UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

HONGOS ENDOFÍTICOS EN LA PROMOCIÓN DE DESARROLLO DE C*edrela odorata* EN ETAPA DE VIVERO, CATACAMAS, OLANCHO, HONDURAS

POR:

FREDY ANIBAL PEÑA GUARDADO

TESIS

PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

LICENCIADO EN RECUERSOS NATURALES Y AMBIENTE

CATACAMAS **OLANCHO**

ABRIL 2018

HONGOS ENDOFÍTICOS EN LA PROMOCIÓN DEL DESARROLLO DE C*edrela odorata* EN ETAPA DE VIVERO, CATACAMAS, OLANCHO, HONDURAS

POR:

FREDY ANIBAL PEÑA GUARDADO

ADÁN ALVARADO RAMÍREZ, *M. Sc.*
Asesor Principal

TESIS

PRESENTADO A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE:

LICENCIADO EN RECURSOS NATURALES Y AMBIENTE

CATACAMAS, OLANCHO HONDURAS, C.A.

ABRIL 2018

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE

PRACTICA PROFESIONAL SUPERVISADA

Reunidos en la Sala de Sesiones del Departamento Académico de Producción Vegetal de la Universidad Nacional de Agricultura el: **M Sc. ADÁN ALVARADO RAMÍREZ, Ph.D. WILMER MISAEL REYES SANDOVAL** y el **M Sc. GERARDO JAIR LAGOS HERNÁNDEZ,** miembros del Jurado Examinador de Trabajos de P.P.S.

El estudiante **FREDY ANIBAL PEÑA GUARDADO,** del IV Año de la carrera de Recursos Naturales y Ambiente, presentó su informe.

"HONGOS ENDOFÍTICOS EN LA PROMOCIÓN DE DESARROLLO DE *Cedrela odorata* EN ETAPA DE VIVERO, CATACAMAS, OLANCHO, HONDURAS"

El cual a criterio de los examinadores, Aprobó este requisito para optar al título de Licenciado en Recursos Naturales y Ambiente.

Dado en la ciudad de Catacamas, Olancho, a los veintiséis días del mes de abril del año dos mil dieciocho.

M Sc. ADÁN ALVARADO RAMÍREZ
ASESOR PRINCIPAL

Ph.D. WILMER MISAEL REYES SANDOVAL
ASESOR AUXILIAR

M Sc. GERARDO JAIR LAGOS HERNÁNDEZ
ASESOR AUXILIAR

DEDICATORIA

A **Dios**, ya que con la fe puesta en él he cumplido esta meta y por brindarme durante esta etapa la salud y fuerza necesaria para persistir en mis estudios.

A mis padres **Miriam Esperanza Guardado** y **Luis Alfredo Peña**, Por haberme dado la vida, por cada consejo, por ser ejemplos en mi vida y apoyarme incondicionalmente en cada decisión.

A mi amigo y compañero **Pedro Antonio Montufar Santos** (QDDG) quien Dios quiso llevarlo hasta su presencia, dejando un gran vacío en nuestras vidas. Hasta pronto Pedrinchi.

A mi hermana **Tatiana Peña** y mi hermano **Luis Peña** por ser de gran apoyo, ejemplos y motivación.

A toda mi familia por siempre apoyarme de cualquier forma y por estar pendientes de mí en esta etapa.

A personas muy especiales que siempre me acompañaron en esta bonita experiencia en la UNA: **Gladys Villafranca, Waldina Vásquez, Silvia Núñez, Eduardo Quintero, Abel Padilla, Elder Lemus, Jeancarlos Martínez.**

AGRADECIMIENTO

A **Dios todo poderoso**, ya que sin él no hubiera alcanzado esta meta.

A mis **padres** por todo el esfuerzo que han hecho para formarme como persona y siempre apoyarme en todo.

A mi tío, **Danilo Peña Hernández**, por apoyarme grandemente en esta etapa, un ejemplo más de vida.

A mis asesores de tesis **Adán Ramírez *M.Sc,* Ph. D. Wilmer Reyes** y **Gerardo Lagos *M.Sc***, por haberme dado la oportunidad de desarrollar este tema y haber compartido sus conocimientos en este proceso

Al **Lic. Douglas Irías** y **Lic. Tony Escobar** por haberme orientado, apoyado y motivado durante el desarrollo de este trabajo

A mi compañera de tesis, **Grecia Paz**, por su apoyo incondicional en esta etapa y toda mi carrera.

A mis compañeros/as de RRNN: **Carlos Gamero, Rafael Lobo, Debora Amaya, Erick Flores, Gabi López, Lilian Hernández, Cristian Portillo, Caren Lacoth, Diana Reyes.**

Gracias a cada una de las personas que siempre han estado presente en este proceso en especial a **Riccy Morales** y **Kensy Morales.**

CONTENIDO

Pág.

ACTA DE SUSTENTACIÓN i

DEDICATORIA ii

AGRADECIMIENTO iii

LISTA DE TABLAS viii

LISTA DE FIGURAS ix

LISTA DE ANEXOS xi

RESUMEN xii

I INTRODUCCIÓN 1

II OBJETIVOS 2

2.1 General 2

2.2 Específicos 2

III REVISIÓN DE LITERATURA 3

3.1 Cedrela odorata 3

3.1.1 Ciclo vegetativo 3

3.1.2 Taxonomía 3

3.1.3 Descripción de la especie 4

3.1.4 Descripción de su hábitat 4

3.1.5 Usos 4

3.1.6 Factores limitantes de crecimiento 5

3.1.7 Estrés en las plantas 5
3.1.8 Algodoncillo del Cedro 5
3.1.9 Plaga principal 6
3.1.9.1 Distribución 7
3.1.9.2 Biología 7
3.1.9.3 Como se presenta el ataque 8
3.1.9.4 Manejo 8
3.2 Hongos endofíticos 9
3.2.1 Origen 9
3.2.2 Descripción 9
3.2.3 Relación planta-hongo endofíticos 10
3.3 Metabolitos 10
3.4 *Trichoderma* spp 10
3.5 *Fusarium* spp 11
3.6 Unidades SPAD 12
IV MATERIALES Y MÉTODO 14
4.1 Localización geográfica 14
4.2 Materiales y Equipo 15
4.2.1 Material y equipo de laboratorio 15
4.2.2 Material y equipo para vivero forestal 15
4.2.3 Material para toma de datos 16
4.3 Procedimientos en vivero forestal 16
4.3.1 Elaboración de macro túnel 16
4.4 Procedimientos en laboratorio 17
4.4.1 Asepsia del laboratorio 17

4.4.2 Desinfección de la cámara de aislamiento 17
4.4.3 Reproducción del inóculo 18
4.4.4 Reproducción en arroz 19
4.4.5 Preparación de la suspensión de esporas 19
4.5 Descripción de tratamientos 22
4.6 Variables evaluadas 22
4.6.1 Colonización 22
4.6.2 Diámetro del tallo 23
4.6.3 Altura de la planta 24
4.6.4 Clorofila 24
4.6.5 Peso fresco de la raíz 25
4.6.6 Longitud de raíz 26
4.7 Diseño experimental 26
4.7.1 Modelo estadístico 27
4.7.2 Análisis estadístico 27
V RESULTADOS Y DISCUISIÓN 28
5.1 Colonización del sistema radicular en *C. odorata* 28
5.2 Promoción de crecimiento y desarrollo de hongos endofíticos en *C. odorata* 29
5.2.1 Altura de la planta 29
5.2.2 Diámetro de la planta al nivel del suelo 30
5.2.3 Longitud de la raíz 31
5.2.4 Peso fresco de la raíz 32
5.2.5 Volumen de la raíz 33
5.3 Determinación de clorofila 33
5.4 Resultados inesperados 34

VI CONCLUSIONES 35

VII RECOMENDACIONES 36

VIII BIBLIOGAFÍA 37

ANEXOS 43

LISTA DE TABLAS

Pág.

Tabla 1. Porcentaje de colonización por zonas en raíces de *C. odorata*. 29

LISTA DE FIGURAS

Pág.

Figura 1. *Cedrela odorata* en etapa de vivero (izquierda) y *C. odorata* en etapa adulta (derecha) por: F.W. Howard, University of Florida…….. 3
Figura 2. Taladrador de las meliáceas, *H. gandella*. Fotografía por: Doug Caldwel, University of Florida. 6
Figura 3. Huevo de *H. grandella*. Por: J.V. DeFilippis, University of Florida (arriba a la izquierda), *H. grandella* en fase de larva. Por: FW Howard, University of Florida (arriba a la derecha) y *H. grandella*, polilla preservada en alfiler. Créditos: L.J. Buss, University of Florida (abajo). 7
Figura 4. Ubicación geográfica del vivero forestal y laboratorio de entomopatógenos..... 14
Figura 5. Equipo de laboratorio (de derecha a izquierda) autoclave, cámara de flujo laminar, calentador y agitador (Fisher scientific) y cristalería (placas Petri, tubos de ensayo, beaker, pipeta). 15
Figura 6. Plantas de *C. odorata* (bancal izquierdo) utilizadas para la inoculación de endofíticos al interior del túnel (izquierda) y diseño del macro túnel en vivero forestal (derecha). 16
Figura 7. Desinfección de la cámara de flujo laminar. 18
Figura 8. Extracción de hongos de la placa Petri (izquierda) y sellado de bolsa con arroz y hongos (derecha). 18
Figura 9. Arroz esterilizado enfriándose (arriba), aplicación de hongos al arroz esterilizado (izquierda) y producto luego de los veinte días (derecha). 19
Figura 10. Elaboración de solución madre para determinar la concentración de esporas (izquierda) y solución madre (derecha). 20
Figura 11. Cámara de Neubauer utilizada para conteo de esporas (izquierda), aplicación de solución en cámara de Neubauer. 20

Figura 12. Como se diluye la solución madre en los tubos (izquierda) y soluciones obtenidas de la solución madre (derecha)..... 21
Figura 13. Preparación de las soluciones aplicadas (izquierda) y tamizado de soluciones para evitar residuos del arroz (derecha). 21
Figura 14. Muestra cómo se dividió la raíz en zonas para evaluar la colonización (izquierda) y seccionando raíces en las tres partes (derecha), ... 23
Figura 15. Ubicación de muestras en las placas Petri (izquierda) y raíces colonizadas con *Trichoderma* Vernon 6 (derecha). 23
Figura 16. Pie de rey digital (izquierda) y medición de las plantas de *C. odorata* (derecha). 24
Figura 17. Medición de altura de las plantas. 24
Figura 18. SPAD 502 (izquierda) y medición de clorofila en plantas de *C. odorata* (derecha). 25
Figura 19. Pesando raíz en balanza digital. 25
Figura 20. Medición de longitud de la raíz con regla milimetrada. 26
Figura 21. Medición del volumen de la raíz. 26
Figura 22. Gráfica de alturas (cm) en platas de *C. odorata.* 30
Figura 24. Gráfica de longitudes de raíces (cm) utilizando hongos endofíticos en plantas de *C. odorata*..... 31
Figura 25. Gráfica de peso fresco de raíces (en g) en plantas de *C. odorata* aplicando la solución de endofíticos. 32
Figura 27. Gráfica de los niveles de clorofila (unidades SPAD) en plantas de *C. odorata*. 34
Figura 28. Algodoncillo del cedro (*Mastigimas Cedrelae*)..... 34

LISTA DE ANEXOS

Pág.

