo en Antioquia, Colombia. *Idesia (Arica)*, (ahead).
- Rojas, L. y Bedoya, G. (2013). Efecto de la aplicación de agroquímicos en un cultivo de arroz sobre los microorganismos del suelo. *Acta Agronómica*, 62(1), 66-72.
- Sabarwal, A., Kumar, K., y Singh, P. (2018). Hazardous effects of chemical pesticides on human health—Cancer and other associated disorders. *Environmental toxicology and pharmacology*, 63, 103-114.
- Sáenz Hernández, U. N. y Nicoya Roque, I. C. (2017). Evaluación de la producción de cepas de micorrizas aisladas de la empresa Monte Rosa del departamento de Chinandega, utilizando tres sustratos (*Sorghum bicolor* L, *Zea mays*,

Saccharaum officinarum L) en el período de producción 2016-2017 (Doctoral dissertation).

- Safapour, M., Ardakani, M., Khaghani, S., Rejali, F., Zargari, K., Changizi, M., & Teimuri, M. (2011). Response of yield and yield components of three red bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes to co-inoculation with *Glomus intraradices* and *Rhizobium phaseoli*. *Am. Eurasian. J. Agric. Environ. Sci*, 11, 398-405.
- Sánchez, J. (2015). Introducción a la estadística en las ciencias biológicas. Publicidad Giro. Quito, Ecuador.
- Schüßler, A. y Walker, C. (2010). The *Glomeromycota*: a species list with new families and new genera. The Royal Botanic Garden Kew, Botanische Staatssammlung Munich, and Oregon State University, 19.
- Serralde, A. y Ramírez, M. (2004). Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 5(1), 31-40.
- Schenck, N.C. e Y. Pérez. 1990. Manual for the identification of mycorrhizal fungi. 3th ed. Synergistic Publications, Gainesville.
- Spatafora, J. W., Aime, M. C., Grigoriev, I. V., Martin, F., Stajich, J. E. y Blackwell, M. (2017). The fungal tree of life: from molecular systematics to genome-scale phylogenies. *The fungal kingdom*, 1-34.
- Syafruddin, S., y Arabia, T. (2016). Propagation techniques of mycorrhizal bio-fertilizer with different types of mycorrhiza inoculant and host plant in Entisol Aceh. *International J. Agricultural Research*, 11(2), 69-76.
- Tajini, F., Trabelsi, M., & Drevon, J. J. (2012). Combined inoculation with *Glomus intraradices* and *Rhizobium tropici* CIAT899 increases phosphorus use efficiency for symbiotic nitrogen fixation in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Saudi Journal of Biological Sciences*, 19(2), 157-163.
- Terrer, C., Vicca, S., Hungate, A., Phillips, P., y Prentice, C. (2016). Mycorrhizal association as a primary control of the CO₂ fertilization effect. *Science*, 353(6294), 72-74. doi:10.1126

- Turkmen, N., Sari, F. y Velioglu, Y. (2005). The effect of cooking methods on total phenolics and antioxidant activity of selected green vegetables. *Food chemistry*, 93(4), 713-718.
- Uribe, G. y Dzib, R. (2006). Micorriza arbuscular (*Glomus intraradices*), *Azospirillum brasilense* y *Brassinoesteroide* en la producción de maíz en suelo luvisol. *Agricultura técnica en México*, 32(1), 67-76.
- Usharani, G., Sujitha, D., Sivasakthi, S., & Saranraj, P. (2014). Effect of arbuscular Mycorrhizal (AM) fungi (*Glomus fasciculatum* L.) for the improvement of growth and yield of maize (*Zea mays* L.). *Central European Journal of Experimental Biology*, 3(2), 19-25.
- Van Der Heijden, M. G., De Bruin, S., Luckerhoff, L., Van Logtestijn, R. S. y Schlaeppi, K. (2016). A widespread plant-fungal-bacterial symbiosis promotes plant biodiversity, plant nutrition and seedling recruitment. *The ISME journal*, 10(2), 389-399.
- Vargas, R. (2013). Metodología de análisis del riesgo por contaminación de agroquímicos: cuenca del Río San Blas, Costa Rica. *Revista Costarricense de Salud Pública*, 22(1), 34-44.
- Veresoglou, S. D. y Rillig, M. C. (2012). Suppression of fungal and nematode plant pathogens through arbuscular mycorrhizal fungi. *Biology letters*, 8(2), 214-217.
- Wang, M., Schäfer, M., Li, D., Halitschke, R., Dong, C., McGale, E. y Heiling, S. (2018). Blumenols as shoot markers of root symbiosis with arbuscular mycorrhizal fungi. *Elife*, 7, e37093.
- Zhao, R., Guo, W., Bi, N., Guo, J., Wang, L., Zhao, J. y Zhang, J. (2015). Arbuscular mycorrhizal fungi affect the growth, nutrient uptake and water status of maize (*Zea mays* L.) grown in two types of coal mine spoils under drought stress. *Applied Soil Ecology*, 88, 41-49.
- Ziane, H., Meddad-Hamza, A., Beddiar, A. y Gianinazzi, S. (2017). Effects of arbuscular mycorrhizal fungi and fertilization levels on industrial tomato growth and production. *International Journal of Agriculture and Biology*, 19(2).

