UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE POSGRADO

MAESTRÍA EN MANEJO Y APROVECHAMIENTO FORESTAL

Proyecto de Investigación y Desarrollo previa la obtención del Grado Académico de Magíster en Manejo y Aprovechamiento Forestal.

TEMA

HONGOS MICORRÍZICOS DE PLANTACIONES DE TECA (*Tectona grandis* L.) Y SU POTENCIAL COMO BIOFERTILIZANTES EN PLÁNTULAS A NIVEL DE VIVERO. AÑO 2015.

AUTOR

ING. FOR. JORGE CONTRERAS TORRICO

DIRECTOR

ING. CARLOS BELEZACA PINARGOTE, PhD

QUEVEDO – ECUADOR

2016

HOJA EN BLANCO

UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO
UNIDAD DE POSGRADO

MAESTRÍA EN MANEJO Y APROVECHAMIENTO FORESTAL

Proyecto de investigación y desarrollo previa la obtención del Grado Académico de Magíster en Manejo y Aprovechamiento Forestal.

TEMA

HONGOS MICORRÍZICOS DE PLANTACIONES DE TECA (*Tectona grandis* L.) Y SU POTENCIAL COMO BIOFERTILIZANTES EN PLÁNTULAS A NIVEL DE VIVERO. AÑO 2015.

AUTOR

ING. FOR. JORGE CONTRERAS TORRICO

DIRECTOR

ING CARLOS BELEZACA PINARGOTE, PhD

QUEVEDO – ECUADOR

2016

CERTIFICACIÓN

El Ing. Carlos Belezaca Pinargote PhD, en calidad de Director del Proyecto de investigación, previa a la obtención del Grado Académico de Magister en Manejo y Aprovechamiento Forestal.

CERTIFICA:

Que el Ing. **Jorge Contreras Torríco** autor de la investigación titulada: Hongos micorrízicos de plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L.) y su potencial como biofertilizantes en plántulas a nivel de vivero, ha sido revisada en todos sus componentes, por lo que autorizo su presentación para ser sometido a evaluación por parte del tribunal examinador que se designe.

Ing. Carlos Belezaca Pinargote, PhD

AUTORÍA

La Investigación, Análisis e Interpretación de Resultados, Conclusiones y Recomendaciones, presentadas en este Proyecto de Investigación de Magister en Manejo y Aprovechamiento Forestal, son de exclusiva responsabilidad del Autor.

Ing. Jorge Contreras Torríco

DEDICATORIA

Dedico esta Investigación a Dios, a mis hermanos Fabián Espinoza y Diego Contreras, amigos y compañeros de curso quienes fueron un gran apoyo emocional durante el tiempo en que escribía esta tesis.

A mis padres Enrique Contreras y Victoria Torríco quienes me apoyaron todo el tiempo.

A Karen Sánchez quien me apoyo y alentó para continuar, cuando parecía que me iba a rendir.

A mis maestros quienes nunca desistieron al enseñarme, aun sin importar que muchas veces no ponía atención en clase, a ellos que continuaron depositando su esperanza en mí.

A los sinodales quienes estudiaron la investigación y la aprobaron.

Ing. Jorge Contreras Torríco

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Técnica Estatal de Quevedo, agradezco sus conocimientos impartidos durante el proceso de mi formación profesional,

A todas las personas de uno u otro modo colaboraron en la realización de este trabajo y especialmente a los docentes de la UTEQ, Ing. Carlos Belezaca Pinargote, PhD Director y M.Sc. Oscar Prieto Benavides y codirector del Proyecto de Investigación. También a los compañeros del Laboratorio de Microbiología Ambiental y Vegetal e Invernadero de la UTEQ.

Un agradecimiento especial a la M.Sc. Diana Veliz, encargada del laboratorio de suelo de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo; quien dio todas las facilidades para poder terminar con el proyecto de investigación.

A mis Padres por haberme forjado como la persona que soy en la actualidad; muchos de mis logros se los debo a ustedes entre los que se incluye.

Ing. Jorge Contreras Torríco

PRÓLOGO

El contenido de esta investigación, con el tema, "hongos micorrízicos de plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L) y su potencial como biofertilizantes en plántulas a nivel de vivero", expone de general el desarrollo del trabajo investigativo, donde el primer capítulo, describe el marco contextual de la investigación, localizada en el cantón Quevedo y en el Laboratorio de Microbiología Ambiental y Vegetal de la Universidad Técnica Estatal Quevedo (UTEQ), centrando el problema en el desconocimiento del comportamiento de la especie forestal frente a la inoculación con hongos formadores de micorriza arbuscular (HMA), presentándose como un insumo microbiológico a nivel de vivero.

El autor desarrolla el marco teórico de la investigación, seguido de la fundamentación conceptual enmarcada en los aspectos generales de los HMA; y la fundamentación teórica basada en la recopilación de citas bibliográficas de HMA asociados a sistemas de producción agrícolas y forestales con muy buena adaptabilidad al Trópico Húmedo Ecuatoriano (ThE).

Basado en este contexto, el trabajo se traduce en los resultados esperados de la investigación, habiendo identificado y cuantificado a los HMA en plantaciones de Teca de 3 y 8 años de edad, logrando obtener a nivel de campo y de laboratorio la relación de HMA asociados con las especies forestal, y que pudieran ser incluidos como insumos microbiológicos en plántulas de Teca nivel de vivero.

Atentamente,

Ing. Fabián Espinoza Torrico

RESUMEN

La presente investigación, se realizó a nivel de campo en 2 plantaciones de *T. grandis* de 3 y 8 años de edad, localizadas en la zona de influencia de la UTEQ. Los estudios a nivel de laboratorio se llevaron a cabo en el Laboratorio de Microbiología Ambiental y Vegetal de la UTEQ, localizado en el Campus Ing. Manuel Haz Alvares, ubicado en el Km 1,5 de la vía Quevedo – Quito; con el propósito de evaluar a los HMA originarias de plantaciones de *T. grandis* al ser identificados, cuantificados y conocer los costos de producción cuando son utilizados como potencial biofertilizante en plántulas a nivel de vivero. Para el trabajo de campo y de laboratorio se utilizó como instrumento de investigación la estadística descriptiva, utilizando plantaciones de *T. grandis* 3 y 8 años de edad. A nivel de campo se consideró a la población el área total y para la muestra 1 kg de sustrato en cada una de las plantaciones establecidas para ser identificadas y cuantificadas a nivel de laboratorio. Los resultados mostraron un porcentaje de colonización micorrízica en raíces de la plantación de teca de 3 años de edad de 1,5 %, seguido de la de 8 años de edad con 1,3 %, respectivamente. Para los suelos de ambas plantaciones, el pH determinado en la solución de agua (H_2O) y en cloruro de potasio (KCl), se encontró entre en rango de ligeramente ácido y modernamente ácido entre (5,93 y 5,93); (5,33 y 5,45) respectivamente. Por cada 100 gramos de suelo húmedo (gsh $^{-1}$) bajo las plantaciones de teca se identificaron y cuantificaron los géneros de HMA *Glomus y Gigaspora*, pero con mayor número de esporas en la plantación de 3 años de edad con 28 esporas de *Glomus* y 25 esporas de *Gigaspora*, seguido de la de 8 años de edad, con 26 y 19 esporas, respectivamente. Además, en los costos de producción de plántulas de teca se obtuvo, una Relación Beneficio/Costo de 1,13 dólares y una rentabilidad de 13,64%.

Palabra Clave: *T. grandis*, *Glomus*, *Gigaspora*, rentabilidad.

ABSTRACT

This research was conducted at the field level 2 *T. grandis* plantations 3 and 8 years old, located in the zone of influence of the UTEQ. Studies in the laboratory were conducted at the Laboratory of Environmental Microbiology and Plant UTEQ, located in the Campus Ing Manuel Alvares Make located at Km 1.5 of the Quevedo way - Quito; with the purpose of evaluating the original HMA *T. grandis* plantations to be identified, quantified and meet production costs when used as biofertilizer potential seedling nursery level. For the field work and laboratory was used as a research tool descriptive statistics, using *T. grandis* plantations 3 and 8 years old. At the field level the population was considered the total and for sample 1 kg of substrate in each of the plantations established to be identified and quantified in the laboratory area. The results showed a percentage of mycorrhizal colonization in roots of teak plantation 3 years old 1.5% followed by 8 years of age with 1.3% respectively. For soils of pH plantations both determined in solution in water (H_2O) and potassium chloride (KCl), he was found between in slightly acidic range and modern acid between (5,93 and 5,93); (5,33 and 5,45) respectively. For every 100 grams of wet soil (gsh^{-1}) under teak plantations HMA genres *Glomus* and *Gigaspora*, but with more spores in planting 3 years old with 28 spores of *Glomus* and 25 spores of *Gigaspora*, followed by 8 years old with 26 to 19 spores, respectively. To others, production costs teak seedlings obtained a benefit / cost ratio of $ 1.13 and a yield of 13.64%.