Anexo 1. Análisis de la varianza de la variable altura (cm) de *C. odorata*. 44
Anexo 2. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable altura (cm) de *C. odorata*. 44
Anexo 3, Análisis de la varianza de la variable diámetro de tallo (mm) en *C. odorata*. 45
Anexo 4. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable diámetro de tallo (mm) en *C. odorata*. 45
Anexo 5. Análisis de la varianza de la variable longitud de raíz (cm) en *C. odorata*. 46
Anexo 6. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable longitud de raíz (cm) en *C. odorata*. 46
Anexo 7. Análisis de la varianza de la variable peso de raíz (g) en *C. odorata*. 47
Anexo 8. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable peso de raíz (g) en *C. odorata*. 47
Anexo 9. Análisis de la varianza de la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*. 48
Anexo 10. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*. 48
Anexo 11. Análisis de la varianza de la variable clorofila (%) en *C. odorata*. 49
Anexo 12. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*. 49
Anexo 13. Lista de tratamientos utilizados en la investigación. 50
Anexo 14. Formato para toma de datos durante las mediciones. 50
Anexo 15. Esporas de *Trichoderma* spp. visto en microscopio 51
Anexo 16. Esporas de *Fusarium* spp. visto en microscopio 51

Peña Guardado, F.A. 2016. Hongos endofíticos en la promoción de desarrollo de C*edrela odorata* en etapa de vivero, Catacamas, Olancho, Honduras. Tesis Lic. Recursos Naturales y Ambiente. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras. 65 Pág.

RESUMEN

Se investigó el papel de los hongos endofíticos como promotores de crecimiento y desarrollo de *C. odorata* durante la fase de vivero y así mejorar las plantas en esta fase. Las cepas utilizadas fueron obtenidas del laboratorio de hongos entomopatógenos de la Universidad Nacional de Agricultura, los géneros utilizados en esta investigación fueron *Trichoderma* spp y *Fusarium* spp evaluando diez y cinco tratamientos respectivamente contando con un testigo, las soluciones elaboradas a partir de los endofíticos se ajustaron a una concentración de $1x10^6$ ufc/ml realizando una inoculación a los tres meses de edad de la planta y la segunda 15 días después. Se evaluaron indicadores como altura de planta, diámetro de tallo, unidades SPAD, peso fresco, longitud y volumen de raíz, de los cuales los del género *Trichoderma* mostraron superioridad ante los demás en indicadores como altura de planta con 30.86 cm con el T8-TV3, diámetro del tallo con 4.44 mm del T4-TH4, longitud de raíz con 21.5 cm con T10 TT3; volumen de raíz con 1.5 ml obtenida por el T5-TH5; los tratamientos del genero *Fusarium* mostraron buenos resultados en variables como peso fresco de raíz 1.2 g con T13-FC2. Estos resultados se pueden resumir variables que son fundamentales para la planta como la clorofila, al obtener el mejor resultado T5-TH5 con 31.84 unidades SPAD y en cuanto capacidad de colonización el T5-TH5 con 94.44% y el T9-TT2 también con un 94.44%, concentrándose una colonización del 100% en la zona alta de la raíz.

Palabras clave: Colonizar, *C. odorata*, Endofíticos, *Fusarium, Trichoderma*,.

I. INTRODUCCIÓN

El uso de hongos endofíticos como agentes de control biológico para para combatir plagas, nematodos y hongos fitopatógenos es una tendencia en crecimiento. Estos hongos son capaces de inhibir o reducir el crecimiento de patógenos mediante micoparasitismo, antibiosis o producción de metabolitos, competición por nutrientes y espacio, y mediante el estímulo de la resistencia de la planta (FUNGEUVA 2009).

Según Abello y Kelemu (2006) esta simbiosis consiente en dar a las plantas una mayor habilidad competitiva y confiere una plena expresión de su potencial genético representado en altas tasas de germinación, mejor densidad, mayor cantidad de biomasa en los tejidos y mayor producción de semilla.

El estudio de los hongos endofíticos es importante por una serie de razones para logar un mejoramiento forestal con las siguientes características: 1) aumentar la adaptación en los sitios potenciales de las plantaciones, 2) la tasa de desarrollo, 3) plantas saludables con resistencia a enfermedades y 4) buena calidad de los árboles como producto final (madera, leña, forraje, estabilización del suelo) (Barner, H., *et al*., 1992).

El periodo de la investigación fue de cuatro meses (septiembre a diciembre del 2017) Para el desarrollo de ésta, se realizaron una serie de procesos regulados utilizando para cada uno materiales y equipo específico, iniciando con la identificación de las cepas que se utilizaron y la movilización de las plantas hacia el macro túnel y finalizar con las pruebas de colonización para determinar que endofíticos y en qué zona de la raíz desarrollaron mejor.

II. OBJETIVOS

2.1 General

Evaluar el efecto de hongos endofíticos *Trichoderma* spp. Y *Fusarium* spp. en promoción del crecimiento y desarrollo de *C. odorata.*

2.2 Específicos

Estimar el porcentaje de colonización de *Trichoderma* spp. y *Fusarium* spp. en el sistema radicular

Medir el efecto en la promoción de crecimiento y desarrollo de los hongos endofíticos en *C. odorata*

Determinar la cantidad de unidades SPAD de la clorofila al utilizar hongos endofíticos

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Cedrela odorata

3.1.1 Ciclo vegetativo

Según CONABIO, (*s.f*). el follaje caducifolio de los árboles (figura 1) desprenden las hojas cuando han madurado totalmente los frutos de la temporada anterior, antes de florecer; su floración es en los meses de Mayo a Agosto y la maduración de frutos es en Abril y Mayo del año siguiente cuando el árbol ha desprendido sus hojas



Figura 1. *Cedrela odorata* en etapa de vivero (izquierda) y *C. odorata* en etapa adulta (derecha) por: F.W. Howard, University of Florida.

3.1.2 Taxonomía

Reino: Plantae

División: Fanerógama / Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Sapindales
Familia: Meliaceae
Género: Cedrela
Especie: *C. odorata*
Nombre científico: *Cedrela odorata*.
Nombre común en español: Cedro
Nombres comunes relacionados: Cedro Amargo, Cedrela (Herrera y Lanuza, 1997).

3.1.3 Descripción de la especie

Árbol de hasta 18 m de altura; el tronco es erguido, ligeramente engrosado en la base, de 1 a 1.5 m de diámetro a la altura del pecho; la copa es frondosa y redondeada; las flores son pequeñas y perfumadas de color crema; los frutos son cápsulas de 3 a 5 cm, de color pardo morenas (CATIE y OFI, 2014a).

3.1.4 Descripción de su hábitat

Se encuentra en las zonas de vida de bosque húmedo tropical, bosque húmedo subtropical y bosque seco tropical. Es una especie exigente de luz. De México a Bolivia y norte de Argentina, y en el Caribe. Debido a su amplia distribución en América tropical forma parte de la flora nativa de la mayoría de países latinoamericanos, a excepción de Chile (CATIE y OFI, 2014b).

3.1.5 Usos

Sin duda, su principal producto es la madera de excelente calidad, que se usa para construcción ligera, decoración de interiores, construcción de barcos (cubiertas y forros). Con ella se hacen muebles finos, instrumentos musicales, baúles, cajas de puros y estuches, lambrín, parquet, carpintería y ebanistería en general. El olor de la madera hace que se use

para joyeros, cajas de cigarros, gabinetes, además de ser reportado al proteger frente a las polillas (CATIE y OFI, 2014c).

3.1.6 Factores limitantes de crecimiento.

Cabe mencionar que esta especie es afectada por la *Hypsipyla gandella*, la misma que aqueja tanto en vivero como en las plantaciones. La limitante principal es el ataque a la yema terminal por *H. gandella*, Se producen daños por plantas epífitas. No tolera suelos con contenidos de aluminio por arriba de 1 ppm (Vinueza, 2012).

3.1.7 Estrés en las plantas

Si una planta no es capaz de reproducirse no podrá prosperar en una comunidad. Surge así el concepto de estrés, que puede definirse como todo factor externo que afecta negativamente el crecimiento, productividad y reproducción de las plantas. De acuerdo a su origen los estreses se agrupan en dos grandes categorías: abióticos o ambientales y bióticos o biológicos (Prado, *et al.* 1997).

Independientemente de su naturaleza, las situaciones desfavorables tienden a producir cambios o daños celulares que invariablemente resultan en una alteración metabólica. No obstante, esta consideración no siempre resulta cierta por cuanto algunas especies se desarrollan mejor en ambientes estresantes, aparentemente menos aptos, que en otros más benignos y por ende supuestamente más ventajosas (Wang. 1997).

3.1.8 Algodoncillo del Cedro

Los adultos y las ninfas de esta plaga se dedican a succionar savia en hojas y brotes; causan el arrugamiento de las hojas y la caída prematura de estas; puede matar plantas jóvenes en viveros o reducir fuertemente su desarrollo (Noyes y Hanson 1996).

Se presentan varias generaciones por año, no se conoce con precisión la duración del ciclo, pero se estima que requiere de pocas semanas, apenas de 3 a 5, existe sobreposición de los estados de desarrollo y en cualquier fecha del año es posible encontrar adultos y los diferentes ínstares ninfales (Cibrián 2001).

Los adultos son los que se dispersan, pueden volar hasta alcanzar nuevos hospedantes; eventualmente son arrastrados por el viento y de esta manera llegar a distancias considerables. Se considera que este es un insecto nativo de México, de tal forma que existen enemigos naturales establecidos y que regulan la población (Cibrián 2001).

3.1.9 Plaga principal

El taladrador de las meliáceas (figura 2), *H. gandella*, taladra los brotes de árboles en la familia de las caobas (Meliaceae), especialmente las caobas (*Swietenia* spp.) y los cedros (*Cedrela* spp.). Es una plaga económica importante, y ha sido el objetivo de investigaciones en muchos países tropicales.



Figura 2. Taladrador de las meliáceas, *H. gandella*. Fotografía por: Doug Caldwel, University of Florida.

3.1.9.1 Distribución

La distribución del taladrador de las meliáceas probablemente coincide con la de sus plantas hospederas principales, eso es, las caobas y los cedros, el sur de la Florida, la mayoría de las islas de las Indias Occidentales, México desde Sinaloa hasta el sur, Centroamérica, y América del Sur con la excepción de Chile (Giffiths 2001).

3.1.9.2 Biología

Estas colocan los huevos durante las horas tempranas de la mañana sobre brotes nuevos, cicatrices de las hojas caídas, hojuelas (especialmente al lado de una vena en la superficie superior), y frutas. Los huevos generalmente se ponen uno por uno, pero a veces están agregados en un grupo de tres o cuatro huevos metidos en axilas de hojas. Una hembra puede poner cerca de 300 huevos, pero típicamente pone no más que unos pocos huevos por cada árbol, estas polillas adultas son nocturnas y viven siete a ocho días (figura 3) (Solomon 1995).



Figura 3. Huevo de *H. grandella*. Por: J.V. DeFilippis, University of Florida (arriba a la izquierda), *H. grandella* en fase de larva. Por: FW Howard, University of Florida (arriba a la derecha) y *H. grandella*, polilla preservada en alfiler. Créditos: L.J. Buss, University of Florida (abajo).