9. ANEXOS

A. Datos obtenidos desde el mes de octubre hasta diciembre 2018.

Tabla 2. Número de hojas registrado el 5 de octubre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	3	3	4	4	2	2	2	2	2	2	2	4	2	4	2
2	3	4	4	4	3	2	2	2	2	2	1	2	2	3	2
3	3	4	4	4	3	2	2	2	4	2	3	2	2	4	2
4	3	3	4	4	3	2	2	2	2	2	2	2	2	4	2
5	3	4	3	4	3	2	2	2	2	2	2	2	4	6	4
6	3	4	3	3	3	2	2	2	2	2	3	2	3	5	2
7	3	4	4	3	4	2	2	2	2	2	4	4	1	4	4
8	3	4	3	3	3	2	2	2	2	2	4	2	2	2	4
9	3	4	3	4	3	2	2	2	2	2	2	4	2	4	2
10	3	4	4	4	4	2	3	2	2	2	2	4	2	3	2

Tabla 3. Número de hojas registrado el 5 de noviembre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	6	6	6	5	6	-	-	12	11	14	-	34	26	41	33
2	6	7	6	6	6	-	6	11	11	-	-	34	-	45	32
3	6	6	6	4	6	-	-	-	11	14	33	34	27	43	33
4	6	6	6	6	6	-	11	11	11	11	34	36	38	47	34
5	7	6	6	6	7	-	11	-	11	11	33	30	34	44	34
6	7	6	6	6	7	12	11	11	11	11	34	-	29	40	36
7	6	6	6	6	6	-	11	11	11	11	28	37	36	45	32
8	6	6	5	6	6	-	11	12	11	11	34	32	38	46	38
9	6	6	6	6	6	11	11	11	11	11	18	38	34	40	34
10	6	6	6	6	6	-	11	11	11	11	30	38	34	45	32

Tabla 4. Número de hojas registrado el 5 de diciembre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	6	6	6	5	6	11	-	12	11	14	-	24	31	43	29
2	6	7	6	6	6	-	6	11	11	-	-	34	-	47	21
3	6	6	6	4	6	-	-	11	11	14	-	34	32	45	33
4	6	6	6	6	6	-	11	11	11	11	21	36	31	48	34
5	7	6	6	6	7	11	11	-	11	11	29	30	34	46	34
6	7	6	6	6	7	11	11	11	11	11	21	-	-	42	23
7	6	6	6	6	6	11	11	11	11	11	-	37	36	47	32
8	6	6	5	6	6	11	11	12	11	11	37	32	29	48	38
9	6	6	6	6	6	11	11	11	11	11	32	38	34	43	29
10	6	6	6	6	6	11	11	11	11	11	30	31	28	49	27

Tabla 5. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de octubre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	7	12,5	12,3	11,5	8	5,2	6,3	3,7	8,6	9,8	2	5,4	2	4,3	4,6
2	10	14,3	13,2	11	10	6	7	4,5	8	7,5	2,7	3,4	1,5	5,2	3,5
3	10	9	13	13	11	5,4	7,2	6,1	9,6	8	5,1	3,9	1,5	4,7	4,2
4	10	10,7	11,5	12,7	12,4	5,3	7,6	7,4	10	9	3,9	3,5	2	6,7	3
5	8	10,2	10,9	10,6	11	6,1	9	6	7,9	10,3	5	2,7	4,4	7,5	4,4
6	9,5	12,5	10	12,3	10,4	6	6,8	5,8	9,2	9,1	5,7	3,8	4	6,2	3,3
7	10,5	11,9	11,2	11,3	12	5,8	9	9,1	7	6,4	5,2	4,2	5,4	6,4	4,7
8	14,4	12,6	9,5	9,8	11,1	6	8	9,1	11	7,3	6,1	3,7	4,2	4,9	4,5
9	9,3	12,7	13,1	11,9	12,3	7	5,5	8,3	7,2	9,2	4,9	5	3,3	6,1	5,1
10	7,2	10,4	12	13	7	6,3	8,2	7,1	10	8,7	3	4,7	3,2	3,9	3,1