INDICE

UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO..... i
HOJA EN BLANCO..... i
UNIVERSIDAD TÉCNICA ESTATAL DE QUEVEDO..... ii
CERTIFICACIÓN iii
AUTORÍA..... iv
DEDICATORIA v
AGRADECIMIENTO vi
PRÓLOGO..... vii
RESUMEN..... viii
ABSTRACT..... ix
INDICE ……x
INDICE DE CUADROS..... xiv
INTRODUCCIÓN xv

CAPÍTULO I. MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN 1

1.1 Ubicación y contextualización de la problemática 2
1.2 Situación actual de la problemática 2
1.3 Problema de investigación 3
1.3.1 Problema general 3
1.3.2 Problemas derivados 4
1.4 Delimitación del problema.....4
1.5 Objetivos 4
1.5.1 Objetivo general.....4
1.5.2 Objetivos específicos 4
1.6 Justificación 5

CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO DE LA INVESTIGACIÓN 6

2.1 Fundamentación conceptual.....7
2.1.1 Características generales de los HMA. 7
2.1.2 Taxonomia de los géneros de HMA 7
2.1.3 Los arbúsculos 8
2.1.4 Esporas asexuales de los HMA.....8
2.1.5 Función de los HMA en ecosistemas.....9
2.1.6 Taxonomía de los HMA.....10
2.1.7 Importancia de los HMA para el éxito de las prácticas de conservación 10
2.1.8 Nutrientes que estimulan y afectan la micorrización.....12
2.1.7.2 Los hongos micorrizicos como insumo 13
2.1.7.3 Manejo de vivero.....14
2.1.8 Índices morfológicos de plántulas 14
2.2 Fundamentación teórica.....15
2.3 Participación de hongos micorrízicos arbusculares en la estabilidad de agregados 15
2.4 Importancia del manejo de los HMA en viveros tropicales.....15
2.5 Inoculación controlada de plántulas en el vivero.....16
2.6 Efectos de HMA y bacterias estimuladoras del crecimiento vegetal en el desarrollo y absorción de P. 16

CAPÍTULO III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN.....17

3.1 Tipo de investigación.....18
3.2 Materiales y Métodos de investigación.....18
3.3 Población y muestra.....20
3.3.1 Población.....20
3.3.2 Muestra 20

3.4 Fuentes de recopilación de la información 20
3.5 Instrumento de la investigación 21
3.5.1 Tinción de raíces de *T. grandis* 21
3.5.2 Aislamiento e identificación de HMA 23
3.5.3 Medición de pH del suelo 23
3.6 Procesamiento y análisis 24
3.6.1 Propuesta para incluir HMA como insumo microbiológico en plántulas de *T. grandis* a nivel de vivero 24
3.6.2 Recursos del proyecto 24
3.6.3 Reproducción de inóculos seleccionados 25

CAPITULO IV. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS ..27

4.1 Porcentaje de colonización micorrízica en raíces de T. grandis 28
4.1.1 pH del suelo bajo las plantaciones de *T. grandis* 29
4.2 Hongos formadores de micorrizas en plantaciones de T. grandis de 3 y 8 años de edad 30
4.3 Costos de producción para incluir HMA como insumo microbiológico en plántula de T. grandis a nivel de vivero 32

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 34

5.1 Conclusiones 35
5.2 Recomendaciones 35

BIBLIOGRAFIA 37

ANEXOS

Anexo 1. Certificado de URKUND emitido por el tutor de la Unidad de Posgrado……....44

Anexo 2. Valores de densidad de colonización micorrízica en 150 raicillas de 3 años de edad en plantaciones de *T. grandis*...……..….45

Anexo 3. Valores de densidad de colonización micorrízica en 150 raicillas de 8 años de edad en plantaciones de *T. grandis*.....46

Anexo 4. Fotografías de la preparación y observación para el conteo de raicillas de teca (*T.grandis* L.) micorrizadas.....47

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Variables edafoclimáticas en dos plantaciones de T. grandis de 3 y 8 años de edad, ubicados en la zona de influencia de la UTEQ, Trópico Húmedo Ecuatoriano……21

Cuadro 2. pH en el suelo de plantaciones de *T. grandis*……29

Cuadro 3. Géneros y número de esporas de HMA obtenidos por cada 100 gramos de suelo húmedo (gsh-1), en tamices con apertura de mallas de 425, 90 y 25 µm, en dos plantaciones forestales de *T. grandis*..31

Cuadro 4. Costos de producción al incluir HMA en 6000 plántulas de *T. grandis* a los 60 días de mantenimiento en el vivero. 33

INTRODUCCIÓN

El establecimiento de plantaciones forestales en regiones tropicales se ha incrementado significativamente, debido a la creciente demanda de madera y productos no maderables. Sin embargo, dichas plantaciones y programas de reforestación frecuentemente no han obtenido los resultados esperados; por presencia de plagas, baja fertilidad en los sitios de establecimiento y falta de prácticas adecuadas en la etapa de vivero (Mexal *et al.*, 2002).

Para mitigar problemas causados por agentes biológicos, no solo basta conocer el manejo silvicultural de la plantación, sino también las interacciones biológicas de los agroecosistemas que pudieran verse afectados por el excesivo uso de insumos químicos, pesticidas y fertilizantes, ocasionando contaminación, disminución de la biodiversidad microbiológica del suelo y degradación de ecosistemas frágiles. (Hernández & Salas, 2009). Dentro de los agroecosistemas existen relaciónes simbióticas raíz-hongo, como es el caso de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), presentes en la mayoría de los ecosistemas terrestres del planeta, donde han coevolucionado plantas y HMA (Mexal *et al.*, 2002). Además de las funciones conocidas en la nutrición vegetal los HMA pueden influir en el proceso estructural y de agregación del suelo, razones positivas a ser consideradas como efecto de estos microorganismos, tanto a nivel de la fisiología y nutrición vegetal, componentes importantes de la visión holística en la restauración y mantenimiento de ecosistemas (Hernández & Salas, 2009).

Por otra parte, *T. grandis* es una especie forestal exótica que se ha adaptado muy bien a las condiciones del Tropico Húmedo Ecuatoriano (ThE), existiendo alrededor de 2730 ha plantadas con esta especie (Reybanpac, 2012). No obstante, y considerando la buena adaptabilidad que esta especie forestal ha tenido en el ThE, es importante considerar que los HMA pudieran mejorar el buen desempeño dasométrico de la especie en la zona de influencia de la Universidad Técnica Estatal de Quevedo (UTEQ), lo cual abriría una posibilidad para que los HMA puedan ser utilizados como insumo microbiológico, siendo considerados como herramienta eficiente para el manejo integrado de la especie.

Se conoce que especies forestales a nivel de vivero responden satisfactoriamente a inoculaciones de HMA, mostrando respuestas superiores a las variables dasométricas, frente a plántulas no inoculadas, y por tanto garantizando su sobrevivencia en el campo (Donoso *et al.*, 2008).

En este contexto, el primer capítulo describe el marco contextual de la investigación a efectuarse en el cantón Quevedo y en Laboratorio de Microbiología Ambiental y Vegetal de la Universidad Técnica Estatal Quevedo (UTEQ), centrando el problema en el desconocimiento del comportamiento de *T. grandis* frente a la inoculación con HMA, presentándose como insumo microbiológico a nivel de vivero.

En el segundo capítulo, se desarrolla el marco teórico de la investigación, seguido de la fundamentación conceptual enmarcada en los aspectos generales de los HMA; la fundamentación teórica se basa en la recopilación de las citas bibliográficas de los HMA asociados a los sistemas de producción.

En el tercer capítulo, se plantean los materiales y métodos que permitieron establecer la población, el muestreo, y los resultados obtenidos a nivel de laboratorio se analizaran mediante estadística descriptiva.

El cuarto capítulo, se muestran los análisis e interpretación de resultados, enmarcado en cada uno de los objetivos específicos propuestos en la investigación. Y el capítulo cinco se detallan las conclusiones y recomendaciones, que llegan hacer una extensión de los resultados y de los objetivos específicos de la investigación.

CAPÍTULO I.

MARCO CONTEXTUAL DE LA INVESTIGACIÓN

1.1 Ubicación y contextualización de la problemática

Actualmente los sistemas de producción convencional son dependientes de insumos químicos, utilizando sustratos costosos y estériles como vermiculita y agrolita, o sustratos forestales y agroforestales infectados con fuentes de inóculo patógenos, que afectan el crecimiento y desarrollo de la planta a través de la aplicación intensiva o moderada de fertilizantes fosfatados, afectando la simbiosis micorrízica de especies forestales tropicales, e inclusive presentando un efecto sinérgico en el crecimiento de las plantas (Rodríguez *et al.,* 2011).

Para la zona de Quevedo, establecer plantaciones con teca puede constituir una importante opción para garantizar el abastecimiento de materia para la industria forestal, reduciendo así los valores negativos de la balanza comercial de productos forestales, principalmente los celulósicos. Sin embargo, para garantizar una producción forestal sostenida es necesario desarrollar alternativas que contribuyan a la recuperación y sostenibilidad de la fertilidad del suelo, a través de agentes biológicos como los HMA.

Se propone la implementación de HMA como insumo microbiologico en el vivero el Almendro, localizada en el Km 8 de la vía Quevedo-Mocache, provincia de los Ríos, cuya ubicación geográfica es de 1º6’18” de latitud Sur y 79º29’24” de longitud Oeste, a una altura de 120 msnm.

1.2 Situación actual de la problemática

En el Ecuador el recurso forestal está siendo afectado por el aprovechamiento irracional de los bosques naturales, y con ello la desaparición de especies principalmente nativas. A pesar del potencial forestal que tiene el Ecuador, las plantaciones forestales y muchos sistemas agroforestales existentes, se establecieron con material genético importado, desconociéndose en parte su procedencia u origen, esto significa que provinieron de áreas eco-geográficas diferentes a las zonas plantadas de Ecuador.

La *T. grandis* especie forestal introducida, se ha adaptado satisfactoriamente a las condiciones edafoclimáticas del ThE, convirtiéndose en una especie ampliamente demandada en planes y programas de reforestación del país (REYBANPAC, 2012), no obstante, se conoce que esta especie forestal posee una etapa crítica en su ciclo biológico, que es la fase de vivero, y posterior establecimiento a nivel de campo, con significativas pérdidas por plántulas muertas (Hernández & Salas, 2009). Adicionalmente, se ha observado en viveros forestales ubicados en el área de influencia de la UTEQ, la presencia de plántulas de teca con amplia heterogeneidad en cuanto a variables dasométricas evaluadas: altura y diámetro del tallo, longitud y desarrollo de la raíz principal, así como en el número y tamaño de las hojas primarias, pese a ser un vivero coetáneo. Esta falta de uniformidad morfológica afecta los esquemas de producción ya que un significativo porcentaje de plántulas mueren en los primeros estadios por su escaso vigor, mientras que otras mejor favorecidas crecen lentamente necesitando permanecer mayor tiempo en el vivero, hasta alcanzar el tamaño apropiado antes de ser movilizadas a los sitios de plantación, elevando inevitablemente los costos de producción.

Es notoria la necesidad de investigar nuevas alternativas para asegurar la calidad de plántulas a nivel de vivero, como el uso y aplicación de inóculos micorrízicos en plántulas de Teca (*T. grandis*) a nivel de vivero (Corkidi *et al.,* 2004), ya que existe un desconocimiento en el Ecuador sobre los HMA asociados con teca, al no existir reportes de investigaciones de esta índole, aunque se presenta como una alternativa de producción limpia.

1.3 Problema de investigación

1.3.1 Problema general

¿Cuál es el estado de los HMA, como inoculantes en plantaciones de *T. grandis* para el mejoramiento de la calidad de plántulas a nivel de vivero?

1.3.2 Problemas derivados

¿Cuál es el porcentaje de colonización micorrízica en raíces de *T. grandis*?

¿Cuál es el procedimiento de aislamiento para la identificación de hongos formadores de micorriza arbuscular en plantaciones de *T. grandis*?