3.1.9.3 Como se presenta el ataque

El barrenador de las meliáceas, *H. gandella* es una de las plagas forestales más severas conocidas en el trópico. El principal daño es causado por la larva que destruye el retoño terminal principal, atravesando en las puntas y haciendo túneles en los tallos jóvenes. Los rebrotes de las plantas afectados por repetidos ataques del insecto, dan como resultado numerosas ramas laterales y, consecuentemente, árboles mal formados, indeseables para la producción de madera (FHIA. 2011).

Las larvitas frecuentemente penetran primero la yema axilar y luego, el estado posterior, se mueve barrenando el retoño terminal no lignificado, la yema axilar o la punta de las ramas. La alimentación continúa generalmente en la médula, consumiendo la corteza, floema y hojuelas (Vergara. 1997).

Las larvas protegen sus agujeros de entrada y túneles construyendo un tejido, el cual es cubierto con partículas de plantas y excrementos; estas estructuras protectoras son también construidas antes de la pupación. El último instar larvario hila frecuentemente su capullo en el final superior del túnel, donde ellos pupan (Vergara. 1997).

3.1.9.4 Manejo

En cualquier situación, este insecto es supremamente difícil de controlar, sobre todo porque aunque algunos métodos reducen la población de la plaga considerablemente, hasta las poblaciones ligeras pueden causar daño significativo. En hecho, el daño más importante del insecto, destrucción del brote terminal, es el resultado de una sola larva por árbol (Howard y Merida 2014).

3.2 Hongos endofíticos

3.2.1 Origen

Endofítico o endófito es un término que se conoce en el siglo XIX y se utilizó para agrupar organismos fúngicos que viven dentro de las plantas. En la actualidad los endofíticos se aceptan como organismos que viven asintomáticamente dentro de los tejidos aéreos y subterráneos vegetales vivos incluyendo los hongos productores de micorrizas (Saikkonen *et al*, 1998).

3.2.2 Descripción

Los hongos endofíticos afectan en los requerimientos y preferencias nutritivas, por esto podrían afectar la tasa de uso de fotosintatos, afectando al hospedero, al acabar ciertos productos según la presencia y dominancia de ciertos endofíticos. La tasa fotosintética no es perturbada a sus hospederos naturales en el estadio de plántula. Las asociaciones de organismos endofíticos con sus plantas huésped son variadas y complejas. Los organismos microbianos endofíticos a menudo contribuyen a la salud normal y el desarrollo de sus plantas huésped a cambio de un nicho relativamente privilegiado (Gambona-Gaitan *et al*. 2005).

Algunos grupos de microorganismos endofíticos han sido descritos como mutualistas que protegen a las plantas contra tensiones bióticas. Los endofíticos contribuyen a la adaptación de las plantas huésped a las tensiones ambientales y también pueden ser responsables de ellas. Durante las últimas dos décadas, los endofíticos han sido objeto de valiosas fuentes de nuevos compuestos bioactivos y metabolitos secundarios (Tiscornia, 2012)

3.2.3 Relación planta-hongo endofíticos

Según la habilidad de un hongo para existir en un hábitat particular como el suelo o la superficie del órgano de una planta, está particularmente determinado por las relaciones ecológicas con otros microorganismos. Estas interrelaciones a menudo son antagonistas naturales, donde uno o más de los organismos puede resultar perjudicado o tener una actividad reducida (Rey, *et al*. 2001).

La mayoría de estos hongos, son ascomicetos y están presentes en gran parte de su ciclo de vida dentro del tejido de la planta, donde pueden alterar la fisiología promoviendo el crecimiento e incrementando la resistencia al estrés causado por factores bióticos o abióticos (Pocasange, *et al*. 2006).

3.3 Metabolitos

Los metabolitos secundarios son aquellos que frecuentemente son producidos en la fase siguiente a la del crecimiento; no tienen función para el crecimiento (aunque pueden tener una función de supervivencia); son 19 producidos por ciertos grupos restringidos de organismos; tienen estructuras químicas inusuales. (Martin y Demain, citado por Forchiassin *et al*. 1999)

3.4 *Trichoderma* spp

Este hongo se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, y se presenta en distintas zonas y ambientes, principalmente en aquellos que contienen materia orgánica o desechos vegetales en descomposición, además de restos de cultivos, especialmente en aquellos que son atacados por otros hongos. Su desarrollo se ve beneficiado por la presencia de altas densidades de raíces, las cuales son colonizadas rápidamente por estos microorganismos (Páez, 2006).

Esta capacidad de adaptación a distintos escenarios ambientales y sustratos atribuye a *Trichoderma* la posibilidad de ser manipulado en diferentes suelos, cultivos, climas y procesos tecnológicos (Páez, 2006).

El género *Trichoderma* (anexo 15) se considera un hongo cosmopolita, habitante natural del suelo y algunas de sus especies poseen la destreza de generar enzimas que atacan o inhiben a hongos fitopatógenos y que lo hacen un excelente agente de biocontrol (Rosero, 2011).

De acuerdo a López (2011) el éxito de las cepas de *Trichoderma* como agentes de control biológico se debe a su alta capacidad reproductiva, habilidad para sobrevivir bajo condiciones ambientales desfavorables, eficiencia en la utilización de nutrientes, capacidad para modificar la rizósfera, fuerte agresividad contra hongos fitopatógenos y eficiencia en promoción del crecimiento en plantas e inducción de mecanismos de defensa.

Las diferentes especies de *Trichoderma* se caracterizan por tener un crecimiento micelial rápido y una abundante producción de esporas, que ayuda a la colonización de diversos sustratos y del suelo además que ejercen diferentes mecanismos de control mediante: competencia directa (por espacio y nutrientes), producción de metabolitos antibióticos y por micoparasitismo (Martínez *et al*, 2013).

3.5 *Fusarium* spp

Es un hongo filamentoso abundantemente distribuido en plantas y en el suelo. Se localiza en la Micoflora normal de productos básicos, tales como arroz, frijol, soja y otros cultivos. Si bien la mayoría de las especies son más comunes en las zonas tropicales y subtropicales, también se encuentran en suelos de climas fríos. (Pitt *et al*., 1994).

Estas especies de *Fusarium* se encuentran ampliamente distribuidas, ocupando territorios prácticamente en todo el mundo, debido a ello su variabilidad intraespecífica es enorme. Es una especie que se adapta a vivir en cualquier tipo de suelo, y aunque las condiciones óptimas para su actividad son suelos de pH ligeramente ácido, con temperatura de 25-35ºC y con humedad moderada, es habitual encontrarnos este hongo en suelos con malas prácticas agrícolas (Martín, 2004).

En *Fusarium* (anexo 16), la estructura genética de las especies es variable y la morfología de la especie es influenciada por factores ambientales. Para muchas de las especies, se demandan condiciones específicas para las manifestaciones morfológicas óptimas y la tendencia a mutua-identificación. En el agar Sabouraud dextrosa a 25 ° C la mayoría de las especies de *Fusarium* se desarrollan rápidamente y producen colonias lanudas a algodonosas, planas y dispersas (Dhoro, 2010).

Este hongo es un saprófito facultativo y en ausencia del hospedante durante periodos largos puede desarrollarse sobre materia orgánica y en condiciones adversas, forma estructuras (clamidosporas) que le permiten resistir los periodos de sequedad, frío o falta de alimento (Edel *et al*., 2001)

En condiciones de campo, se determinó que plantas inoculadas con cepas no patogénicas de *F. oxysporum* presentaron un efecto positivo en la sanidad del sistema radical en las plantas protegidas, y sostiene que éstas presentaron menos raíz muerta, en comparación con el testigo (Menjivar 2005).

3.6 Unidades SPAD

Turner y Jund (1991), con un modelo reciente del detector de clorofila SPAD-502, manifestaron que la “unidad SPAD” es un valor proporcional al contenido de nitrógeno en la planta de arroz (*Oryza sativa*). Dichos autores examinaron *in situ* y en corto tiempo,

cientos de muestras sin destruirlas lo que les permitió establecer de forma inmediata el estado nutrimental del cultivo en estudio.

Los valores SPAD se basan en el principio de que parte de la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto con la celda detectora del SPAD-502 y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbancia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 199, por lo que las unidades SPAD serán siempre las mismas de acuerdo con el tono verde de las hojas (Krugh *et al*., 1994).

El contenido de clorofila y la absorción de nitrógeno se han correlacionado con las unidades SPAD en diversas condiciones ambientales como la intensidad luminosa, temperatura, humedad relativa, plagas, densidad de población, fuente de nitrógeno, etc. (Hiderman *et al*., 1992).

El contenido en clorofila juega un papel importante en las plantas cultivadas ya que está positivamente correlacionado con la fotosíntesis (Gummuluru *et al*. 1989).

Por tanto, la reducción en el contenido en clorofila puede ser considerada como una respuesta de las plantas al estrés. Esta reducción de la clorofila puede perjudicar el proceso fotosintético conduciendo a una reducción en la fijación de carbono, de ahí la importancia de conocer el contenido en clorofilas de las plantas cuando las condiciones medioambientales no son óptimas (Tenga *et al*. 1989).

IV. MATERIALES Y MÉTODO

4.1 Localización geográfica

La investigación se llevó a cabo en la Universidad Nacional de Agricultura (UNAG), (en las instalaciones del laboratorio de hongos entomopatógenos y vivero forestal del Departamento Académico de Manejo de Recursos Naturales y Ambiente) esta se encuentra ubicada en el kilómetro seis (6 km) carretera que conduce a Dulce Nombre de Culmí, Catacamas, Olancho a una altura de 350 m.s.n.m. (UNAG, 2017) (figura 4).

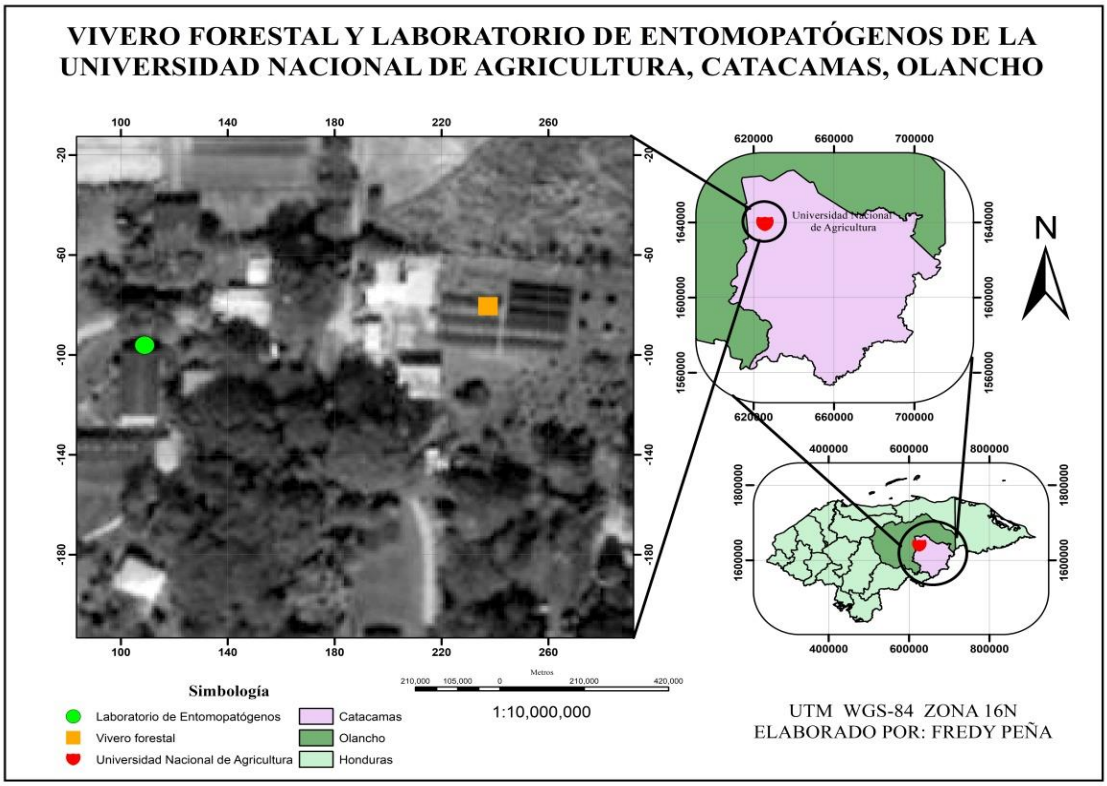


Figura 4. Ubicación geográfica del vivero forestal y laboratorio de entomopatógenos.