Tabla 6. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de noviembre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	23,4	28,5	29,1	28,5	25,2	-	-	19,2	21	20,8	-	22	16,3	21,3	20,5
2	26,5	33,2	28,5	31,3	29,3	19,6	16,7	20	22,3	-	-	19,4	-	23,5	18,2
3	25,9	26	29,2	33,5	27,1	-	-	-	21,4	23,2	23,4	21,9	16,2	21,1	19,5
4	26,4	32,1	29	35,1	30,5	-	19	18,1	22,6	22,5	21,5	21,5	18	20,6	19,8
5	27	27,9	29,9	33,8	33	21,1	17,2	-	23,7	22,1	23,6	20,8	22,5	21,2	20,7
6	23,5	28,2	29,4	34	29,8	22	16,8	22,1	23,9	20,7	23,1	-	21,3	19,8	18,4
7	25,9	31	31,3	32,7	32,6	21,6	16,4	21,8	22,8	18,2	25,2	22,1	21,8	22,7	19
8	26,2	31,5	30,9	33,5	31,9	21,3	17,1	22,6	22,5	19,3	23,7	21,6	20,1	20	22,5
9	23,7	31,3	31,5	29,2	32,1	21,5	17	21,4	21,3	20	22,1	23	21,6	21,8	20,6
10	25,3	37,8	30,7	29,6	29,4	22,3	16,2	20,7	21,5	17,1	20,1	23,7	20,8	20,6	18,7

Tabla 7. Altura registrada en centímetros (cm) el 5 de diciembre de 2018

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	23,4	28,5	29,1	28,5	25,2	20,3	-	19,2	21	20,8	-	23,5	28,2	28	21,3
2	26,5	33,2	28,5	31,3	29,3	-	16,7	20	22,3	-	-	24,7	-	28,5	18,2
3	25,9	26	29,2	33,5	27,1	-	-	18,2	21,4	23,2	-	26,1	28	26,8	22,5
4	26,4	32,1	29	35,1	30,5	-	19	18,1	22,6	22,5	29,8	28,3	26,5	26,2	22
5	27	27,9	29,9	33,8	33	21,1	17,2	-	23,7	22,1	27,4	28,5	28,3	28,3	22,8
6	23,5	28,2	29,4	34	29,8	22	16,8	22,1	23,9	20,7	28,1	-	-	29,1	22,3
7	25,9	31	31,3	32,7	32,6	21,6	16,4	21,8	22,8	18,2	-	27	28,4	29,8	23,4
8	26,2	31,5	30,9	33,5	31,9	21,3	17,1	22,6	22,5	19,3	26,1	24,2	27,9	30,2	21
9	23,7	31,3	31,5	29,2	32,1	21,5	17	21,4	21,3	20	22,1	23	29	30,3	21,1
10	25,3	37,8	30,7	29,6	29,4	22,3	16,2	20,7	21,5	17,1	22,2	25,4	28,9	30,5	19,8

Tabla 8. Peso seco en gramos (g) de parte aérea y raíz de las plantas

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	39,3	69,3	55,7	68,6	52,6	32	-	18,3	20,9	21,3	-	18,4	19,5	21,9	40,5
2	51,8	71,4	63,9	77,2	82	-	18,6	24,5	20,7	-	-	19,3	-	22,7	31,1
3	54,5	66,2	43,4	92,6	50,5	-	-	18,4	24,7	19,4	-	19,5	19,4	20,2	41,2
4	23,5	53,5	56,4	98,1	68,4	-	19,8	19,3	23	17,6	18,6	19,9	19,9	20,8	41,2
5	73,9	73,5	81,6	77,8	72,6	16,9	18,8	-	23,1	17	22	20,9	21,2	27,2	37,4
6	37,6	70,6	74,3	65,7	64,2	19,4	25,7	22,6	20,1	21,3	20,1	-	-	26,5	31,7
7	55,1	71,1	70,2	82,2	75,8	24,5	19,8	26,4	23,1	24,1	-	27	18,3	22,2	31,7
8	54,3	81	63,7	85,5	75,8	21,3	19,7	20,5	22,3	20	19	19,3	19,3	21,4	31,8
9	34,7	53,9	53,7	84,1	69	25,4	21,4	23	17,3	19,1	19,4	20	20,2	21,7	23,3
10	43,2	55,2	67	71,7	72,7	17	18,5	19,6	20,8	19	20,7	20	20,3	22,3	25,6