¿Cuál es el diseño de propuestas para incluir HMA como insumo microbiológico en plántulas de *T. grandis*?

1.4 Delimitación del problema

La presente investigación se realizó en la zona de influencia de la UTEQ, provincia de Los Ríos.

CAMPO: Ciencias forestales
ÁREA: Ecología
ASPECTO: Biotecnológico
SECTOR: Vivero forestal
TIEMPO: Julio a diciembre del 2015

1.5 Objetivos

1.5.1 Objetivo general

Evaluar hongos micorrízicos de plantaciones de *Tectona grandis* y su potencial como biofertilizante en plántulas a nivel de vivero.

1.5.2 Objetivos específicos

- Cuantificar el porcentaje de colonización micorrízica en raíces de *T. grandis.*

- Identificar hongos formadores de micorriza arbuscular en plantaciones de *T. grandis.*

- Establecer los costos de producción para incluir HMA como insumo microbiológico en plántulas de *T. grandis* a nivel de vivero.

1.6 Justificación

La teca es una especie forestal de lento crecimiento, utilizada con fines de forestación y reforestación. En la actualidad esta especie forestal presenta serios problemas de sobrevivencia a la hora de establecer la plantación, llegando a estimarse hasta un 40 % de mortalidad en el primer año. La sobrevivencia de las plántulas suele verse afectada por malas prácticas culturales, y por el aprovisionamiento de material inapropiado de semillas a nivel de vivero, teniendo como resultado plántulas de mala calidad. El uso de fertilizantes químicos inorgánicos es de vital importancia ya que ayuda a mejorar el desarrollo de las plántulas, pero el uso excesivo de la misma puede causar problemas de contaminación ambiental, alteraciones en la biota del suelo, y hasta eutroficación en cuerpos de agua donde van a parar muchos de los fertilizantes por lixiviación, arrastre, etc.

Ante esta problemática, se pretende reducir el uso de fertilizantes químicos inorgánicos y contribuir con la restauración de ecosistemas. Para lo cual se presenta a los HMA como una alternativa de producción limpia, que permitirá a través de este estudio conocer los tipos de hongos micorrízicos asociados a teca, procurando obtener a través su inoculación y del manejo cultural, plántulas homogéneas, y por lo consiguiente aumentar la sobrevivencia y mejorar los parámetros dasométricos en el vivero.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO DE LA INVESTIGACIÓN

2.1 Fundamentación conceptual

2.1.1 Características generales de los HMA.

Los HMA son simbiontes obligados ya que para completar su ciclo de vida deben estar asociados con raíces vivas que les proveen de carbono, así como de los factores necesarios para su desarrollo y esporulación. Dentro de la corteza de la raíz y expandiéndose hacia el suelo, los HMA forman estructuras con distintas funciones simbióticas (Ruiz *et al.,* 2011).

2.1.2 Taxonomia de los géneros de HMA

Según (Joseph D. Bagyaraj y Sidney L. Stürmer, 1996) mencionan sobre la taxonomía de los géneros de HMA

Género: Glomerales.
División Glomeromycota Schüßler, Scharzott y Walker
Orden Glomerales Morton y Benny
Suborden Glomineae Morton y Benny
Familia Glomeraceae Pirozysnki y Dalpé
Glomus **Tulasne y Tulasne** (85 especies)

Esporas formadas blásticamente sobre una hifa de sostén, solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos. Vesículas de pared delgada y elipsoides. Hifas intrarradicales raramente enrolladas, conectada a una hifa ramificada. La micorriza se tiñe muy obscura. Arbúsculos con troncos aplanados o cilindricos adelgazándose sucesivamente en las ramificaciones.

Esporas con la pared esporal formada por un número variable de capas todas originadas a partir de la hifa de sostén. No se observan paredes germinales diferenciadas. Germinación a través del lumen de la hifa de sostén o a través de la pared de la espora.

Suborden Gigasporineae **Morton y Benny**
Familia Gigasporaceae Morton y Benny
Gigaspora Gerd. y Trappe (cinco especies)

Esporas formadas terminalmente sobre una célula esporógena bulbosa; células auxiliares finamente papiladas o equinuladas. No se forman vesículas. Hifas intrarradicales frecuentemente enrolladas, especialmente, cerca de los puntos de entrada; a menudo nodosas o con proyecciones. Arbúsculos con troncos hinchados angostándose abruptamente en las ramificaciones.

Esporas con la pared esporal formada por dos capas permanentes, no se diferencian paredes germinales. Al germinar, se diferencia una capa delgada con verrugas esparcidas y crece un tubo germinativo a través de la pared esporal.

2.1.3 Los arbúsculos

Son estructuras características únicas en los HMA. Consisten en hifas altamente ramificadas que se desarrollan entre la pared celular y la membrana plasmática de las células y son las responsables del intercambio de nutrientes entre los simbiontes. Las vesículas son estructuras globosas que contienen lípidos y gránulos de glicógeno que sirven como un órgano de reserva para el hongo. Estas pueden estar formadas dentro o entre las células de la corteza y están diferenciadas solo entre los miembros de los *Glomerales* y *Diversisporales* (Oehl *et al.,* 2011).

2.1.4 Esporas asexuales de los HMA

Están relacionadas con la dispersión y supervivencia de los hongos. Son las esporas fúngicas del suelo más grandes (entre 145 y 800 μm), con colores que varían desde el hialino y amarillo pálido hasta el marrón, rojizo y negro. La estructura de las paredes de la espora, que puede ser lisa u ornamentada, junto con la ontogenia de las esporas, forman una base para la identificación de estos

hongos, en caso que la información genética generada con métodos moleculares no esté disponible (Ruiz *et al.*, 2011).

2.1.5 Función de los HMA en ecosistemas

Según Smith & Read (2008), las micorrizas arbusculares cumplen una función vital en los ecosistemas, originando múltiples efectos positivos para el crecimiento y desarrollo de las plantas, a continuación se describen varios de estos efectos.

- Aumentan la capacidad de absorción de fósforo y nutrientes de lenta difusión en el suelo reduciendo su dependencia a fertilizantes.
- Aumentan la tolerancia a periodos de sequía y al déficit hídrico.
- Aumentan la tolerancia al aluminio, a la toxicidad por metales pesados y contaminantes orgánicos.
- Potencialmente incrementan el crecimiento de la planta y la uniformidad en cultivos.
- Actúan sinérgicamente con bacterias fijadoras de nitrógeno y microorganismos solubilizadores de fósforo, estableciéndose una relación tripartita.
- Aumentan la tolerancia de las raíces a patógenos del suelo (nematodos, *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* y otros).
- Aumentan la agregación del suelo mejorando su estructura mediante la producción de glomalina, glicoproteína que actúa como un pegante natural de las partículas del suelo. Además, la glomalina constituye un componente importante de la materia orgánica del suelo y es clave para el almacenamiento de carbono en el suelo.
- Funcionan como un mecanismo de restauración ecológica de los suelos.

- Aumentan la biodiversidad vegetal en el ecosistema como producto de la biodiversidad de especies de HMA.

2.1.6 Taxonomía de los HMA

Los análisis de biodiversidad y patrones de distribución de las especies para cualquier grupo de organismos, necesita primeramente el establecimiento de un marco taxonómico. La sistemática de los hongos que forman los HMA ha cambiado drásticamente en los últimos quince años, especialmente en los más recientes (Gerderman & Trappe 1974).

Los estudios de la ontogenia de las esporas y en el uso de herramientas moleculares asociadas con caracteres morfológicos han resultado en nuevos taxones. La primera clasificación linneana de los HMA establecida por (Gerderman & Trappe 1974) incluyó todas las especies descritas en la familia Endogonaceae (división Zygomycota, orden Endogonales. La identificación de los HMA y la descripción de las especies estuvo basada en el tamaño y el color de esporocarpos y esporas y en el análisis de las paredes fenotípicamente distintas de las esporas asexuales (Ruiz *et al.*, 2011). Por otro lado, Morton y Benny (1990) propusieron una nueva clasificación para HMA, basados en el análisis cladístico de 57 especies de HMA, para lo que usaron caracteres morfológicos de las esporas y la morfología micorrícica. En esta clasificación, todas las especies de HMA formaban un grupo monofilético definido por el establecimiento de la simbiosis mutualista y por la producción de arbúsculos intrarradiculares altamente ramificados. El orden Glomerales fue erigido para incluir todas las especies de HMA en tres distintas familias: Acaulosporaceae (géneros *Acaulospora* y *Entrophospora*), Glomeraceae (géneros *Glomus* y *Sclerocystis*) y Gigasporaceae (géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*).

2.1.7 Importancia de los HMA para el éxito de las prácticas de conservación

Los HMA se consideran como un importante componente para el éxito de las prácticas de conservación del suelo, donde la creación y el mantenimiento de la

estructura del suelo son trascendentales. El beneficio de la participación de los hongos dependerá del grado de degradación del suelo, debido a que los agregados del suelo son relevantes en el proceso de conservación, no sólo por el control que ejercen sobre la erosión, sino porque representan reservas nutrimentales (González *et al.*, 2003).

2.1.7.1 Factores que afectan el desarrollo, actividad y supervivencia de los HMA

Diversos factores pueden afectar el desarrollo, actividad y supervivencia de los HMA. Dentro de los más importantes, se encuentran las prácticas culturales agrícolas, particularmente la adición de fertilizantes, aplicaciones de pesticidas y rotaciones de cultivos, de igual forma los factores medioambientales son determinantes (Gianinazzi & Schuepph, 1994).

Las prácticas agrícolas, tales como la aplicación de fertilizantes, la rotación de cultivos, la labranza y abono con cal afectan los niveles de la colonización de las raíces y el potencial de HMA en campo, por ejemplo, se ha encontrado que los altos niveles de la fertilización con fósforo bajan o inhiben la eficiencia de la micorriza en cultivos de soya (Ezawa *et al.*, 2000). Igualmente, los cambios en la fertilidad del suelo, debido a correcciones con fertilizantes minerales o materia orgánica, pueden afectar marcadamente la actividad de la población micorrízica del suelo, en términos de la cantidad de raíces colonizadas y el número de esporas producidas (Hayman, 1987).

Generalmente, una alta fertilización química con N, P y K en forma completa al suelo, conducen a una colonización mínima por parte de HMA, a tal grado que difícilmente se encontrarán asociaciones simbióticas en suelos cultivados intensivamente, donde los HMA tienden a extinguirse (Gianinazzi & Schuepph, 1994).