4.2 Materiales y Equipo

4.2.1 Material y equipo de laboratorio

Placas Petri de 90 x 15mm, papel toalla, papel filtro, medio de cultivo (Potato Dextrose Agar), agua destilada, papel parafilm, alcohol al 70%, alcohol para quemar, fósforos, masking tape, cubre y porta objeto, beaker, bisturí, jeringas, pinzas, probeta, guantes, microscopio (Mejí TECHNO), calentador y agitador (Fisher Scientific), balanza digital (Scout-Pro modelo SP2001), gasas, auto clave (All América Modelo 25x1), cámara de flujo laminar (biobase), selladora caliente para bolsas (modelo CD-500), Gentamicina (1cc por cada 1000 ml de medio de cultivo), bolsas plásticas de diferentes medidas, placas Petri (vidrio) tubos de ensayo, azas, arroz (ver figura 5).



Figura 5. Equipo de laboratorio (de derecha a izquierda) autoclave, cámara de flujo laminar, calentador y agitador (Fisher scientific) y cristalería (placas Petri, tubos de ensayo, beaker, pipeta).

4.2.2 Material y equipo para vivero forestal

Para la elaboración del macro túnel se utilizó: sarán (sombra al 50%), tubos de pvc de 2 in, cuerda, azadón, machete, piocha, barra, semillas de Cedro, bolsas de 5x8 in, sustrato (compuesto por tres partes de tierra, una de arena y una de materia orgánica) y regadera.

4.2.3 Material para toma de datos

Marcador permanente, libreta de campo, formatos para tomar datos de las variables (Anexo 13) regla milimetrada, Pie de rey digital, lápiz, SPAD 502, computadora portátil, memoria USB, grapadora, calculadora.

4.3 Procedimientos en vivero forestal

4.3.1 Elaboración de macro túnel

En el espacio asignado (figura 6) iniciamos con el emparejamiento del terreno para tener una superficie plana donde colocar las plantas, las medidas para el túnel fueron de 3m de ancho x 7m de largo, las medidas de los bancales fueron de 1m de ancho x 7m de largo y la colocación del sarán se hizo uniforme.



Figura 6. Plantas de *C. odorata* (bancal izquierdo) utilizadas para la inoculación de endofíticos al interior del túnel (izquierda) y diseño del macro túnel en vivero forestal (derecha).

Se recurrió a la instalación de nylon durante un tiempo debido a períodos de lluvia (de Septiembre a Octubre) (la humedad generada propició al desarrollo del mal del talluelo en algunas plantas y el ataque del algodoncillo del cedro (*M. cedrelae*), atacando fuertemente a las plantas inoculadas con el género *Fusarium* y el testigo) además se acudió al sellado

del túnel debido al daño mecánico que causaron perros y para restringir la entrada a personas ajenas a la investigación,

4.4 Procedimientos en laboratorio

4.4.1 Asepsia del laboratorio

El laboratorio de Entomopatógenos fue sometido a procesos de limpieza general y desinfección, desde infraestructura; equipos, cristalería para lo cual se utilizó como agente desinfectante el hipoclorito de sodio al 3.62 % concentración comercial, y este se disolvió hasta una concentración del 2%. Se lavaron todos los materiales con agua destilada y detergente para remover cualquier residuo de materia orgánica y luego se sometieron a un enjuague con abundante agua para remover partículas de detergente que pudieron quedar en los equipos.

Los materiales y cristalería luego de lavarse y secarse fueron esterilizados por calor húmedo o presión de vapor de agua, para este procedimiento se utilizó la autoclave, la cual alcanzó una presión de 1 atmósfera o 15 libras de presión hasta obtener una temperatura de 121.6 ºC, donde comenzó el periodo de esterilización la cual se mantuvo durante un tiempo de dos horas hasta llegar a una temperatura de 127 °C donde finaliza el periodo de esterilización, además se esterilizaron los medios de cultivo, placas Petri (de cristal), tubos de ensayo, papel toalla y probetas.

4.4.2 Desinfección de la cámara de aislamiento

Se desinfectó antes y después de cada aislamiento con alcohol al 70%, por dentro y fuera de la cámara (figura 7), luego se encendió la luz ultra violeta (UV) por un periodo de 30 minutos previo a iniciar el aislamiento, antes de preparar cualquier procedimiento el personal se sometió a la desinfección (lavado de manos y brazos con abundante agua y jabón, posteriormente aplicación de alcohol) para hacer cualquier procedimiento en el

interior de la cámara debiendo utilizar el equipo necesario de protección (guantes de látex, mascarilla, gabacha) luego se procedió a realizar los aislamientos.



Figura 7. Desinfección de la cámara de flujo laminar.

4.4.3 Reproducción del inóculo

Los hongos endofíticos se dejaron crecer en placas Petri conteniendo medio de cultivo PDA (Potato Dextrose Agar) durante tres semanas. Bajo condiciones asépticas una vez que se desarrolló el hongo se procedió a la preparación del sustrato de arroz dejándolo sellado por un periodo de 20 días hasta que este madurara (Figura 8).

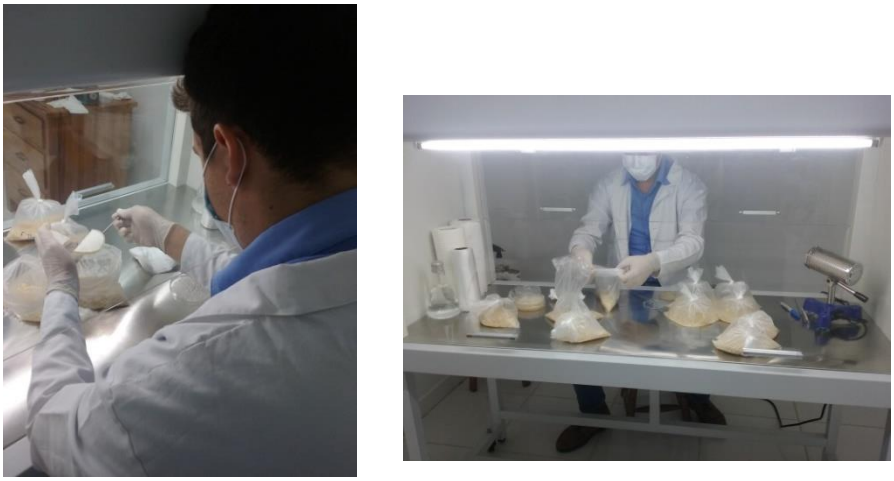


Figura 8. Extracción de hongos de la placa Petri (izquierda) y sellado de bolsa con arroz y hongos (derecha).

4.4.4 Reproducción en arroz

Para este proceso en una bolsa de polipropileno se pesaron 100 g de arroz precocido, además se midieron 40 ml de agua, los cuales vaciamos en la bolsa con el arroz, luego esto se introdujo a la auto clave dejándolo por un periodo de dos horas hasta alcanzar el punto para la esterilización, al momento de sacar el arroz de la autoclave se esperó a que este enfríe para sembrar los hongos y luego se sellaron herméticamente (con la selladora caliente) para que este madure (figura 9).







Figura 9. Arroz esterilizado enfriándose (arriba), aplicación de hongos al arroz esterilizado (izquierda) y producto luego de los veinte días (derecha).

4.4.5 Preparación de la suspensión de esporas

Para la preparación de la suspensión de esporas se pesaron dos gramos del arroz inoculado para diluirlos en 10 ml de agua estéril y se agregó una gota de Inex para facilitar el desprendimiento de las esporas. La solución resultante se filtró en un beaker de 500 ml para la elaboración de la solución madre (Figura 10).



Figura 10. Elaboración de solución madre para determinar la concentración de esporas (izquierda) y solución madre (derecha).

Para determinar la concentración de la solución madre se realizó un conteo de esporas en la cámara de Neubauer (figura 11, izquierda), agregando una gota de la solución madre sobre la superficie de la cámara (figura 11, derecha); en el microscopio se observaron y contaran las esporas por cada cuadrante en la cámara de Neubauer, determinando un promedio por la cantidad de esporas entre los cinco cuadrantes de la cámara.

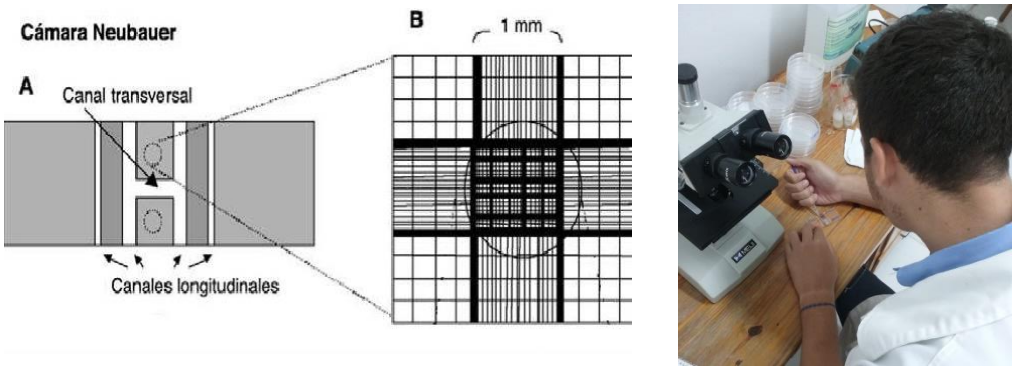


Figura 11. Cámara de Neubauer utilizada para conteo de esporas (izquierda), aplicación de solución en cámara de Neubauer.

Luego en cuatro tubos de ensayo conteniendo nueve ml de agua destilada estéril, se agregó un ml de la solución madre en el primer tubo de ensayo complementando 10 ml, esto es

$1x10^1$, luego, de esta solución se tomó un ml y se depositó en el tubo dos esto es $1x10^2$, este paso se repitió hasta llegar al tubo cuatro que tendrá una concentración de $1x10^4$; Esto nos permitió determinar la concentración de esporas por ml en la solución madre (figura 12).