Tabla 9. Contabilización de esporas por gramo de suelo

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	165	213	190	134	-	82	-	147	162	-	-	238	183	256	-
2	276	207	231	157	-	-	187	155	202	-	-	251	-	238	-
3	239	194	213	179	-	-	-	138	177	-	-	330	179	297	-
4	184	187	241	173	-	-	373	157	121	-	227	341	163	194	-
5	181	175	180	128	-	108	205	-	157	-	203	386	221	316	-
6	260	213	174	156	-	111	248	168	119	-	186	-	-	258	-
7	215	226	216	162	-	119	245	171	134	-	-	288	237	201	-
8	225	188	249	135	-	123	196	161	158	-	195	286	206	232	-
9	183	162	197	185	-	95	223	153	110	-	169	224	247	280	-
10	226	220	233	141	-	82	217	159	136	-	178	275	275	346	-

Tabla 10. Porcentaje de colonización (%) de raíces por planta

	Maíz					Vainita					Tomate				
	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C	T1	T2	T3	T4	C
1	36%	34%	41%	50%	-	15%	-	41%	67%	-	-	42%	31%	62%	-
2	40%	29%	48%	42%	-	-	25%	39%	59%	-	-	37%	-	64%	-
3	49%	41%	45%	55%	-	-	-	33%	55%	-	-	34%	47%	59%	-
4	39%	46%	36%	50%	-	-	30%	35%	43%	-	25%	32%	54%	42%	-
5	59%	30%	36%	48%	-	9%	25%	-	45%	-	22%	48%	49%	47%	-
6	42%	33%	48%	49%	-	12%	32%	37%	39%	-	27%	-	-	52%	-
7	51%	45%	43%	60%	-	12%	28%	49%	45%	-	-	30%	31%	43%	-
8	46%	37%	39%	57%	-	10%	27%	37%	51%	-	25%	37%	30%	52%	-
9	42%	39%	50%	57%	-	17%	29%	52%	35%	-	21%	25%	28%	35%	-
10	31%	42%	46%	53%	-	13%	33%	46%	41%	-	28%	29%	53%	38%	-

B. Análisis de varianza para la determinación de diferencias estadísticas entre tratamientos

Tabla 11. Análisis de varianza número de hojas maíz

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	1,880	4	0,470	2,324	0,071NS
Dentro de grupos	9,100	45	0,202		
Total	10,980	49			

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

Tabla 12. Análisis de varianza número de hojas vainita

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	7,360	4	1,840	1,868	0,136NS
Dentro de grupos	37,431	38	0,985		
Total	44,791	42			

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

Tabla 13. Análisis de varianza número de hojas tomate

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	1785,582	4	446,395	24,209	0,000**
Dentro de grupos	700,697	38	18,439		
Total	2486,279	42			

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

Tabla 14. Análisis de varianza altura de planta maíz

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	258,271	4	64,568	12,538	0,000**
Dentro de grupos	231,731	45	5,150		
Total	490,002	49			

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

Tabla 15. Análisis de varianza altura de planta vainita

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	133,529	4	33,382	17,697	0,000**
Dentro de grupos	71,679	38	1,886		
Total	205,208	42			

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

Tabla 16. Análisis de varianza altura de planta tomate

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	322,440	4	80,610	23,965	0,000**
Dentro de grupos	127,820	38	3,364		
Total	450,260	42			

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

Tabla 17. Análisis de varianza peso seco maíz

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	5850,205	4	1462,551	11,851	0,000**
Dentro de grupos	5553,548	45	123,412		
Total	11403,753	49			

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

Tabla 18. Análisis de varianza peso seco vainita

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	33,316	4	8,329	0,887	0,481NS
Dentro de grupos	356,666	38	9,386		
Total	389,982	42			