La fertilización química aplicada puede disminuirse de un 50 a 80 %, ya que los HMA mejoran la absorción de nutrientes del suelo. Del 40 al 50 % de los

fertilizantes químicos aplicados se lixivian, contaminando suelos, ríos, arroyos, mantos freáticos y la atmósfera (Plenchette *et al.,* 1983).

2.1.8 Nutrientes que estimulan y afectan la micorrización

- **El Nitrógeno (N)**

En cuanto a la absorción directa de N, aparentemente los HMA no desempeñan un papel importante, pero se ha demostrado que incrementan la capacidad de fijación de N en las leguminosas. La mayoría de las plantas colonizadas se benefician con la simbiosis y muestran un incremento en el crecimiento, absorción de nutrientes, fijación de N_2 atmosférico (si también se le asocia con *Rhizobium* o con *Frankia*) etc. Sin embargo, la mayoría de las plantas muestran estas respuestas fisiológicas a la HMA a niveles bajos de fosforo (P) en la solución del suelo. Así, como también con una alta fertilización nitrogenada se ha demostrado que se afecta negativamente, la simbiosis con estos hongos (Boisson *et al.,* 2001).

- **El Fósforo (P)**

El principal papel de la micorriza arbuscular es proveer las necesidades de P a la planta, debido a que este elemento es extremadamente inmóvil en el suelo. Aun si el P se adiciona en forma soluble al suelo, este terminará por inmovilizarse como P inorgánico, fosfato cálcico, o cualquier otra forma fijada (Guerra, 2008).

El nivel de P en la solución del suelo está relacionado con la colonización radicular por la HMA, al haber un nivel bajo de P, hay un bajo nivel de fosfolípidos en la membrana vegetal, que conduce a una mayor exudación radicular, lo cual trae como consecuencia una estimulación en la colonización del endófito. Las formas existentes del P en el suelo, son poco solubles en el agua y por ello su concentración es muy pequeña (Guerra, 2008).

Entre 95 y 99 % del P del suelo no está disponible para las plantas; esto incluye las formas orgánicas y mineral insoluble. La adición de cantidades bajas de fertilizante fosfatado es compatible, e incluso beneficia la simbiosis con la MA, ya

que estimula el crecimiento de la planta, pero al incrementar la dosis se comienza a interferir la formación de la simbiosis, llegándose incluso a la inhibición de la colonización. Las diferentes especies de HMA muestran distintos grados de resistencia a la aplicación de fertilizantes y productos fitosanitarios; lo anterior trae como consecuencia, el interés práctico en relación con la selección de los HMA, específicos para una planta en un determinado suelo, que ha recibido dichos aportes (Hayman, 1987).

2.1.7.1 Transporte del fosfato

El transporte del fosfato, desde la solución del suelo hacia la planta, se presenta en tres fases: a) El fosfato es captado por las hifas externas de la planta, unas 1000 veces más rápido, que por difusión en la solución del suelo; b) desde donde el fosfato es trasladado a través de las hifas intrarradicales, c) luego, ocurre la trasferencia al citoplasma o acumulación en las vacuolas, en forma de gránulos de polifosfato que son impulsados a través del lumen de las hifas, por corrientes citoplasmáticas hacia los arbúsculos, en donde el polifosfato es degradado y el ion fósforo es transferido a la célula hospedadora (Le Tacon, 1985). Para la formación de los gránulos de polifosfatos, intervienen las polifosfatoquinasas específicas situadas en las hifas externas, mientras que en la degradación de dichos gránulos intervienen, las fosfatasas alcalinas (Guerra, 2008).

2.1.7.2 Los hongos micorrizicos como insumo

Los HMA constituyen un insumo microbiológico promisorio para el desarrollo de una agricultura sostenible; su papel en el funcionamiento de los ecosistemas y su potencial como fertilizantes biológicos, son quizás motivos suficientes para considerarlos como uno de los componentes importantes en la agroecología moderna (Guerra, 2008).

2.1.7.3 Manejo de vivero

Durante la producción de la planta en el vivero se realizan varias operaciones, que permiten al viverista la manipulación de algunas de las condiciones ambientales presentes en el mismo. El riego y fertilización influyen en la morfología y fisiología de la planta, que pueden ser modificadas mediante la realización de actividades como el repicado o el trasplante (Birchler *et al.*, 1998).

2.1.8 Índices morfológicos de plántulas

- **Relación parte aérea/parte radical**

Es el balance entre la parte transpirante y la parte absorbente, y se calcula habitualmente a partir de la relación de los pesos secos de cada una de las partes (Birchler *et al.*, 1998).

- **Cociente de esbeltez**

Es la relación entre la altura de la planta en (cm) y su diámetro en (mm), siendo un indicador de la densidad de cultivo. Es un parámetro importante en las plantas en contenedor, donde se pueden desarrollar plantas aisladas (Birchler *et al.*, 1998).

- **Índice de calidad de Dickson**

Este índice integra a los dos anteriores y se calcula mediante la relación entre el peso seco total de la planta (g) y la suma de la esbeltez y la relación parte aérea/parte radical. Este índice se ha empleado con éxito para predecir el comportamiento en campo de varias especies de coníferas (Birchler *et al.*, 1998).

2.2 Fundamentación teórica

2.3 Participación de hongos micorrízicos arbusculares en la estabilidad de agregados

Se ha reportado que la simbiosis micorrízica tiene influencia sobre la estabilidad de agregados precisamente por la gran cantidad de hifas, pero la contribución directa por las plantas colonizadas o por los hongos no se entiende claramente. Los primeros trabajos al respecto fueron los de Miller y Jastrow (1990), quienes encontraron una relación entre la longitud y densidad de hifas de HMA colonizando raíces de *Lolium perenne* y el diámetro medio geométrico de los agregados estables en agua (AEA).

Thomas *et al*., (1993) estudiaron el efecto de las raíces de soya colonizadas o no, y el de hifas de HMA sobre los AEA, utilizando un sistema de macetas con compartimientos. Estos investigadores encontraron que la cantidad de AEA fue significativamente mayor en el compartimiento de las raíces micorrizadas (5.1 %) y el de las hifas (4.3 %), en comparación con los valores observados en raíces no colonizadas (3.9 %) y el tratamiento sin plantas (3.4 %).

2.4 Importancia del manejo de los HMA en viveros tropicales

Los HMA son considerados simbiontes obligados debido a su incapacidad de crecer en ausencia de una planta hospedera, por lo tanto, no pueden aislarse en medios de cultivo convencionales. La manera más usual de propagación consiste en inocular sus esporas en suelos previamente esterilizados y sembrar posteriormente plantas de rápido crecimiento, tales como *Sorghum vulgare* L o *Vigna luteola* (Jack.) Benth, que sean susceptibles de establecer asociaciones micorrízicas, con las limitaciones de presión de selección (y subsecuente selección direccionada) que implica para las comunidades de HMA nativos (Rodríguez *et al.*, 2011).

2.5 Inoculación controlada de plántulas en el vivero

Según Pera y Parladé (2005), mencionan que la formulación del inóculo aplicado influye en la efectividad de la inoculación controlada de las plantas de vivero. Así, utilizando tres tipos de inóculo del hongo ectomicorrícico *Pisolithus tinctorius* (Pers.) Cok. & Couch con micelio crecido en un sustrato de turba y vermiculita suplementado con medio nutritivo, micelio del hongo encapsulado en un polímero de alginato, y basidiosporas obtenidas de carpóforos recolectados en campo, para la micorrización de *Pinus pinaster* y *Pseudotsuga menziesii* en contenedor (Pera *et al*., 1994), se demostró que se conseguía micorrizar el 80 % de las plantas de *Pinus pinaster* inoculadas, mientras que era totalmente inefectivo para *Pseudotsuga menziesii*. Con la encapsulación del micelio del mismo hongo en gel de alginato no se obtuvo ninguna planta micorrizada con ninguna de las dos especies arbóreas. Finalmente, la introducción de basidiosporas de *Pisolithus tinctorius* en el sustrato de cultivo fue el método de inoculación que permitió la micorrización de ambas especies vegetales, *Pinus pinaster* y *Pseudotsuga menziesii*, en contenedor.

2.6 Efectos de HMA y bacterias estimuladoras del crecimiento vegetal en el desarrollo y absorción de P.

En estudios realizados por Ramírez *et al.,* (2001) se determinaron efectos positivos generados por la combinación de *Glomus fistulosum*, *Pseudomonas fluorescentes* y fosfato, sobre el crecimiento y la absorción de P por *Leucaena leucocephala* sembrada en un suelo andisol. La inoculación con *G. fistulosum* incrementó el crecimiento de las plantas y la absorción de P. Los efectos fueron mayores cuando se aplicaron conjuntamente *Pseudomonas* y *G. fistulosum***.** La absorción de P estuvo significativamente correlacionada con la longitud de raíces, que a su vez fue significativamente afectada por la inoculación con *G. fistulosum*. En ausencia de *G. fistulosum* la aplicación de P no incrementó significativamente su absorción por las plantas. En contraste, cuando este hongo micorrízico fue inoculado, hubo aumento significativo en la cantidad de P absorbido.

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1 Tipo de investigación

La presente investigación se realizó a nivel de campo en plantaciones de *T. grandis* ubicadas en la zona de influencia del cantón Quevedo. Los estudios de HMA se efectuaron en el Laboratorio de Microbiología Ambiental y Vegetal e invernadero de la UTEQ.

Las características edafoclimaticas de la zona fueron: zona ecológica bh-T, altitud 90 msnm, precipitación anual de 2178 mm, temperatura media anual de 24.5 °C, heliofanía de 7,52 h/d. La topografía es relativamente plana, textura del suelo franco-arcilloso.

3.2 Materiales y Métodos de investigación

En la presente investigación se utilizó el método inductivo-deductivo, el mismo que permitió determinar el porcentaje de colonización micorrízica arbuscular e identificar los hongos formadores de micorriza arbuscular en plantaciones de teca, mediante procedimientos metodológicos.