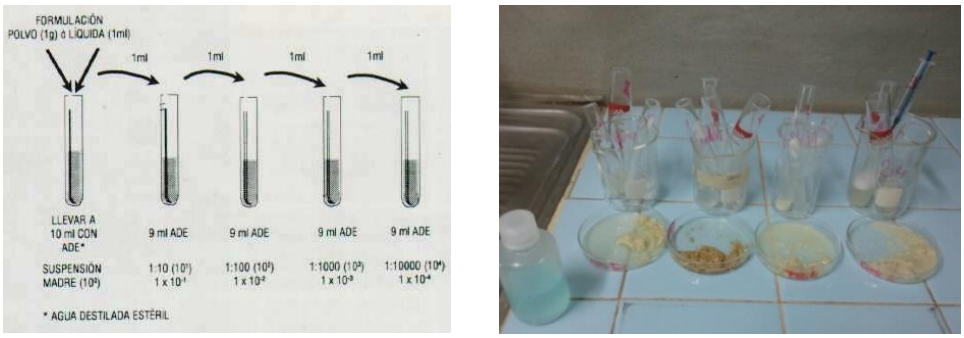


Figura 12. Como se diluye la solución madre en los tubos (izquierda) y soluciones obtenidas de la solución madre (derecha).

La solución madre se ajustó a una concentración de $1x10^6$ ufc/ml/g. Al haber preparado la solución (figura 13) se procedió a la inoculación de las plantas. Las inoculaciones se llevaron a cabo cuando las plantas contaban con un periodo de tres meses de edad, y la solución a una concentración de $1x10^6$ ufc/ml/g de suelo y tres semanas después se realizó la segunda inoculación. Para la aplicación de los hongos endofíticos se suministró a cada planta la cantidad de 80 ml de solución, esto se hizo así para todos los tratamientos.



Figura 13. Preparación de las soluciones aplicadas (izquierda) y tamizado de soluciones para evitar residuos del arroz (derecha).

4.5 Descripción de tratamientos

Los tratamientos utilizados provienen de dos géneros, *Trichoderma* y *Fusarium*, disponibles en el laboratorio de Entomopatógenos de la Universidad Nacional de Agricultura (anexo 13).

4.6 Variables evaluadas

4.6.1 Colonización: El porcentaje de colonización se midió cinco días después de la segunda inoculación tomando tres plantas seleccionadas al azar de cada tratamiento, se cortó la raíz de cada repetición, cada raíz cortada se dividió en tres zonas (alta, media y baja) (figura 14), con el fin de encontrar la colonización que presentó cada aislado, observando a los dos días el nivel de colonización (figura 15) determinando el porcentaje según el número de tejidos con presencia de micelio según la fórmula utilizada por Matute (2013).

$$X = \frac{NTC}{NTT} x100$$

Dónde:

X = Porcentaje de colonización
NTC = Número de Tejidos Colonizados
NTT= Número de Tejidos Totales

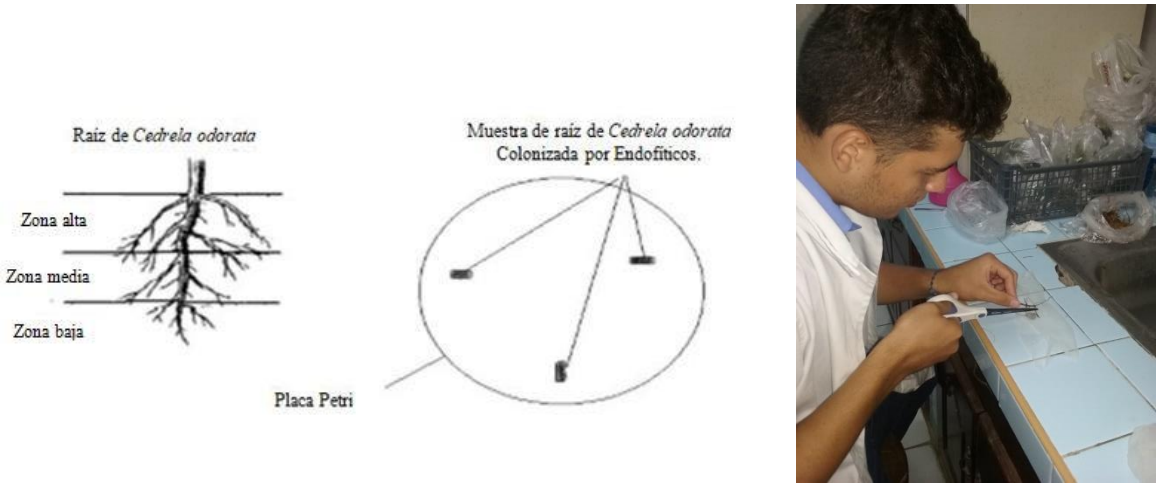


Figura 14. Muestra cómo se dividió la raíz en zonas para evaluar la colonización (izquierda) y seccionando raíces en las tres partes (derecha),



Figura 15. Ubicación de muestras en las placas Petri (izquierda) y raíces colonizadas con *Trichoderma* Vernon 6 (derecha).

4.6.2 Diámetro del tallo: La medición de esta variable se tomó en milímetros haciendo uso de un pie de rey digital, midiendo desde la base de la planta (ver figura 16).



Figura 16. Pie de rey digital (izquierda) y medición de las plantas de *C. odorata* (derecha).

4.6.3 Altura de la planta: Se tomaron estos datos con un intervalo de ocho días entre cada toma de datos, con una regla milimetrada desde el comienzo de la base del tallo hasta donde se encuentra la hoja más reciente (figura 17).



Figura 17. Medición de altura de las plantas.

4.6.4 Clorofila: Se realizaron mediciones en la clorofila para determinar la relación de nutrición y vigorosidad en la planta mediante pruebas de SPAD 502 plus. Colocamos el

aparato en las hojas de los foliolos y se tomaron tres mediciones para promediar estos valores (figura 18).



Figura 18. SPAD 502 (izquierda) y medición de clorofila en plantas de *C. odorata* (derecha).

4.6.5 Peso fresco de la raíz: Para la evaluación de esta variable se extrajo la planta del sustrato, luego se lavó la raíz a bajo caudal para evitar el daño de las mismas, con la ayuda de un bisturí se separó la parte foliar de la radicular. Consecutivamente de realizar este procedimiento se colocaron las raíces en papel toalla para extraer la humedad, luego se procedió a pesar en unidades de gamos (figura 19).



Figura 19. Pesando raíz en balanza digital.

4.6.6 Longitud de raíz: Esta medición se realizó con una regla milimetrada desde el cuello de la plántula hasta el extremo final de la raíz (figura 20).



Figura 20. Medición de longitud de la raíz con regla milimetrada.

4.6.7 Volumen de raíz: Para la medición de esta variable se manipularon las mismas raíces que se utilizaron en las dos variables anteriores, se introdujo la raíz en una probeta con un volumen de agua de 80 ml para luego tomar el diferencial de volumen en ml (figura 21).



Figura 21. Medición del volumen de la raíz.

4.7 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA), que constó de 16 tratamientos de 20 repeticiones por cada uno, se hicieron diez tratamientos de *Trichoderma* y cinco de *Fusarium* con un testigo absoluto que no fue inoculado.

4.7.1 Modelo estadístico

$Yij = \mu + Ti + Ej$

Dónde:

Yij = Observación del tratamiento

Ti = Efecto del tratamiento

Ej = Error experimental asociado a la observación ij

4.7.2 Análisis estadístico

Se utilizó el software InfoStat, aplicando a cada una de las variables estudiadas una prueba de ANAVA (Análisis de la Varianza), además se sometieron los tratamientos a pruebas de medias LSD FISHER, atreves de la cual se identificó con mayor precisión las diferencias de los tratamientos evaluados y con el que se obtuvo mejores resultados.

V. RESULTADOS Y DISCUISIÓN

5.1 Colonización del sistema radicular en *C. odorata*

De los tratamientos evaluados, la colonización se desarrolló mejor en la zona alta de las raíces de *C. odorata*, además como se observa en la tabla 1 los hongos del genero *Trichoderma* spp. obtuvieron mayor porcentaje de colonización en el T5-TH5 con un 94.44% al igual que el T9 TTom2 con 94.44%, colonizando en un 100% la parte alta de las raíces, en comparación al género *Fusarium* spp. su colonización fue más baja

Al coincidir esto con el estudio realizado por Matute (2013) en plantas de tomate, (*Licophersicum sculentum*) ya que los tratamientos que mejor colonizan son los de *Trichoderma*; sin embargo, los hallazgos de este estudio no apoyan las resultados obtenidos por Hernández (2016) en *cucurbitáceas*, al colonizar mejor plantas inoculadas con el género *Fusarium*.

Tabla 1. Porcentaje de colonización por zonas en raíces de *C. odorata*.

Tratamientos	% de Colonización		
	Zona Alta	Zona Media	Zona Baja
T. Hogge 1	50%	66.66%	100%
T. Hogge 2	50%	16.66%	33.33%
T. Hogge 3	66.66%	0%	83.33%
T. Hogge 4	83.33%	83.33%	83.33%
T. Hogge 5	100%	100%	83.33%
T. Vernon 6	66.66%	100%	83.33%
T. Vernon 2ª	33.33%	16.66%	100%
T. Vernon 3	50%	66.66%	100%
T. Tomate 2	100%	100%	83.33%
T. Tomate 3	100%	100%	33.33%
F. Tabaco R	33.33%	16.66%	16.66%
F. Berenjena 1	100%	33.33%	33.33%
F. Cunde 2	16.66%	100%	33.33%
F. Chile 2	50%	50%	33.33%
F. Tomate D	66.66%	33.33%	16.66%

5.2 Promoción de crecimiento y desarrollo de hongos endofíticos en *C. odorata*

5.2.1 Altura de la planta

En los tratamientos evaluados se encontró diferencia significativa y obteniendo mejores resultados los tratamientos del género *Trichoderma* (Figura 22) (Anexos 1 y 2).

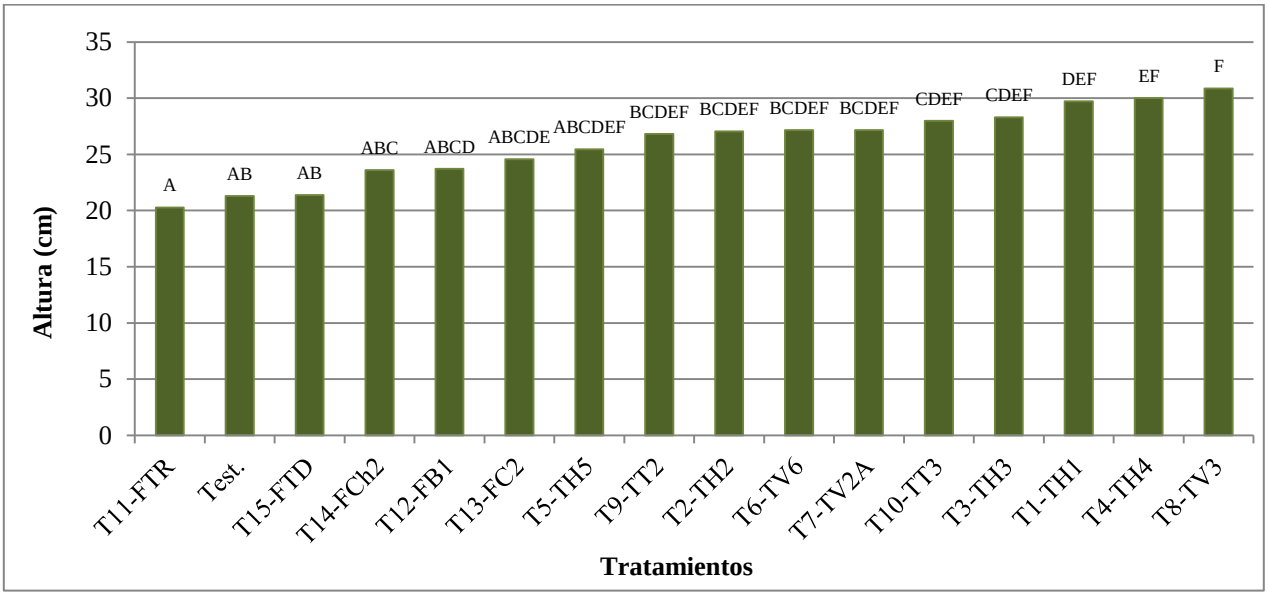


Figura 22. Gráfica de alturas (cm) en platas de *C. odorata*.