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

Tabla 19. Análisis de varianza peso seco tomate

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	1280,825	4	320,206	25,503	0,000**
Dentro de grupos	477,122	38	12,556		
Total	1757,947	42			

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

Tabla 20. Análisis de varianza número de esporas maíz

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	23307,475	3	7769,158	10,813	0,000**
Dentro de grupos	25865,300	36	718,481		
Total	49172,775	39			

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

Tabla 21. Análisis de varianza número de esporas vainita

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	71523,638	3	23841,213	20,747	0,000**
Dentro de grupos	34474,979	30	1149,166		
Total	105998,618	33			

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

Tabla 22. Análisis de varianza número de esporas tomate

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	45827,161	3	15275,720	7,914	0,001**
Dentro de grupos	55976,475	29	1930,223		
Total	101803,636	32			

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

Tabla 23. Análisis de varianza porcentaje de colonización maíz

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	1074,200	3	358,067	9,251	0,000**
Dentro de grupos	1393,400	36	38,706		
Total	2467,600	39			

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

Tabla 24. Análisis de varianza porcentaje de colonización vainita

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	5349,037	3	1783,012	43,048	0,000**
Dentro de grupos	1201,145	29	41,419		
Total	6550,182	32			

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

Tabla 25. Análisis de varianza porcentaje de colonización tomate

ANOVA

	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Entre grupos	893,207	3	297,736	11,082	0,000**
Dentro de grupos	779,151	29	26,867		
Total	1672,358	32			

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

C. Pruebas de comparaciones múltiples de Tukey para la determinación del mejor promedio de cada variable en estudio

Tabla 26. Promedios de número de hojas tomate

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T1	6	28,33	
C	10	30,00	
T3	8	31,88	
T2	9	32,89	
T4	10		45,80
Sig.		0,217	1,000

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,295.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 27. Promedios de altura de planta de maíz

HSD Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T1	10	25,380	
T3	10		29,950
C	10		30,090
T2	10		30,750
T4	10		32,120
Sig.		1,000	0,222

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 10,000.

Tabla 28. Promedios de altura de planta de vainita

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T2	8	17,050	
C	9		20,433
T3	9		20,456
T1	7		21,443
T4	10		22,300
Sig.		1,000	0,058

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,473.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 29. Promedios de altura de planta de tomate

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
C	10	21,440		
T2	9		25,633	
T1	6		25,950	
T3	8		28,150	28,150
T4	10			28,770
Sig.		1,000	0,059	0,958

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,295.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 30. Promedios de peso seco maíz

HSD Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T1	10	46,790		
T3	10		62,990	
T2	10		66,570	66,570
C	10		68,360	68,360
T4	10			80,350
Sig.		1,000	0,815	0,059

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 10,000.

Tabla 31. Promedios de peso seco tomate

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T3	8	19,763	
T1	6	19,967	
T2	9	20,478	
T4	10	22,690	
C	10		33,550
Sig.		0,456	1,000

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,295.
- b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 32. Promedios de número de esporas maíz

HSD Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T4	10	155,00	
T2	10		198,50
T3	10		212,40
T1	10		215,40
Sig.		1,000	0,502

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

- a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 10,000.

Tabla 33. Promedios de número de esporas vainita

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T1	7	102,86		
T4	10	147,60	147,60	
T3	9		156,56	
T2	8			236,75
Sig.		0,053	0,949	1,000

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,351.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 34. Promedios de número de esporas tomate

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T1	6	193,00		
T3	8	213,88	213,88	
T4	10		261,80	261,80
T2	9			291,00
Sig.		0,780	0,154	0,555

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 7,956.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 35. Promedios de porcentaje de colonización maíz

HSD Tukey^a

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
T2	10	37,60	
T3	10	43,20	
T1	10	43,50	
T4	10		52,10
Sig.		0,166	1,000

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 10,000.