Materiales

De campo

- Botas
- Fundas plásticas
- Machete
- Marcador permanente
- Pala

De laboratorio

- Algodón
- Asas de inoculación
- Cajas petri
- Cubre objetos
- Embudo plástico
- Gasa
- Hojas de bisturí

- Jeringuillas
- Lápiz demográfico
- Mangos de bisturí
- Mascarilla
- Pipetas
- Piscetas
- Porta objetos
- Probetas graduadas
  Resmas de papel bond A4
- Soporte universal
- Tamices
- Tubos de ensayo
- Vasos de precipitación

Reactivos

- Ácido clorhídrico
- Ácido láctico
- Azul de tripano
- Cloruro de potasio
- Glicerol
- Hidróxido de potasio
- Peróxido de hidrógeno
- Sacarosa

Equipos

- Agitador magnético
- Balanza de precisión
- Computadora
- Estéreo microscopio
- Estufa
- Flash memory
- Impresora
- Microscopio
- pH-metro

3.3 Población y muestra

3.3.1 Población

El estudio investigativo se realizó en la estación seca, y se utilizó como método y procedimiento para la recopilación de información la estadística descriptiva. Para la recopilación de información a nivel de campo se consideró una población de 15 y 10 ha de las plantaciones *T. grandis de* 3 y 8 años de edad. Desde cada plantación se extrajeron cinco muestras de suelo con 50 y 60 g de raíces a una profundidad considerada entre 0 a 20 cm bajo la proyección de la copa de los árboles. Cada muestra de suelo tuvo un peso aproximado de 1 kg, siendo las muestras recolectadas en fundas plásticas, debidamente identificadas y trasladas al laboratorio bajo refrigeración.

3.3.2 Muestra

Para la determinación de HMA en cada muestra se pesó 100 gramos de suelo húmedo (gsh^{-1}) a partir de la cual se efectuaron los análisis respectivos y pudo cumplir con los objetivos de la investigación.

3.4 Fuentes de recopilación de la información

Recolección de información de las variables edafoclimaticas, densidad de colonización micorrizica y población de HMA aislados por 100 gramos de suelo húmedo (gsh^{-1}) en plantaciones de *T. grandis* de 3 y 8 años de edad, ubicadas dentro la zona de influencia de la UTEQ, provincia de Los Ríos. Las muestras fueron evaluadas en el laboratorio de la UTEQ (Cuadros 1, 2 y 3).

Cuadro 1. Variables edafoclimáticas en dos plantaciones de *T. grandis* de 3 y 8 años de edad, ubicados en la zona de influencia de la UTEQ, Trópico Húmedo Ecuatoriano.

VARIABLES	**3 años**	**8 años**
UBICACIÓN	Cantón Quevedo; Parroquia San Carlos, Rcto. Fayta.	Cantón Quevedo; Parroquia San Carlos, Rcto. Fayta.
PROPIETARIO	Sr. Andrés Garzón	Sr. Andrés Garzón
ÁREA DE LA PLANTACIÓN	15 ha	10 ha
PRECIPITACIÓN MEDIA ANUAL	2178 mm	2178 mm
TEMPERATURA DIARIA ANUAL	24,5 ºC	24,5 ºC
HUMEDAD RELATIVA	84 %	84 %
HELIOFANIA	7,52 h/d	7,52 h/d
TIPO DE SUELO	Franco-arcilloso	Franco-arcilloso
TOPOGRAFÍA	Plana	Plana

3.5 Instrumento de la investigación

3.5.1 Tinción de raíces de *T. grandis*

Para el efecto se empleó el método de Phillips y Hayman (1970; Giovanetti y Mosse (1980) que consiste en:

- Lavar las raíces con abundante agua corriente.
- Cubrir las raíces con solución de hidróxido de potasio (KOH) al 10 % y colocarlas en baño de maría (90 °C) durante 10 a 15 minutos.
- Eliminar el KOH, lavando con agua corriente las raíces, utilizando preferiblemente un tamiz adecuado para evitar pérdidas durante el enjuague.

- Si las raíces son muy oscuras y pigmentadas, un tratamiento adicional de blanqueo con peróxido de hidrogeno (H_2O_2) al 3 % durante 10 a 20 minutos será necesario. Las raíces clareadas y blanqueadas se lavarán con abundante agua.

- Lavar las raíces por inmersión durante 5 a 10 minutos en una solución fresca de KOH al 10 % y H_2O_2 al 10 %, mezclado en proporción 1:1 (V/V).

- Lavar en agua corriente las raíces.

- Acidificar con una solución de ácido clorhídrico (HCl) al 1N durante 10 minutos.

- Decantar el HCl, y sin lavar adicionar Azul de Tripano al 0,05 % en lactoglicerol o cualquier otro colorante y colocar las raíces al baño de maría por 10 minutos.

- Retirar el colorante y guardarlo en un recipiente.

- Lavar las raíces en agua destilada y dejarlas en reposo por 12 horas para eliminar el exceso de colorante o desteñirlas durante la noche con lactoglicerol o glicerol (50 %).

- Montar en un portaobjetos, 10 raíces de más o menos 1cm de largo cada una y observar al microscopio.

Por cada muestra de raíces de *T. grandis* se realizaron montajes al microscopio. En una lámina portaobjetos se colocaron 10 segmentos de raíces adicionando gotas de glicerol (50 %). Las observaciones se hicieron por triplicado (3 repeticiones) en un microscopio a 40x.

La frecuencia (%) de colonización radicular se determinó considerando los segmentos colonizados y no colonizados. Obtenidos a partir de la relación total de

segmentos colonizados con respecto a los segmentos totales evaluados y se contabilizó con base a la colonización total por arbúsculos o/y por vesículas.

3.5.2 Aislamiento e identificación de HMA

Se empleó el método descrito por Gerderman y Nicholson (1963) que consiste en el tamizado y decantación en húmedo, con modificaciones. A continuación, se describe el proceso.

Se pesaron 100 g de suelo y se colocaron en un vaso de precipitación, al que se añadieron 1000 mL^{-1} de agua y agitaron durante 3 a 5 minutos. Con la agitación se produjo la disgregación de los terrones.

- La suspensión dejó reposar durante unos segundos y el sobrenadante se pasó a través de tamices con apertura de mallas de 425, 90 y 25 µm para separar las esporas de acuerdo a su tamaño. La agitación y decantación se repitió por lo menos tres veces.

- El material que quedó atrapado en los diferentes tamices se recogió en placas de Petri cuadriculadas, y observaron a través de una lupa, para cuantificar el número de esporas por gramo de suelo seco.

La identificación de los HMA se efectuó a nivel de morfoespecies, la observación de rasgos distintivos en las estructuras fúngicas se llevó a cabo en un microscopio óptico, y posteriormente se compararon con las claves taxonómicas disponibles (Brundrett *et al.,* 1996; Powell & Bagyaraj, 2000).

3.5.3 Medición de pH del suelo

A los suelos procedentes de cada plantación estudiada, se le midió el pH empleando la metodología propuesta por Steubing *et al.,* (2001) que mide el pH en agua (H_2O) y cloruro de potasio (KCl) al 0,1 N. El procedimiento consistió en: depositar en un vaso de precipitación 10 g de suelo seco y tamizado con 25 mL^{-1} de agua destilada. Paralelamente, en otro vaso de precipitación se colocó igual cantidad de suelo con 25 ml^{-1} de KCl, se agitó las suspensiones durante 10

minutos. La lectura del pH se registró en el sobrenadante de las suspensiones con un pH-metro marca OAKTON modelo 510 series.

3.6 Procesamiento y análisis

Una vez analizadas las variables estudiadas, se identificarón y seleccionaron las morfoespecies o consorcios de morfoespecies de HMA que se haya generado a nivel de laboratorio con el propósito de conservarlos como inoculantes.

3.6.1 Propuesta para incluir HMA como insumo microbiológico en plántulas de *T. grandis* a nivel de vivero

La propuesta consistió en conocer los costos de producción estimados al incluir HMA en 6000 plántulas de *T. grandis*, los mismos que serán inoculados al inicio del establecimiento en el vivero, y; que conllevara después de su inoculación el manejo adecuado de las plántulas por un período de mantenimiento de 60 días, tiempo estimado para la venta.

3.6.2 Recursos del proyecto

Para la implementación del proyecto, se considerará los siguientes recursos materiales y humanos:

- 50 Pipetas Pasteur
- 4 Picetas de 500 ml
- 10 Placas de Petri plásticas de 9 cm de diámetro
- 1 Rollo de sarán
- 1 Rollo de plástico negro
- 20 Frascos plásticos herméticos de 100 ml

- 5000 Tubos Ependor de 1,5 ml
- Responsable del aislamiento e inoculación de las esporas HMA
- Responsable para el manejo cultural del vivero (Jornales)
- 15 g de Hidróxido de potasio
- ¼ Rollo de parafilm
- 454 kg de Tierra de huerto
- 7 kg de Semillas de melina
- 5000 Fundas de polietileno de 4 x 6 cm
- 3 Litros de Formol

3.6.3 Reproducción de inóculos seleccionados

Para realizar esta actividad se utilizará contenedores plásticos de 43 cm x 37 cm x 26 cm (aproximadamente 41 litros/contenedor) que se llenaran con: dos partes de suelo orgánico, 1 parte de suelo agrícola y arena estéril (1/8). Dicho sustrato se esterilizará con formol a la dosis recomendada (500 cm^3/m^2). Después de aplicar el fungicida, el suelo se cubrirá herméticamente con un plástico durante una semana, y posteriormente se aireará durante 7 días más, luego se procederá a inocular el suelo con los HMA (*Glomus* y *Gigaspora*) generados de las plantaciones de teca de 3 y 8 años de edad previamente seleccionados utilizando las esporas como inóculo por contenedor y *Zea maíz* (maíz) como planta hospedera.

3.6.3.1 Producción de plántulas a nivel de vivero

Para la producción de plántulas se considerarán el siguiente procedimiento:

Para la germinación se contará con 8 kg de semilla de teca escarificada de la zona de Quevedo, 100 kg de sustrato y 500 mL^{-1} de formol, que será aspergeado con una bomba de mochila sobre la estructura de la cama, hecha de madera o caña, y

con un plástico como base con las siguientes dimensiones: largo, ancho y espesor (1 m x 5 m x 0,15 m).

Posteriormente después de que se haya depositado las semillas en la cama, se taparan por 8 días consecutivos con un plástico negro, y se realizara el regio con agua cuando fuese necesario.

Pasado los 8 días, se procederá a seleccionar y repicar 6000 plántulas de teca de las plántulas emergidas de la cama germinadora. Seguido a esto, el repique se hará en función de las plántulas que hayan presentado las mejores variables dasométricas, y que serán puestas en sus respectivas fundas de 5 x 8 cm con sustrato esterilizado.

Luego de que se hayan seleccionado las 6000 plántulas, y poder procurar la supervivencia, crecimiento y desarrollo de las mismas, serán ubicadas en un invernadero que presentare las condiciones apropiadas para la inoculación de las plántulas, y que perdurarán en el invernadero por el tiempo de 60 días. Tiempo estimado para la venta.