El efecto de los tratamientos en las plantas de *C. odorata* muestran diferencia significativa, obteniendo mejores resultados las plantas que fueron inoculadas con el género *Trichoderma* y obteniendo mejores alturas el tratamiento T8-TV3 con una altura de 30.86 cm. Los hallazgos de este estudio son consistentes con los de Matute (2013) al ser un tratamiento del genero *Trichoderma* que muestra mejor resultado ante el testigo y los demás tratamientos; los resultados de estos estudios no muestran similitud al estudio realizado en *P. oocarpa* por Martínez (2016) al obtener mejor resultado un tratamiento del género *Fusarium* spp. con 15,70 cm de altura.

5.2.2 Diámetro de la planta al nivel del suelo

De los tratamientos evaluados ninguno es significativamente diferente, algunos de los tratamientos del género *Trichoderma* y *Fusarium* muestran superioridad en las medias numéricas ante los resultados del testigo con una media de 4.12 mm de diámetro y siendo T7-TV2A con 4.21 mm y T4-TH4 con 4.44 mm los mayores diámetros; al igual que Dávila (2016) sus resultados en plantas de melón (*Cucumis melo*) no mostraron diferencia

estadística significativa en esta variable, además, los tratamientos con medias altas fueron del género *Trichoderma* (el mismo que obtuvo mejores resultados en este estudio). Estos resultados difieren de los encontrados por Cortes (2015) ya que se obtuvo un mayor diámetro de tallo utilizando el género *Trichoderma* en plantas de Chile (*Capsicum annuum*) y Melón (*Cucumis melo*) (Anexos 3 y 4).

5.2.3 Longitud de la raíz

En la figura 24 se observa que los tratamientos evaluados muestran diferencia significativa, quedando demostrado en el Análisis de la Varianza (Anexos 5 y 6).

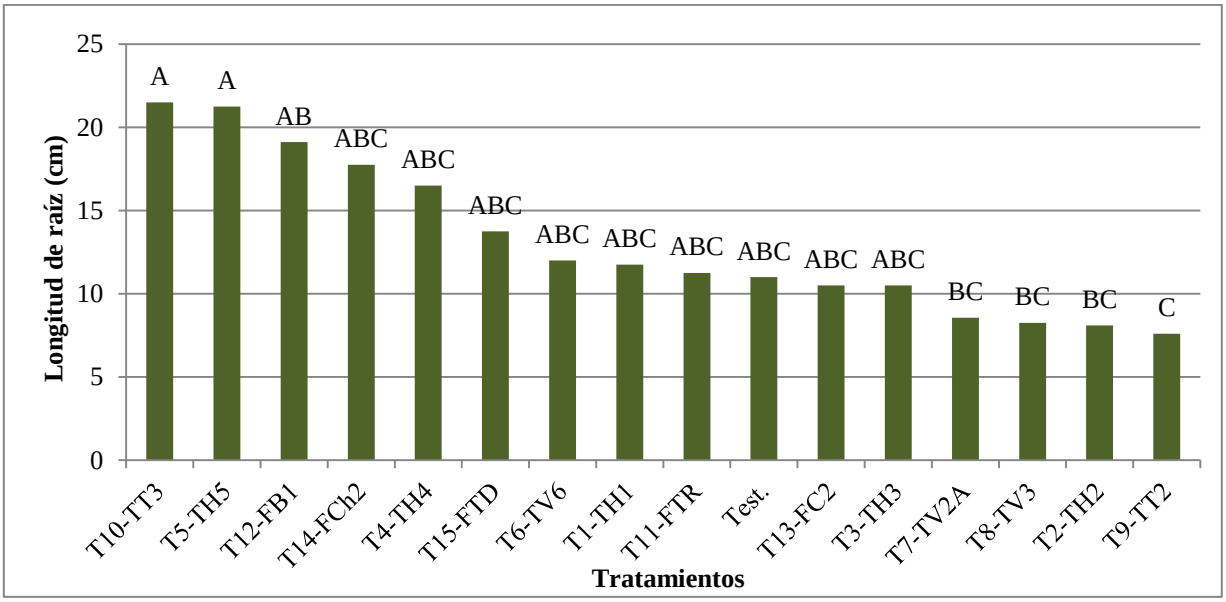


Figura 23. Gráfica de longitudes de raíces (cm) utilizando hongos endofíticos en plantas de *C. odorata*

De los tratamientos evaluados los que pertenecen al género *Trichoderma* muestran una consistente diferencia significativa, los tratamientos que muestran mayores resultados son el T10-TT3 con una longitud de 21.25 cm y el T5-TH5 con 21.5 cm, sin embargo estos son estadísticamente iguales. A diferencia del estudio realizado por Martínez (2016) los

tratamientos más significativos pertenecen al género *Fusarium* con valores de los 16.30 hasta los 33.96cm.

5.2.4 Peso fresco de la raíz

De los tratamientos evaluados no se obtuvo un resultado muy distinto ya que la mayoría de estos están por debajo de los resultados conseguidos en el testigo (figura 25) (Anexos 7 y 8).

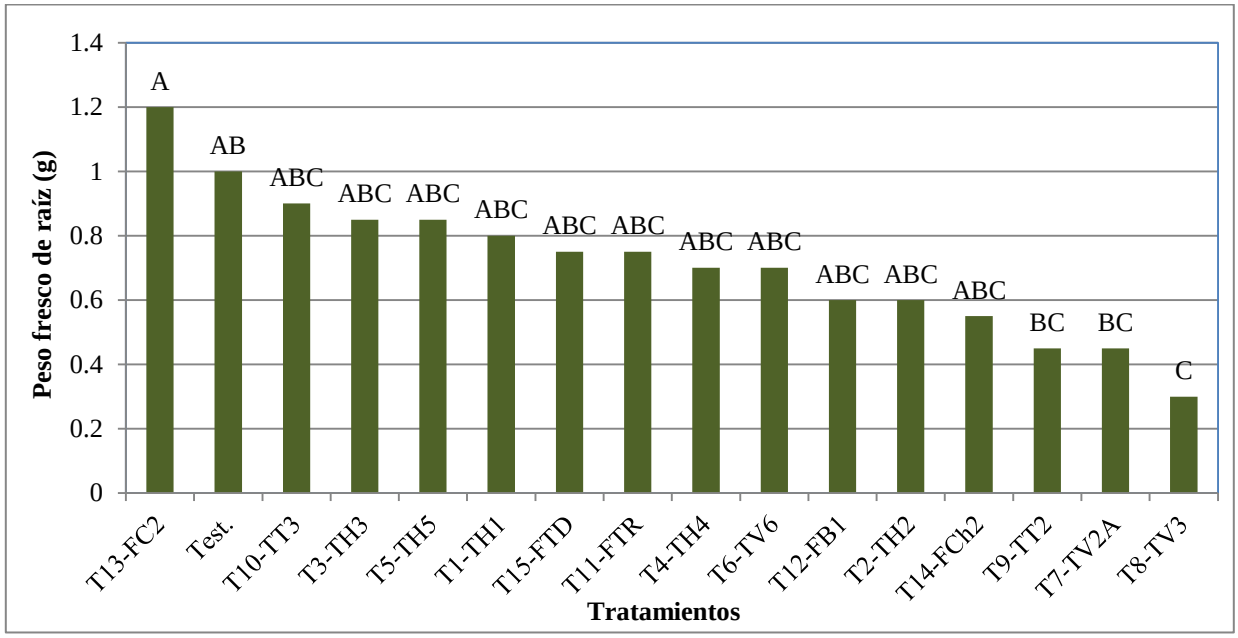


Figura 24. Gráfica de peso fresco de raíces (en g) en plantas de *C. odorata* aplicando la solución de endofíticos.

En esta variable solo el T13-FC2 con un peso de 1.2 g muestra una media superior a los demás con respecto al Test. con 1 g de peso. Al igual que Matute (2013) los endofíticos obtuvieron valores significativos con la diferencia que estos pertenecen al género *Trichoderma*. Así como Castro (2015) encontró que los pertenecientes al género *Trichoderma* spp ostentaron mayor influencia de peso de raíz en plantas de tomate (*Licophersicum sculentum*) y maíz (*Zea maíz*), concluyó que el género *Trichoderma* es el que mayor incidencia mostró en cuanto a esta variable.

5.2.5 Volumen de la raíz

Existe cierta diferencia numérica entre las medias (Anexos 9 y 10) del volumen de las raíces sin embargo estadísticamente todos los tratamientos no son significativame4nte diferentes y con esto se determina que los tratamientos evaluados no afectan positivamente al volumen de raíz, y destacando en esta variable se encuentra un tratamiento de cada género, el T5-TH5 con 1.50 ml y el T13-FC2 con 1.49 ml de volumen. Al igual que Dávila (2016) sus resultados no fueron significativos en esta variable, pero los tratamientos utilizados si muestran tendencia de buenos resultados. Estos resultados son diferentes a los obtenidos por Martínez (2016) debido a que encontró diferencias entre el uso de los tratamientos y el testigo, obteniendo mejores resultados con el género *Fusarium* con un volumen de 1.90 ml; este resultado coincide con los observados por Hernández (2016) al ser significativos los resultados en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea*) y destacar un tratamiento del género *Fusarium* con 6.22 ml.

5.3 Determinación de clorofila

Comparando los datos de la figura 27 se comprueba (con los anexos 11 y 12) que existe diferencia significativa en la utilización de hongos endofíticos como aportadores a la eficiencia de producción de clorofila, al estar todos los tratamientos por encima del testigo con 25.55 unidades SPAD, mostrando un mayor nivel de significancia el T5-TH5 con 31.84 unidades SPAD. De acuerdo con Martínez (2016) se coincide que el género *Trichoderma* con 32.59 unidades SPAD fue más eficiente utilizándolo en plantas de *P. oocarpa* y a diferencia del presente estudio los tratamientos más ineficientes en esta variable pertenecen al género *Fusarium*.