Tabla 36. Promedios de porcentaje de colonización vainita

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T1	7	12,57		
T2	8		28,63	
T3	9			41,00
T4	9			46,78
Sig.		1,000	1,000	0,288

Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 8,162.

b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

Tabla 37. Promedios de porcentaje de colonización tomate

HSD Tukey^{a,b}

Tratamientos	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
T1	6	29,7502		
T2	9	36,1213	36,1213	
T3	8		39,3182	39,3182
T4	10			44,6530
Sig.		0,090	0,613	0,193

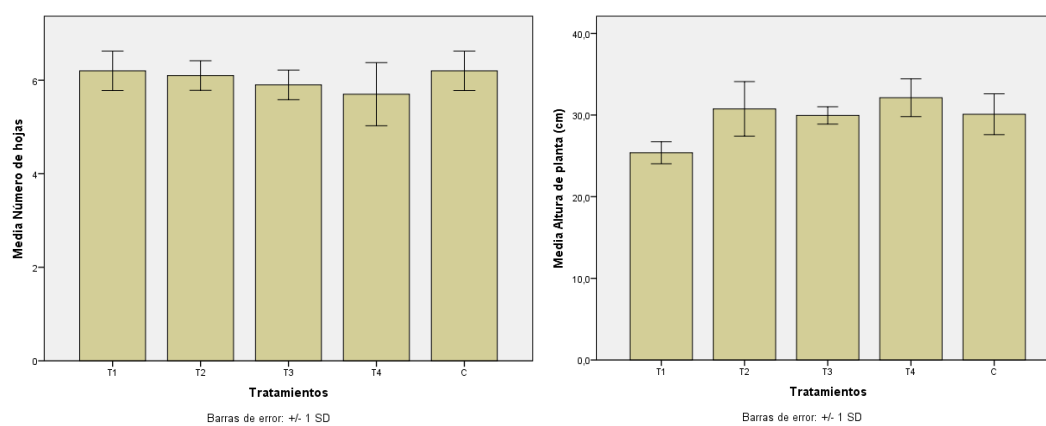
Se visualizan las medias para los grupos en los subconjuntos homogéneos.

a. Utiliza el tamaño de la muestra de la media armónica = 7,956.

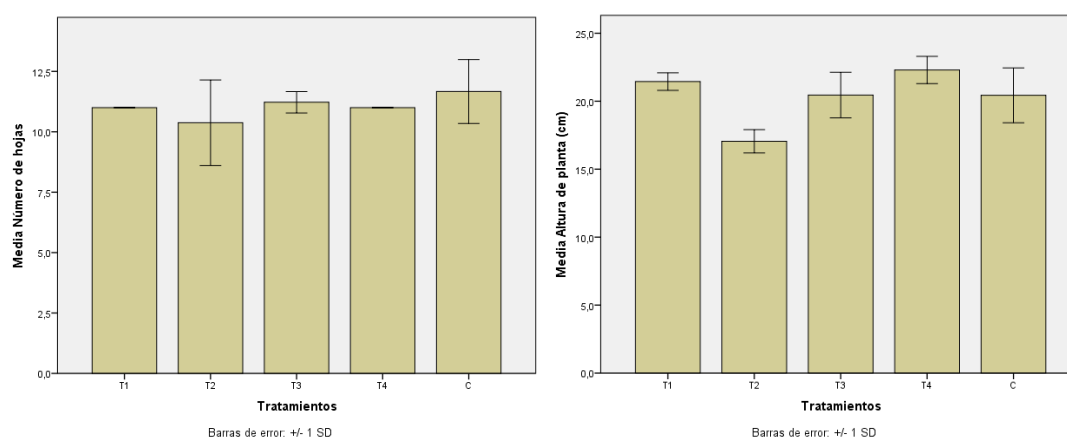
b. Los tamaños de grupo no son iguales. Se utiliza la media armónica de los tamaños de grupo. Los niveles de error de tipo I no están garantizados.