CAPITULO IV.

ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

4.1 Porcentaje de colonización micorrízica en raíces de *T. grandis*

En la Figura 1, se muestran los valores de densidad de colonización visual en raíces obtenidas en plantaciones de teca de 3 y 8 años de edad, encontrando el mayor porcentaje de colonización micorrízica en raíces de la plantación de 3 años de edad con 1,5 %, seguido por la de 8 años de edad con 1,3 % respectivamente.

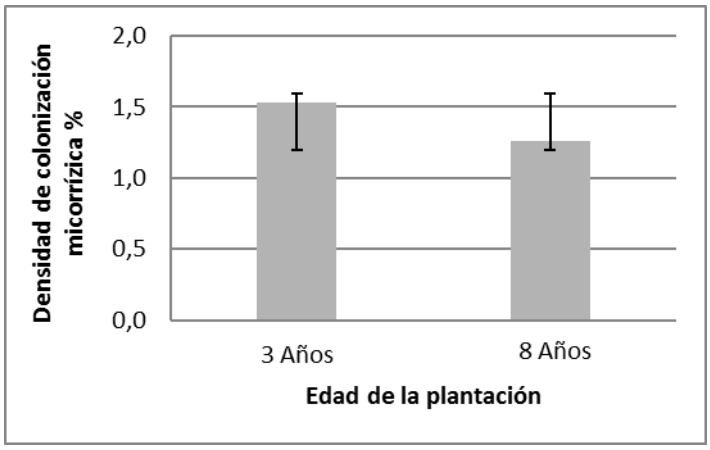


Figura 1. Porcentaje de densidad de colonización micorrízica y desviación standar en raíces de *T. grandis*, de las plantaciones forestales, ubicados en la zona de Quevedo, Provincia de Los Ríos, del Trópico Húmedo Ecuatoriano.

Los valores representan la media de 150 raicillas, con barras de desviación estándar y error estándar. Los porcentajes de colonización encontradas en raíces de plantaciones de teca, hace suponer que tienen relación semejante con las condiciones ecogeográficas y períodos estacionales del trópico, al ser indicadores de la densidad de colonización micorrízica. Así como lo indica un estudio realizado sobre características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de teca, donde se encontró el porcentaje de infección (micorrización) en raíces, así como el número de esporas identificadas en el suelo en las regiones estudiadas, presentan valores positivos y no positivos. De manera que se puede concluir el comportamiento de estas variables no se relaciona con las variables ambientales de las regiones estudiadas, ni tampoco con la calidad de sitio de cada plantación. Esto es normal si se tiene en cuenta que la variabilidad del grado de infección y del número de esporas en el suelo depende de factores específicos para cada sitio, entre ellos el pH, la temperatura y el contenido de humedad del suelo, la

fertilización de la plantación y el uso de agroquímicos en cada plantación (Alvarado *et al*., 2004).

Aunque los HMA se encuentran presentes en todos los ecosistemas tropicales, su distribución no es homogénea, existiendo variabilidad en las épocas estacionales (Vargas *et al.,* 2010). Además, la actividad microbiana es afectada por variables ecológicas primarias, tales como la densidad y composición de la flora, etapas sucesionales y variables secundarias, como la estación del año. Seguido a esto, existen reportes sobre las actividades biológicas en etapas sucesionales, así como lo indica Alvear *et al.*, (2007), al evaluar bajo dos etapas sucesionales y estacionales de un bosque templado del centro-sur de Chile, la relación de materia orgánica, ciclado de nutrientes y la humedad con la actividad microbiana; registrando en otoño los valores más alto para todas las actividades evaluadas; mientras que en primavera el porcentaje de agregados estables fue mayor en ambas etapas sucesionales.

4.1.1 pH del suelo bajo las plantaciones de *T. grandis*

En el Cuadro 4, se muestra los valores de pH de suelo obtenidos en Agua (H_2O) y Cloruro de potasio (KCl). El pH obtenido en agua fue de 5,93 y 5,93, mientras que el encontrado al emplear KCl, osciló entre 5,33 y 5,45 para plantaciones de teca de 3 y 8 años respectivamente. Esto quiere decir que los valores de pH obtenidos en el suelo donde crecen las plantaciones de teca son ligeramente ácidos y moderadamente ácidos.

Cuadro 2. pH en el suelo de plantaciones de *T. grandis*

MEDICIÓN DEL pH	3 AÑOS DE EDAD	8 AÑOS DE EDAD
pH DEL SUELO EN AGUA	5,93	5,93
pH DEL SUELO EN CLORURO DE POTASIO	5,33	5,45

Los rangos de pH encontrados en esta investigación, están relacionados con otros estudios sobre las características edáficas en plantaciones de teca, donde mencionan el efecto negativo que tiene la acidez del suelo sobre el crecimiento de esta especie forestal, lo cual en parte ayudaría a explicar el porqué del bajo grado de infección de raíces en los árboles de teca obtenidos en este estudio. El efecto de la acidez del suelo sobre el porcentaje de infección de las raíces es más importante que el que se ejerce sobre la sobrevivencia de las esporas en el suelo (Alvarado *et al*., 2004).

En otro estudio realizado por Alvarado *et al.,* (2004) sobre el efecto del pH del suelo sobre la micorrización de HMA en plantas de *T. grandis* en Costa Rica, y señalan que en suelos con pH < 5,5 existen bajos porcentajes de colonizacion micorrízica, de hasta 8%. Sin embargo, debido a que usualmente los suelos ácidos poseen asociada toxicidad por Al y Mn y deficiencias de P, Ca, Mg y K (Marschner, 1991), es difícil explicar la baja colonización micorrízica exclusivamente en función de la disminución del pH. Más bien las bajas colonizaciones en suelos ácidos pueden deberse a una combinación de acidez, toxicidad y deficiencias de los nutrientes mencionados.

En contraposición a lo reportado por Alvarado *et al*. (2004), otros autores han encontrado que existen HMA adaptados a pH ácidos (< 5), los cuales resultan fundamentales para el abastecimiento nutrimental a las plantas aún en estas condiciones tan adversas (Clark *et al*., 1999).

Esta contradicción de resultados permite razonar que la asociación micorrízica arbuscular es altamente compleja, especialmente en las regiones tropicales donde paradójicamente, los estudios ecofisiológicos de dicha simbiosis han sido escasos.

4.2 Hongos formadores de micorrizas en plantaciones de *T. grandis* de 3 y 8 años de edad

La plantación que presentó la mayor concentración de esporas de HMA por cada 100 gramos de suelo húmedo (gsh^{-1}), fue la de 3 años de edad, con un total de 53

esporas, seguido de la plantación de 8 años de edad con 45 esporas, respectivamente. Independientemente de la edad, la mayor cantidad de esporas de HMA fueron atrapadas por el tamiz de 25 µm. La mayor parte de esporas de HMA pertenecieron al género *Glomus*, seguido de *Gigaspora* (Cuadro 5).

Cuadro 3. Géneros y número de esporas de HMA obtenidos por cada 100 gramos de suelo húmedo (gsh-1), en tamices con apertura de mallas de 425, 90 y 25 µm, en dos plantaciones forestales de *T. grandis.*

CANTIDAD ESPORAS	**EDAD**							
	3 AÑOS				**8 AÑOS**			
GENEROS	**425 µm**	**90 µm**	**25 µm**	**Total**	**425 µm**	**90 µm**	**25 µm**	**Total**
Glomus	6	10	12	28	6	8	12	26
Gigaspora	6	8	11	25	7	5	7	19
Total	12	18	23	53	13	13	19	45

La población de HMA de los géneros G*lomus* y *Gigaspora* encontrados en las plantaciones de teca de 3 y 8 años de edad, son los dos géneros con mayor diversidad en los sistemas agroforestales. Estos resultados son similares a los encontrados por Alvarado (2004) al realizar estudios sobre plantaciones de teca en Costa Rica, donde encontraron el género *Glomus* como el más infectivo y efectivo.

De igual manera estos resultados son parecidos a los reportados por Prieto *et al.*, (2012) en un estudio realizado sobre identificación de HMA en cinco sistemas agroforestales con cacao, donde encontraron *Gigaspora*, *Acaulospora*, *Glomus* y *Scutellospora* asociados, presentando mayor densidad de colonización por gramo de suelo húmedo (gsh^{-1}) el género *Glomus*, mientras que la menor cantidad de esporas presento el género *Gigaspora.* De igual manera se demostró la eficiencia y potencial de los HMA sobre variables agronómicas en *Brachiaria decumbens* al inocular *Glomus* ssp., solas o en combinación con *Scutellospora* spp. (Prieto *et al.*, 2011).

La diversidad de los sistemas de producción es un componente elemental para determinar la abundncia de géneros de HMA, siendo los resultados de esta investigación similares a los reportado por Rojas *et al*. (2014) quienes estudiaron a los hongos micorrízicos arbusculares en tres agroecosietemas de cacao en la amazonía Peruana, donde encontraron no solamente *Glomus* si no tambien *Acaulospora, Ambispora, Archeospora, Cetraspora, Clareideoglomus, Diversispora, Fuscutata, Kuklospora, Pacispora, Paraglomus* y *Sclerocystis*.

4.3 Costos de producción para incluir HMA como insumo microbiológico en plántula de *T. grandis* a nivel de vivero

Con el propósito de aprovechar el potencial de los HMA en plántulas *T. grandis* a nivel de vivero, se presenta a continuación un análisis de costo beneficio para la zona de Quevedo.

Detalle de los costos de producción estimados y suministros al incluir HMA en 6000 plántulas de *T. grandis* a los 60 días de mantenimiento en el vivero; donde muestra valores superiores de 440,51 dólares el suministro de insumos, seguido de 285,00 dólares el suministro de mano de obra y 172,00 dólares el suministro de herramientas dando un total de 897,51. Estos valores son mayores a los egresos de 897,51 dólares a partir de las 6000 plántulas que serán vendidas a un costo de 0,17 centavos de dólar. La diferencia de los costos de producción proporcionó un ingreso bruto de 122,49 dólares, y una Relación B/C de 1,13 dólares, es decir que por cada dólar invertido se recupera 0,13 centavos de dólar (Cuadro 6).

Los costos de producción permiten conocer la relación beneficio/costo, que estará determinada por los insumos, como número y especies de plántulas maderables al ser inoculados con HMA; ya que no presentan un denominador común, siendo estos resultados similares a los encontrados por Meza, (2016).