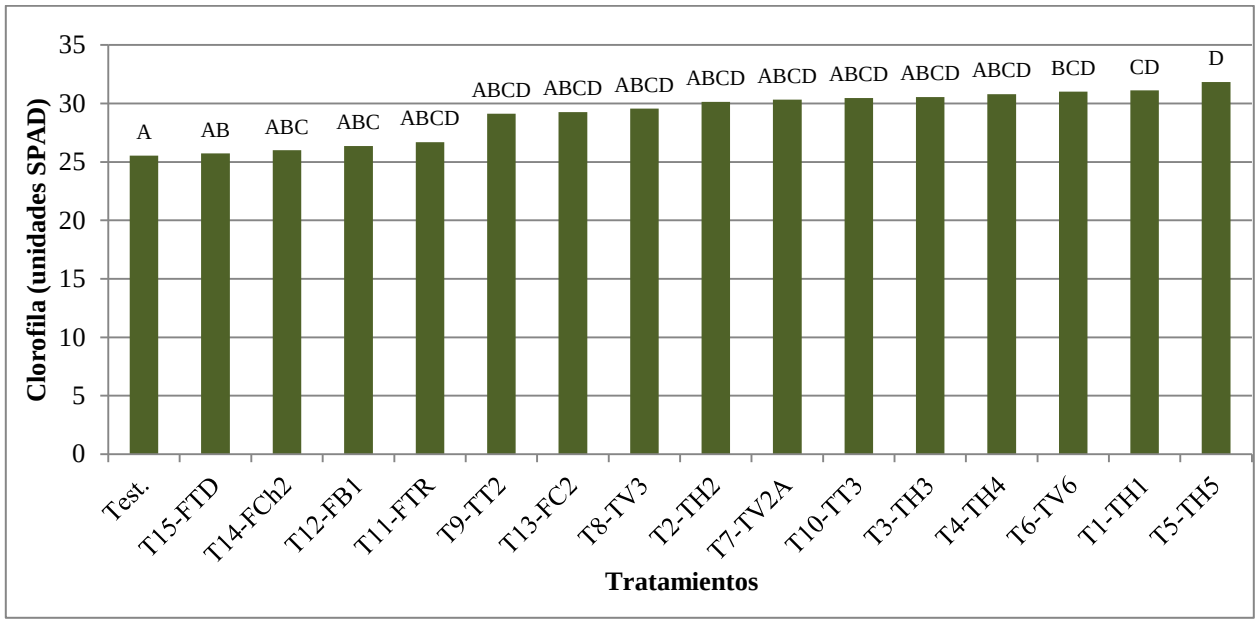


Figura 25. Gráfica de los niveles de clorofila (unidades SPAD) en plantas de *C. odorata*.

5.4 Resultados inesperados

Uno de los factores que limitó el estudio se le denomina algodoncillo del cedro (*M. cedrelae*) (figura 28). El ataque se empezó a manifestar la tercera semana del mes de Noviembre del 2017 en las plantas inoculadas con el género *Fusarium* y el testigo; resistiendo más las plantas inoculadas con *Trichoderma*.



Figura 26. Algodoncillo del cedro (*Mastigimas Cedrelae*)

VI. CONCLUSIONES

Para las pruebas de colonización en raíces se determinó que las plantas inoculadas de *C. odorata* con el género *Trichoderma* spp obtuvieron mayor porcentaje de colonización siendo estos el T5-TH5 con 94.44% y el T9-TT2 también con 94.44% y en la zona que mejor colonizó fue la zona alta.

Los resultados demuestran que los hongos endofíticos son capaces de influenciar de manera positiva la promoción de crecimiento y desarrollo, logrando mejores efectos las plantas inoculadas de *C. odorata* en comparación al testigo, destacando con los mejores resultados los tratamientos del genero *Trichoderma* spp. en las variables de altura de planta con 30.86cm el T8-TV3; longitud de raíz con 21.5cm con el T10 TT3 y volumen de raíz con 1.5ml obtenida por el T5-TH5 a excepción de la variable peso fresco de raíz, siendo más efectivo un tratamiento del genero *Fusarium* spp. con 1.2 g de peso con el T13-FC2,

Al ser inoculadas las plantas de *C. odorata* con los hongos endofíticos se influenció su producción de clorofila, obteniendo así mejores resultados en los tratamientos al estar estos por encima de los resultados del testigo, incidiendo de manera positiva en la promoción de desarrollo, siendo el mejor tratamiento T5-TH5 con 31.84 unidades SPAD.

VII. RECOMENDACIONES

Recurrir a la esterilización del sustrato a utilizar para evitar que otros microorganismos colonicen y dañen las plantas.

Realzar futuras investigaciones para la validación de los resultados obtenidos en este estudio.

Desarrollar más estudios en plantas forestales con hongos endofíticos para generar una línea de investigación de este tipo en el Departamento Académico de Manejo de Recursos Naturales y Ambiente.

VIII. BIBLIOGAFÍA

Abello, J y Kelemu, S. 2006. Hongos endofíticos: ventajas adaptativas que habitan en el interior de las plantas. Corpoica, Corporación Colombiana de Investigación Agopecuaria. Cundinamarca, Colombia. Disponible en: http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=449945021006

Barner, H.; Ditlevsen, B. y Olesen, K. 1992. Introducción al mejoramiento genético forestal. Humlebaek, Dinamarca.

Castro Urbina, J.M. 2016. Hongos endofiticos como inductores de crecimiento y resistencia a plagas insectiles en Licophersicum sculentum y Zea maíz. Tesis Ing. Agónomo. Universidad Nacional de Agicultura. Catacamas, Olancho, Honduras.

CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza) / OFI (Instituto Forestal de Oxford). 2014. Cedrela odorata, Árboles de Centro América.

Cibrián Tovar, D. 2001. Manual para la identificación y manejo de las plagas y enfermedades forestales del estado de Jalisco. Fideicomiso para el desarrollo del progarma forestal de Jalisco. México.

CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad). *s.f.* . Cedrela odorata, Systema Naturae, Ed. 10: 940. 1759.

Cortes Aguiriano, A. 2016. Endofíticos como inductores de crecimiento y resistencia a plagas en Cucumis melo y Capsicum annuum. Tesis Lic. Agónomo. Universidad Nacional de Agicultura. Catacamas, Olancho, Honduras.

Dávila Herrera, L. E. 2016. Manejo de fitonemátodo (*Meloidogyne incognita*) en el cultivo de melón mediante el uso de hongos Endofíticos. Tesis Lic. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras. 65 P.

Dhoro M. 2010. Identification and differentiation of *Fusarium* species using selected molecular methods. Department of Biochemistry University of Zimbabwe.

Edel, V.; Steinberg, C.; Gautheron, N.; Recorbet, G.; Alabouvette, C.; (2001). Genetic diversity of Fusarium oxysporum populations isolated from different soils in France. FEMS Microbiology Ecology.

FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agicola). 2011. Evaluación de estrategias para el control de la Hypsipyla gandella en la caoba. Departamento de Protección Vegetal. Honduras.

Forchiassin, F. Mangelli, P. Diorio, L. y Mercuri, O. 1999. Guía de Micología experimental Metabolismo secundario, Universidad de Buenos Aires. Argentina.

FUNGEUVA (Fundación General de la Universidad de Valladolid). Empleo de hongos endofíticos como posible herramienta de control biológico de enfermedades forestales. Disponible en: https://cytuva.funge.uva.es/index.php?V_dir=CYTUVA&V_mod=consultaproyecto&id=580

Gamboa-Gaitan, M.A. 2006. Hongos Endofíticos tropicales. Conocimiento actual y perspectivas, Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá, Bogotá, Colombia

Giffiths MW. 2001. The biology and ecology of Hypsipyla shoot borers, International Workshop on Hypsipyla shoot borers in Meliaceae.

Gummuluru, S.; Hobbs S.; Jana, S. 1989. Physiological responses of drought tolerant and drought susceptible durum wheat genotypes. PhotoSynthetica.

Herrera, Z; Lanuza, B. 1997. Cedro. Afiche en Revista Forestal Centroamericana Oct-Dic 1997, nº 21. CATIE, Turrialba, Costa Rica

Hernández Lemus, J. A. 2016. Endofiticos como inductores de crecimiento y resistencia a plagas en cucurbitáceas y brasicáceas contra Aphis gossypii y Plutella xylostella. Tesis Lic. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho. Honduras. 74 P.

Hiderman, J.; Makino, A.; Kurita, Y.; Masa, T. y Ojima, K. 1992. Changes in the levels of chlorophyll and light-harvesting chlorophyll a/b protein of PS II in senescence. Plant Cell Physiol.

Howard, F y Merida, M.2014. El taladrador de las meliáceas, Hypsipyla gandella (Zeller) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae: Phycitinae). University of Florida. Florida, Estados Unidos.

Krugh, B.; Bichham, L. y Miles, D. 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentrations in seedling leaves. Maize genetics cooperation.

López, M. R. 2011. Detección y cuantificación de *Trichoderma harzianum*, y evaluación de su actividad biocontrol frente a la Fusariosis vascular del melón mediante la aplicación de herramientas moleculares. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante. España.

Martín, J. 2004. Evaluación del antagonismo "in vitro" de Hongos ectomicorrícicos comestibles sobre el crecimiento micelial y germinación esporal de *Fusarium oxysporum* Schlecht. "in vivo" sobre la germinación de *Quercus ilex* y *Quercus pyrenaica*. Máster en Ingeniería Agronómica. Universidad de Valladolid. Palencia.

Martínez, B.; Infante; D. y Reyes, D. 2013. *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos. Protección Vegetal. 28:1.

Martínez Ramos, K. X. 2016. Hongos endofíticos como alternativa para el manejo de *Dendroctonus frontalis* en *Pinus oocarpa*. Tesis. Lic. Recursos Naturales y Ambiente. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras.

Matute, J.Z. 2013 hongos endofíticos como indicadores de promoción de crecimiento en cultivos agrícolas. Tesis Lic. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho. Honduras. 51 P.

Menjivar, R. 2005. Estudio del potencial antagonista de hongos endofíticos para el biocontrol del nematodo barrenador *Radopholus similis* en plantaciones comerciales de banano en Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica.

Noyes, J. S. y Hanson, P. 1996. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Costa Rica: the genera and species associated with jumping plant-lice (*Homoptera: Psylloidea*). Bull. Nat. Hist. Mus. Londres.

Páez, O. 2006. *Trichoderma*, Uso agrícola del *Trichoderma*. Revisado en: http://studylib.es/doc/417340/uso-ag%C3%ADcola-del-*Trichoderma*

Pitt, J. I. Hocking, A. D. Bhudhasamai, K. Miscamble, B. F. Wheeler, K. A and Tanboon Ek, P. 1994. The normal mycoflora of commodities from Thailand. 2. Beans, rice, small gains and other commodities. International Journal of Food Microbiology.

Pocasange, L.E. 2003. Nuevas estrategias para el manejode nematodos en musáceas. En: Taller convencional y alternativo de la Sigatoka nega, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas. Guayaquil, Ecuador.

Prado, E.; Rosa, M. y Hilal, M. 1997. Las especies C4 y el estrés ambiental.

Rey, M.; Delgado-Jarana, J.; Benítez, T. 2001. Improved antifungal activity of a mutant of *Trichoderma* harzianum. CECT 2413 which produces more extracellular proteins. Vol. 55, 604-608

Rosero, N. 2011. Efectos de la aplicación de *Trichoderma harzianum* sobre la incidencia de "damping off" en el cultivo de fresa (*Fragaria vesca l*) en la zona de el Quinche Provincia de Pichincha.