D. Gráficos de las comparaciones múltiples de Tukey, para las medias de tratamientos y el control.

A) Maíz



B) Vainita



C) Tomate

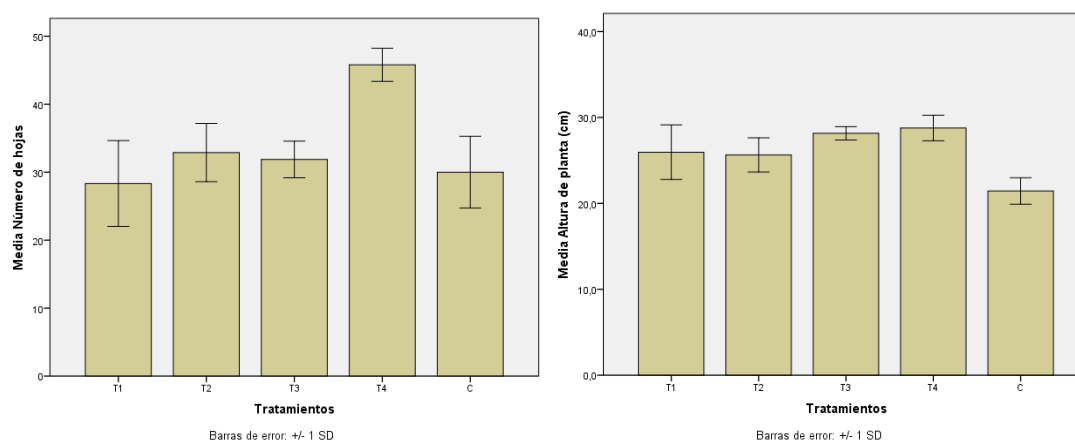
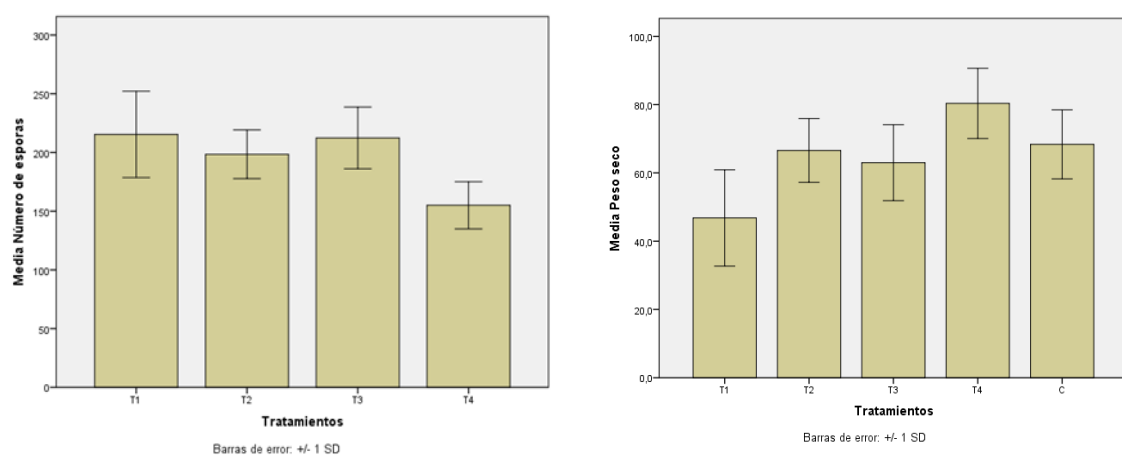
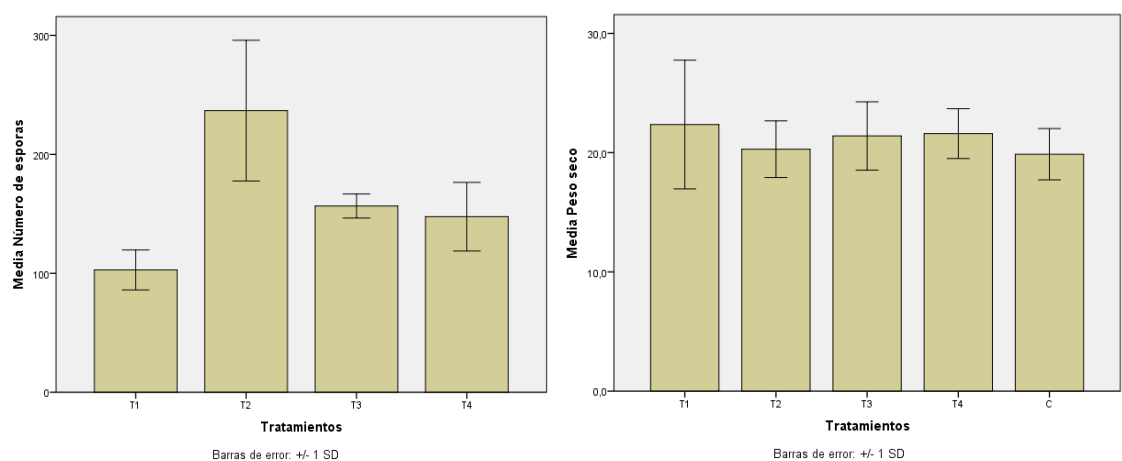


Figura 16. Promedio de número de hojas y altura de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate

A) Maíz



B) Vainita



C) Tomate

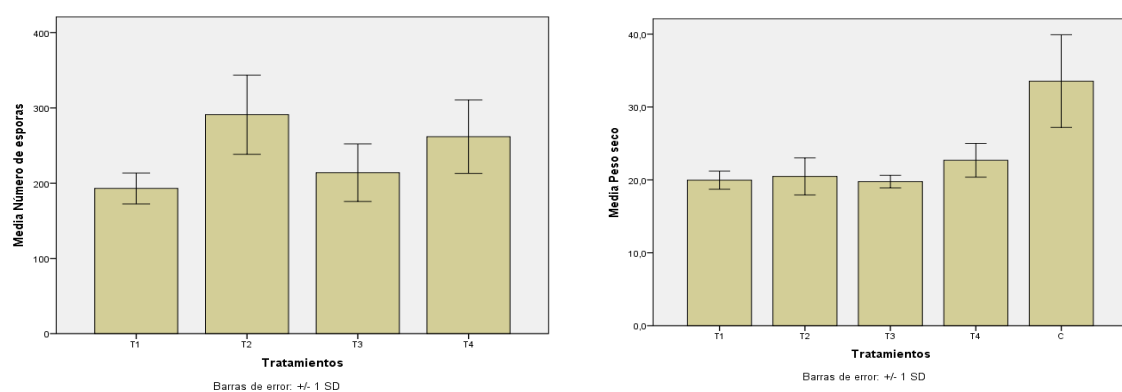
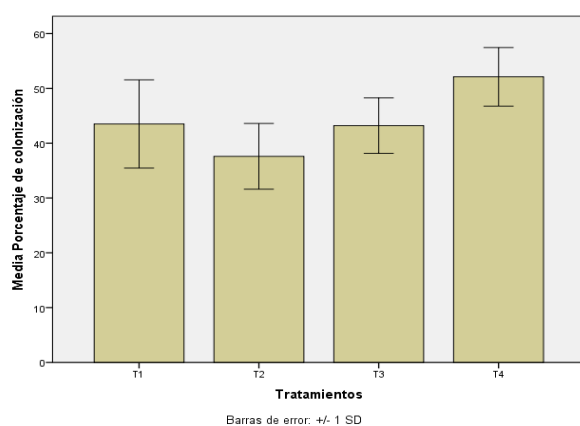
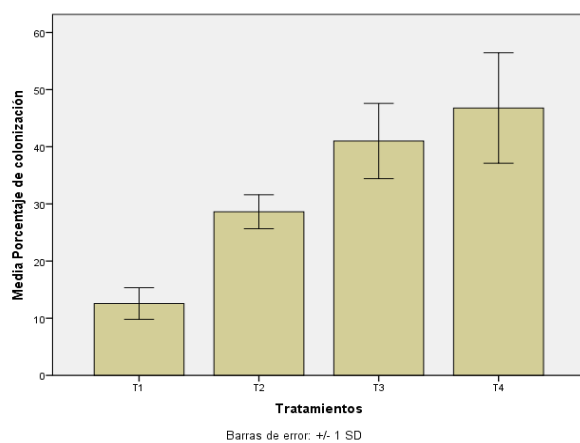


Figura 17. Promedios de número de esporas y peso seco de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate. No se reporta el control por no contener HMA.

A) Maiz



B) Vainita



C) Tomate

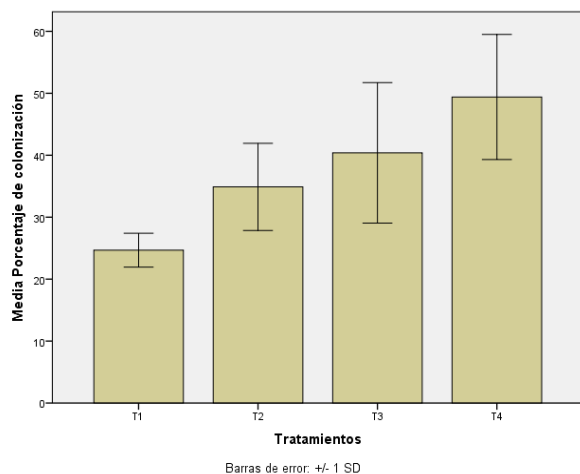


Figura 18. Promedios de porcentaje de colonización de plantas: A) Maíz, B) Vainita y C) Tomate. No se reporta el control por no tener HMA.