Cuadro 4. Costos de producción al incluir HMA en 6000 plántulas de *T. grandis* a los 60 días de mantenimiento en el vivero.

Rubro	Unidad de medida	Cantidad	Precio unitario	Total
Costos				
Insumos				
Caja de pipetas Pasteur	cajas	10	0,60	6,00
Formol	litro	2	6,00	12,00
Picetas de 500 ml	ml	4	10,00	40,00
Placas de Petri plásticas de 9 cm de diámetro	placas	10	0,75	7,50
Placas de Petri plásticas de 4 cm de diámetro	placas	10	0,75	7,50
Parafilm	rollo	¼	15,00	15,00
Sustrato (tierra de huerto)	kg	455	0,28	127,40
Semillas de teca	kg	6	8,00	48,00
Bolsa de polietileno de 4 x 6 cm	fundas	5050	0,002	10,10
Sarán	rollo	1	4,56	4,56
Frascos plásticos herméticos de 100 mL	frascos	20	0,60	12,00
Tubos ependor de 1,5 ml	tubos	500	0,06	30,00
Hidróxido de potasio	g	15	0,03	0,45
Fuente de inoculo	esporas	150000	0,0008	120,00
Costos de insumos				440,51
Herramientas				
Carreta de mano		1	60,00	60,00
Azadones		2	6,00	12,00
Palas		2	5,00	10,00
Bomba de mochila		1	60,00	60,00
Regadora		2	15,00	30,00
Costos de herramientas				172,00
Mano de obra				
Aplicación (biofertilizante, riego)	jornales	8	15,00	120,00
Llenado de fundas	jornales	4	15,00	60,00
Control de malezas	jornales	7	15,00	105,00
Costos de mano de obra				285,00
Total costos				**897,51**
Ingresos				
Plántulas inoculadas		6000	0,17	1020,00
Ingreso bruto				**122,49**
Relación B/C				**1,13**
Rentabilidad (%)				**13,64**

CAPÍTULO V.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

- Los porcentajes de micorrización en raíces de teca (*T. grandis*) estuvieron colonizadas y diferenciadas por las edades. A demás la presencia de los HMA no solo puede verse influenciado por las variables ambientales, sino también pueden verse influenciado por los niveles de pH; pudiéndose encontrar a nivel de campo los géneros *Glomus* y *Gigaspora* de HMA colonizadas en raíces de teca (*T. grandis*) con 3 y 8 años de edad entre el rango de pH moderadamente y ligeramente ácido, en una solución de cloruro de potasio (KCL) y agua (H_2O). Pero con mayor porcentaje de colonización micorrízica la plantación de 3 años de edad con 1,5 % propios del ThE.

- Los géneros *Glomus* y *Gigaspora* estuvieron presentes en cada una de las plantaciones de teca (*T grandis*), independientemente de la edad; presenciando HMA comunes, abundantes y propios del ThE; y donde su infectividad y concentración de esporas de géneros *Glómus* y *Gigaspora* de HMA por cada 100 g de suelo húmedo (gsh^{-1}) fue mayor en la plantación de 3 años de edad.

- La inclusión HMA en plántulas a nivel de vivero, presentó una relación B/C de 1,13 dólares, es decir que por cada dólar invertido se recupera 0,13 centavos de dólar y una rentabilidad de 13,64 %.

5.2 Recomendaciones

- Realizar estudios que permitan conocer índices de diversidad de géneros de HMA en el ThE, y conocer su relación con los sistemas forestales y agroforestales de tal manera que pueda ser usado como insumo microbiológico.

- Utilizar a nivel de laboratorio colorantes para la identificación de géneros de HMA a través de tinción.

- Considerar otros indicadores edáficos como materia orgánica, textura y estructura del suelo, que conlleven a obtener respuestas más cercanas al comportamiento y presencia de los géneros de HMA en las diferentes zonas del ThE.

BIBLIOGRÁFIA

Alvarado, A., Chavarría, M., Guerrero, R., Boniche, J., & Navarro, J. (2004). Características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de Teca (Tectona grandis L. f.). *Agron. Costrric., 28*, 89-100.

Alvear, M., Urra, C., Huaiquilao, R., Astorga, M., & Reyes, F. (2007). Actividades biológicas y estabilidad de agregados en un suelo delbosque templado chileno bajo dos etapas sucecionales y cambios estacionales. *R.C.Suelo Nutr. Veg., 7*(3), 38-50.

Birchler, T., Aroyo, A., & Pardos, M. (1998). La planta ideal: revision del concepto, parámetros definitorios e implementación práctica. *Invest. Agr. : Sist. Recur. For, 1*(1 y 2).

Boisson Dernier, A., Chabaud, M., García, F., Bécard, G., Rosenberg, C., & Barker, D. (2001). Agrobacterium rhizogenes-transformed roots of Medicago truncatula for the study of nitrogen-fixing and endomycorrhizal symbiotic associations. *Molecular Plant-Microbe Interact*, 695-700.

Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuck, N. (1996). Working whit mycorrhizas in forestry and agriculture. Camberra, Australia. 374.

Clark, R., Zobel, R., & Zeto, S. (1999). Effects of mycorrhizal fungus isolates on mineral acquisition by Panicum virgatum in acidic soil. *Mycorrhiza, 9*, 167-176.

Corkidi, L., Allen, E., Merhaut, D., Allen, M., Downer, J., Bohn, J., & Evans, M. (2004). Assessing the infectivity of commercial mycorrhizal inoculants in plant nursery conditions. *J. Env. Hort* (22), 149-154.

Donoso, E., Gustavo, L., & Rojas, N. (2008). Efecto de Trichoderma harzianum y compost sobre el crecimiento de plántulas de Pinus radiata en vivero. *Bosque, 29*(1), 52-57.

Ezawa, T., Yamamoto, K., & Yoshida, Y. (2000). Species composition and spore density of indigenous vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi under different conditions of P-fertilityas revealed by soybean trap culture. *Soil Sci. Plant Nutr, 46*(1), 291-297.

Gerderman, J., & Trappe, J. (1974). The Endogonale in the Pacific Northwest. Micol. Mem, 5, 29-30.

Gerderman, J., & Nicholson, T. (1963). Spores of mycorrihizal endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society, 46*(1), 235-244.

Gianinazzi, S., & Schuepph, J. (1994). Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems. Birkh¨auser Verlag, Basel. 226.

Giovanetti, M., & Mosse, B. (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular infection in roots. *New Phytologist, 84*(1), 489-500.

Guerra, B. (2008). Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. *Tecnología en Marcha, 21*(1), 191-201.

González, M., Gutiérrez, M., & Wrihgt, S. (2003). Hongos micorrízicos arbusculares en la agragación del suelo y su estabilidad. *Latinoamericana, 22*, 507-514.

Hayman, D. (1987). Mycorrhizas in field cropsystems. In: Ecophysiology of VA micorrhizal Plants. (G. R, ed). 171-192.

Hernández, W., & Salas, E. (2009). La inoculación con glomus fasciculatum en el crecimiento de cuatro especies forestales en vivero y campo. *Agronomía Costarricense, 33*(1), 17-30.

Joseph D. Bagyaraj y Sidney L. Stürmer. (1996). Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA). Manual de Biología de Suelos Tropicales. Disponible en :http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/667/cap7.pdf

Le Tacon, F. (1985). Le Tacon, F.Las micorrizas: una cooperación entre plantas y Hongos. *Mundo Científico, 49*(5), 776-784.

Marschner, H. (1991). Mechanisms of adaptation of plants to acid soils. *Plant Soil, 134*, 1-120.

Mexal, J., Rangel, R., & Negreros, P. (2002). Nursery production practices affect survival and growth of tropical hardwoods in Quintana Roo, Mexico. *For. Ecol. Manag.*(168), 125-133.

Meza, F. (2016). Hongos Micorrízicos de Plantaciones de (Melina) y su potencial como Biofertilizantes en plántulas a nivel de vivero. Tesis de grado, Unidad de Posgrado, Universidad Técnica Estatal de Quevedo, Quevedo-Ecuador.

Miller, R., & Jastrow, J. (1990). Hierarchy or root and mycorrhizal fungal interactions with soil aggregation. *Soil Biol. Biochem, 22*, 579-584.

Morton, J. B., & Benny, G. L. (1990). Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Micotaxon, 37*, 471-491.

Oehl, F., Alves, G., Goto, B., & Sieverding, E. (2011). Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxón*, 75-120.

Pera, J. I., Parladé, J., & Álvarez, I. F. (1994). Eficacia deltipo de inóculo de Pisolithus tinctorius en la formación de micorrizas en Pinus pinaster y Pseudotsuga menziesii. Invest Agrar, Sist Recur For, 3 (1): 19-29. *Invest Agrar, Sist Recur For, 3*(1), 19-29.

Pera, J., & Parladé, J. (2005). Inoculación controlada con hongos ectomicorrícicos en la producción de planta destinada a repoblaciones forestales: estado actual en España. *Invest Agrar: Sist Recur For, 14*(3), 419-433.

Phillips, J., & Hayman, D. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vasicular–arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, *55*(1), 158-161.

Plenchette, C., Fortin, J., & Furlan, V. (1983). Growth response of several plants species to mycorrhizal in a soil of moderate Pfertility. *Plant Soil, 70*(1), 1999-209.

Powell, C., & Bagyaraj, D. (2000). MA Mycorrhiza. Florida. Printed in the United States. 232.

Prieto Benavides, O., Belezaca Pinargote, C., Mora Silva, C., Vallejo Zambrano, E., Gutierrez Lara, V., & Pinargote Mendoza, E. (2011). Inoculación de Brachiaria decumbens con hongos formadores de micorriza arbuscular nativos del Trópico Húmedo Ecuatoriano. *Ciencia y Tecnología*, *4*(2), 9-18.

Prieto Benavides, O., Belezaca Pinargote, C., Mora Silva, F., Garcés Fiallos, R., Sabando Ávila, A., & Cedeño Loja, E. (2012). Identificación de hongos micorrízicos arbusculares en sistemas agroforestales con cacao en el Trópico Húmedo Ecuatoriano. *Agronomía Mesoamericana, 23*(2), 233-239.

Ramírez, A., Otálvaro, D., & Álvarez, C. (2001). Efectos de microorganismos rizosféricos sobre la absorción de fosfato y el crecimiento de Leucaena en un andisol. *Revista Suelos Ecuatorilaes, 31*(2).