Saikkonen, K; Faeth, H; Helander,M y Sullivan, T. 1998. Fungal endophytes: a Continuum of Interactions with Host Plants. Department of Biology, University of Turku. Turku, Finland

Solomon, J. 1995. Guide to insect borers of North American broadleaf trees and shrubs. US Department of Agiculture, Forest Service, Washington, DC. United States

Tenga, A.; Marie, B.; y Ormrod, P. 1989. Leaf greenness meter to assess ozone injury to tomato leaves. HortScience.

Tiscornia, S. 2012. Comunidades de hongos endofíticos de Myrtaceae neotropicales: evaluación de la producción de enzimas y metabolitos bioactivos. Progama de Desarrollo de Ciencias Básicas (PEDECIBA).

Turner, F. T. y Jund, M. F. 1991. Chlorophyll meter to predict nitrogen topdress requirement for semiwardf rice.

Vergara, A. 1997. Aproximación hacia un manejo integado del barrenador de las Meliaceas, *Hypsipyla gandella* (ZELLER). Universidad de Los Andes, Facultad de Ciencias Forestales y Ambientales, Centro de Estudios Forestales y Ambientales de Postgado. Mérida, Venezuela.

Wang, L.; Showalter, A. y Ungar, I., 1997. Effect of salinity on gowth, ion content, and cell wall chemistry in *Atriplex prostrata* (Chenopodiaceae). American Journal of Botany. United States.

ANEXOS

Anexo 1. Análisis de la varianza de la variable altura (cm) de *C. odorata*.

Análisis de la varianza

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
Altura	320	0.10	0.05	37.91

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3137.35	15	209.16	2.16	0.0077
Tratamientos	3137.35	15	209.16	2.16	0.0077
Error	29449.95	304	96.87		
Total	32587.30	319			

Anexo 2. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable altura (cm) de *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=6.12472

Error: 96.8748 gl: 304

Tratamientos	Medias	n	E.E.						
F. Tabaco R	20.27	20	2.20	A					
Testigo	21.29	20	2.20	A	B				
F. Tomate D	21.38	20	2.20	A	B				
F. Chile 2	23.61	20	2.20	A	B	C			
F. Berenjena 1	23.71	20	2.20	A	B	C	D		
F. Cunde 2	24.58	20	2.20	A	B	C	D	E	
T. Hogge 5	25.45	20	2.20	A	B	C	D	E	F
T. Tomate 2	26.81	20	2.20		B	C	D	E	F
T. Hogge 2	27.04	20	2.20		B	C	D	E	F
T. Vernon 6	27.15	20	2.20		B	C	D	E	F
T. Vernon 2ª	27.15	20	2.20		B	C	D	E	F
T. Tomate 3	27.98	20	2.20			C	D	E	F
T. Hogge 3	28.30	20	2.20			C	D	E	F
T. Hogge 1	29.73	20	2.20				D	E	F
T. Hogge 4	30.03	20	2.20					E	F
T. Vernon 3	30.86	20	2.20						F

Anexo 3, Análisis de la varianza de la variable diámetro de tallo (mm) en *C. odorata*.

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
Diametro	320	0.02	0.00	40.27

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	17.13	15	1.14	0.44	0.9661
Tratamientos	17.13	15	1.14	0.44	0.9661
Error	788.85	304	2.59		
Total	805.98	319			

Anexo 4. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable diámetro de tallo (mm) en *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=1.00240

Error: 2.5949 gl: 304

Tratamientos	Medias	n	E.E.	
F. Tabaco R	3.45	20	0.36	A
T. Hogge 3	3.66	20	0.36	A
T. Vernon 3	3.77	20	0.36	A
F. Berenjena 1	3.85	20	0.36	A
T. Hogge 5	3.89	20	0.36	A
T. Vernon 6	3.94	20	0.36	A
T. Hogge 2	3.94	20	0.36	A
F. Tomate D	4.07	20	0.36	A
T. Hogge 1	4.09	20	0.36	A
Testigo	4.12	20	0.36	A
F. Chile 2	4.12	20	0.36	A
T. Tomate 3	4.13	20	0.36	A
F. Cunde 2	4.15	20	0.36	A
T. Tomate 2	4.16	20	0.36	A
T. Vernon 2ª	4.21	20	0.36	A
T. Hogge 4	4.44	20	0.36	A

Anexo 5. Análisis de la varianza de la variable longitud de raíz (cm) en *C. odorata*.

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
LONGITUD DE RAIZ	32	0.59	0.20	41.22

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	660.89	15	44.06	1.51	0.2096
TRATAMIENTOS	660.89	15	44.06	1.51	0.2096
Error	465.52	16	29.09		
Total	1126.40	31			

Anexo 6. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable longitud de raíz (cm) en *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=11.43466

Error: 29.0947 gl: 16

TRATAMIENTOS	Medias	n	E.E.			
T. Tomate 3	21.50	2	3.81	A		
T. Hogge 5	21.25	2	3.81	A		
F. Berenjena 1	19.10	2	3.81	A	B	
F. Chile 2	17.75	2	3.81	A	B	C
T. Hogge 4	16.50	2	3.81	A	B	C
F. Tomate D	13.75	2	3.81	A	B	C
T. Vernon 6	12.00	2	3.81	A	B	C
T. Hogge 1	11.75	2	3.81	A	B	C
F. Tabaco R	11.25	2	3.81	A	B	C
Testigo	11.00	2	3.81	A	B	C
F. Cunde 2	10.50	2	3.81	A	B	C
T. Hogge 3	10.50	2	3.81	A	B	C
T. Vernon 2ª	8.55	2	3.81		B	C
T. Vernon 3	8.25	2	3.81		B	C
T. Hogge 2	8.10	2	3.81		B	C
T. Tomate 2	7.60	2	3.81			C

Anexo 7. Análisis de la varianza de la variable peso de raíz (g) en *C. odorata*.

Variable	N	R²	R² Aj	CV
PESO FRESCO DE RAIZ	32	0.50	0.04	43.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.53	15	0.10	1.08	0.4420
TRATAMIENTOS	1.53	15	0.10	1.08	0.4420
Error	1.52	16	0.09		
Total	3.04	31			

Anexo 8. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable peso de raíz (g) en *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.65232

Error: 0.0947 gl: 16

TRATAMIENTOS	Medias	n	E.E.			
F. Cunde 2	1.20	2	0.22	A		
Testigo	1.00	2	0.22	A	B	
T. Tomate 3	0.90	2	0.22	A	B	C
T. Hogge 3	0.85	2	0.22	A	B	C
T. Hogge 5	0.85	2	0.22	A	B	C
T. Hogge 1	0.80	2	0.22	A	B	C
F. Tomate D	0.75	2	0.22	A	B	C
F. Tabaco R	0.75	2	0.22	A	B	C
T. Hogge 4	0.70	2	0.22	A	B	C
T. Vernon 6	0.70	2	0.22	A	B	C
F. Berenjena 1	0.60	2	0.22	A	B	C
T. Hogge 2	0.60	2	0.22	A	B	C
F. Chile 2	0.55	2	0.22	A	B	C
T. Tomate 2	0.45	2	0.22		B	C
T. Vernon 2ª	0.45	2	0.22		B	C
T. Vernon 3	0.30	2	0.22			C

Anexo 9. Análisis de la varianza de la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*.

Variable	N	R²	R² Aj	CV
VOLUMEN DE RAIZ	32	0.36	0.00	36.22

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.45	15	0.10	0.59	0.8415
TRATAMIENTOS	1.45	15	0.10	0.59	0.8415
Error	2.61	16	0.16		
Total	4.05	31			

Anexo 10. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.85544

Error: 0.1628 gl: 16

TRATAMIENTOS	Medias	n	E.E.	
T. Hogge 5	1.50	2	0.29	A
F. Cunde 2	1.49	2	0.29	A
Testigo	1.44	2	0.29	A
F. Berenjena 1	1.26	2	0.29	A
T. Hogge 3	1.25	2	0.29	A
T. Tomate 3	1.15	2	0.29	A
F. Tomate D	1.15	2	0.29	A
T. Tomate 2	1.11	2	0.29	A
T. Hogge 1	1.05	2	0.29	A
F. Tabaco R	1.02	2	0.29	A
F. Chile 2	0.99	2	0.29	A
T. Vernon 3	0.90	2	0.29	A
T. Vernon 2ª	0.90	2	0.29	A
T. Hogge 2	0.90	2	0.29	A
T. Vernon 6	0.89	2	0.29	A
T. Hogge 4	0.84	2	0.29	A

Anexo 11. Análisis de la varianza de la variable clorofila (%) en *C. odorata*.

Variable	N	R^2	R^2 Aj	CV
Clorofila	320	0.04	0.00	35.19

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1436.36	15	95.76	0.92	0.5451
Tratamientos	1436.36	15	95.76	0.92	0.5451
Error	31731.95	304	104.38		
Total	33168.30	319			

Anexo 12. Pruebas de medias utilizando LSD Fisher para la variable volumen de raíz (ml) en *C. odorata*.

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=6.35758

Error: 104.3814 gl: 304

Tratamientos	Medias	n	E.E.				
Testigo	25.55	20	2.28	A			
F. Tomate D	25.73	20	2.28	A	B		
F. Chile 2	26.00	20	2.28	A	B	C	
F. Berenjena 1	26.36	20	2.28	A	B	C	
F. Tabaco R	26.70	20	2.28	A	B	C	D
T. Tomate 2	29.12	20	2.28	A	B	C	D
F. Cunde 2	29.27	20	2.28	A	B	C	D
T. Vernon 3	29.57	20	2.28	A	B	C	D
T. Hogge 2	30.15	20	2.28	A	B	C	D
T. Vernon 2ª	30.34	20	2.28	A	B	C	D
T. Tomate 3	30.47	20	2.28	A	B	C	D
T. Hogge 3	30.54	20	2.28	A	B	C	D
T. Hogge 4	30.80	20	2.28	A	B	C	D
T. Vernon 6	31.01	20	2.28		B	C	D
T. Hogge 1	31.13	20	2.28			C	D
T. Hogge 5	31.84	20	2.28				D

Anexo 13. Lista de tratamientos utilizados en la investigación.

Número	Tratamiento	Cepa	Género
1	T1-TH1	Hogge 1	*Trichoderma*
2	T2-TH2	Hogge 2	
3	T3-TH3	Hogge 3	
4	T4-TH4	Hogge 4	
5	T5-TH5	Hogge 5	
6	T6-TV6	Vernon 6	
7	T7-TV2A	Vernon 2ª	
8	T8-TV3	Vernon 3	
9	T9-TT2	Tomate 2	
10	T10-TT3	Tomate 3	
11	T11-FTR	Tabaco R	*Fusarium*
12	T12-FB1	Berenjena 1	
13	T13-FC2	Cunde 2	
14	T14-FCh2	Chile 2	
15	T15-FTD	Tomate D	
16	Test.	Testigo	

Anexo 14. Formato para toma de datos durante las mediciones.

Planta ___	Medición 1	Medición 2	Medición 3	Medición 4	Medición 5	Medición 6	Prom. x planta
Diámetro del tallo							
Altura							
Clorofila							
Longitud de raíz							
Volumen de raíz							
Peso de raíz							
Colonización							

Anexo 15. Esporas de *Trichoderma* spp. visto en microscopio



Anexo 16. Esporas de *Fusarium* spp. visto en microscopio