REYBANPAC (2012). Plan de manejo forestal. http://www. reysahiwal. Com /Resumen% 20 Plan%20de%20Manejo%20Forestal.%20Reybanpac %20C.A..pdf. Recuperado el 13 de 8 de 2015, de http://www.reysahiwal.com/Resumen%20Plan%20de%20Manejo%20Forestal.% 20Reybanpac%20C.A..pdf.

Rodríguez, V., Soto, A., Pérez, J., & Negreros, P. (2011). Los hongos micorrízicos arbusculares y su implicación en la producción y manejo de especies neotropicales forestales, con enfasis en meliáceas. *Interciencia, 36*(8), 564-569.

Rojas, K., Melgar, C., Gárate, M., Montejo, D., Cubillas, P., & Sieverding, E. (2014). Hongos de micorriza arbuscular en tres agroecosistemas de cacao (Theobroma cacao L.) En la amazonía peruana. *Folia Amazónica, 23*(2), 149-156.

Ruiz, P. O., Rojas, K. C., & Sieverding, E. (2011). La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: una prioridad de investigación en la Amazonía Peruana (ISSN 1016-9148). *Espacio y Desarrollo*(23), 47-63.

Steubing, L., Godoy, R., & Alberdi, M. (2001). Métodos de ecología vegetal. Santiago de Chile, CH. Editorial universitaria. 34.

Smith, S., & Read, D. (2008). *Mycorrhizal Symbiosis*. 3er Ed. Academic Press. ISBN 9780123705266. 800 pp.

Thomas, R. S., Franson, R. L., & Bethlenfalvay, G. J. (1993). Separation of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root effect on soil aggregation. Soil Sci. Soc. Am. J. 57:77-81. *Soil Sci. Soc. Am. J, 57*, 77-81.

Vargas, R., Hasselquist, N., Allen, E., & Allen, M. (2010). Effects of a hurricane disturbance on aboveground forest structure, arbuscular mycorrhizae and belowground carbon in a restored tropical forest. *Ecosystems, 13*, 118-128.

ANEXOS

Anexo 1. Certificado de URKUND emitido por el tutor de la Unidad de Posgrado

Quevedo, 26 de abril del 2016

Sr. MC. Roque Vivas

Director de la Unidad de Postgrado

Universidad Técnica Estatal de Quevedo

Presente.

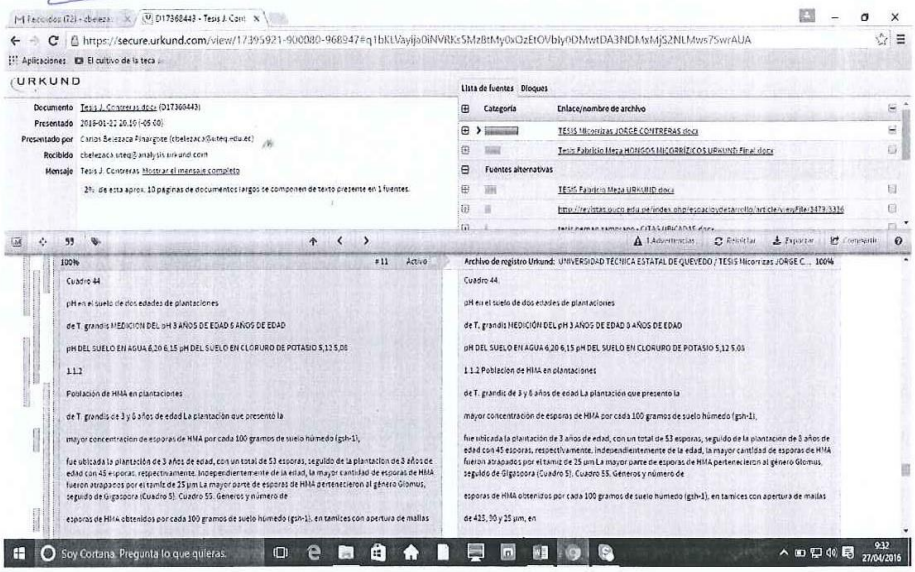
Cordialmente informo a usted que he revisado y subido a la plataforma URKUND el Proyecto Investigación y Desarrollo, titulado **"Hongos micorrízicos de plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L) y su potencial como biofertilizantes en plántulas a nivel de vivero"**, perteneciente al Candidato a Magister, **Ing. Jorge Contreras Torrico,** previo a la obtención al grado académico de Magister en Manejo y Aprovechamiento Forestal. Informo a usted que según el análisis realizado y posterior informe enviado por la plataforma URKUND, la tesis antes mencionada presenta un 98% de originalidad y un 2 % de similitud con otros trabajos publicados.

Particular que pongo a su conocimiento para los fines pertinentes. Ajunto foto de pantalla de plataforma URKUND donde consta informe.

Atte.,

Dr. Carlos Belezaca Pinargote

Tutor Unidad de Postgrado



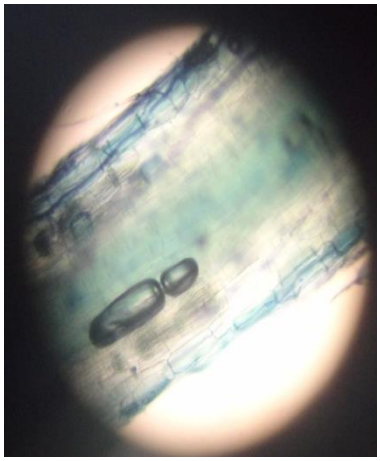
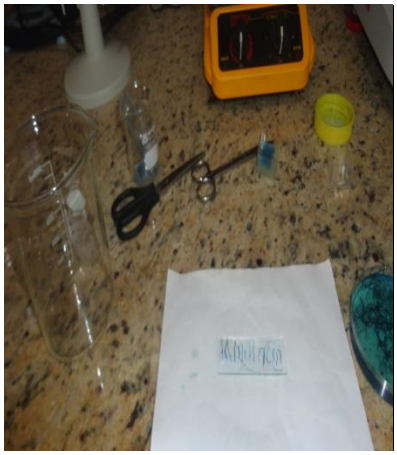
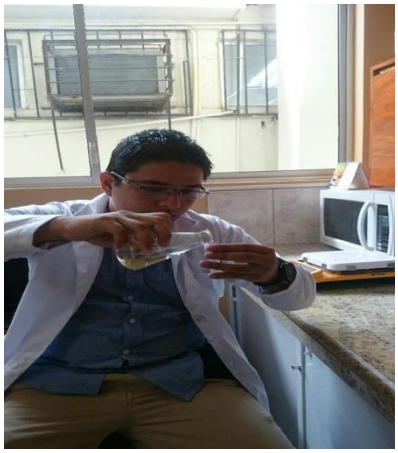
Anexo 2. Valores de densidad de colonización micorrízica en 150 raicillas de 3 años de edad en plantaciones de *T. grandis*

Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)	Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)	Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)
1	1	51	15,5	101	1
2	1	52	2,5	102	1
3	1	53	2,5	103	1
4	2,5	54	1	104	1
5	0	55	1	105	1
6	1	56	1	106	0
7	2,5	57	1	107	0
8	0	58	1	108	0
9	1	59	1	109	2,5
10	1	60	1	110	2,5
11	1	61	1	111	2,5
12	0	62	1	112	2,5
13	1	63	1	113	1
14	1	64	2,5	114	0
15	1	65	2,5	115	1
16	1	66	0	116	1
17	1	67	0	117	1
18	1	68	1	118	1
19	2,5	69	1	119	1
20	15,5	70	1	120	0
21	2,5	71	1	121	1
22	1	72	1	122	2,5
23	1	73	2,5	123	2,5
24	2,5	74	2,5	124	2,5
25	15,5	75	0	125	1
26	1	76	2,5	126	1
27	1	77	1	127	1
28	2,5	78	2,5	128	2,5
29	15,5	79	2,5	129	1
30	0	80	1	130	1
31	1	81	1	131	0
32	1	82	1	132	0
33	0	83	1	133	1
34	0	84	15,5	134	1
35	0	85	1	135	1
36	0	86	2,5	136	12,5
37	1	87	1	137	1
38	1	88	1	138	1
39	0	89	1	139	1
40	0	90	1	140	0
41	1	91	1	141	0
42	1	92	1	142	1
43	1	93	1	143	1
44	1	94	1	144	0
45	2,5	95	1	145	1
46	2,5	96	2,5	146	1
47	1	97	1	147	1
48	1	98	1	148	1
49	1	99	1	149	1
50	1	100	2,5	150	1

Anexo 3. Valores de densidad de colonización micorrízica en 150 raicillas de 8 años de edad en plantaciones de *T. grandis*

Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)	Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)	Número de raíces evaluadas	Densidad visual (%)
1	0	51	15,5	101	1
2	0	52	2,5	102	1
3	1	53	2,5	103	1
4	2,5	54	1	104	1
5	0	55	1	105	1
6	15,5	56	1	106	0
7	2,5	57	1	107	0
8	15,5	58	1	108	0
9	1	59	1	109	2,5
10	1	60	1	110	2,5
11	1	61	1	111	2,5
12	0	62	2,5	112	2,5
13	1	63	1	113	1
14	0	64	2,5	114	0
15	0	65	2,5	115	1
16	0	66	0	116	1
17	0	67	0	117	1
18	1	68	1	118	1
19	2,5	69	1	119	1
20	15,5	70	1	120	0
21	2,5	71	1	121	1
22	1	72	1	122	2,5
23	1	73	2,5	123	2,5
24	2,5	74	2,5	124	2,5
25	15,5	75	2,5	125	1
26	1	76	2,5	126	1
27	1	77	1	127	1
28	2,5	78	2,5	128	2,5
29	15,5	79	2,5	129	1
30	0	80	1	130	1
31	1	81	1	131	0
32	1	82	1	132	0
33	0	83	1	133	1
34	0	84	15,5	134	1
35	0	85	1	135	1
36	0	86	2,5	136	12,5
37	1	87	1	137	1
38	1	88	1	138	1
39	0	89	1	139	1
40	0	90	1	140	0
41	1	91	1	141	0
42	1	92	1	142	1
43	1	93	1	143	1
44	1	94	1	144	0
45	2,5	95	1	145	0
46	2,5	96	1	146	0
47	1	97	1	147	1
48	1	98	1	148	1
49	1	99	1	149	1
50	1	100	2,5	150	1

Anexo 4. Fotografías de la preparación y observación para el conteo de raicillas de teca (*T.grandis* L.) micorrizadas.

Recolección de la muestra de suelo de las plantaciones de teca (*T. grandis* L.) para la identificación y cuantificación de los HMA

Géneros de hongos identificados

***Glomus* sp**

***Gigaspora* sp**