

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

ENDOFITICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO Y RESISTENCIA EN
CUCURBITÁCEAS Y SOLANÁCEAS CONTRA *Aphis gossypii*, *Frankliniella*
occidentalis Y *Bemisia tabaci*

POR

ALLAN FABRICIO CORTES AGUIRIANO

TESIS

PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
COMO REQUISITO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

**ENDOFITICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO Y RESISTENCIA EN
CUCURBITACEAS Y SOLANACEAS CONTRA *Aphis gossypii*, *Frankliniella*
occidentalis Y *Bemisia tabaci***

POR

ALLAN FABRICIO CORTES AGUIRIANO

ROY DONALD MENJIVAR BARAHONA, Ph. D.

Asesor Principal

TESIS

**PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

ACTA DE SUSTENTACIÓN

DEDICATORIA

Al único y sabio Dios

A mis padres Daniel Cortes y Lorena Aguiriano

A mis Hermanos Daniel Cortes y Daniela Cortes

A mi sobrino Mario Daniel Cortes

A mis Abuelos (as), Tíos (as), Primos (as)

Porque tú formaste mis entrañas; Tú me hiciste en el vientre de mi madre. Te alabaré;
porque formidables son tus obras; estoy maravillado. (Salmos 139:13-14).

AGRADECIMIENTO

AL DIOS TODOPODEROSO, por ser mi fuente de fortaleza en todo tiempo.

AL MINISTERIO AMIGOS DE JESUS, porque allí encontré muchos amigos(as), que me enseñaron a compartir y a disfrutar del amor de Dios, además a todos mis amigos gracias por estar allí siempre.

A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA, por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios universitarios.

A MIS VIEJOS, DANIEL CORTES, LORENA AGUIRIANO, por su apoyo incondicional, siempre estaré agradecido y orgulloso de ustedes, a mis hermanos, sobrino, abuelos(as), tios(as), primos(as), este triunfo también es vuestro, sus consejos fueron especiales,, gracias familia..

A MIS ASESORES DE TESIS, Ph. D. ROY MENJIVAR, M.Sc ADAN RAMIREZ, M.Sc. JOSE ANDRES PAZ, por brindarme parte de su conocimiento, y sus consejos a lo largo de mi investigación.

AL PERSONAL DE LABORATORIO, DOUGLAS IRIAS, FERNANDA ACOSTA, por su valiosa ayuda, A doña **IRENE** por sus buenas acciones durante mis visitas, a mis compañeros; Melita, Socio, Milady, Cruz Cruz, Chino, Dulcita, por ser parte del propósito de DIOS para mi vida, compartimos grandes experiencias, al cuarto 80 hv buenos recuerdos, al primo uvaldo. Gracias amigos.

CONTENIDO

	Pág.
ACTA DE SUSTENTACIÓN.....	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
CONTENIDO	iv
LISTA DE CUADROS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
LISTA DE ANEXOS	x
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS	2
2.1. General.....	2
2.2. Específicos.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA	3
3.1. Cultivo de chile.....	3
3.1.1. Mosca Blanca <i>Bemisia tabaci</i>	4
3.1.1.1. Manejo químico.....	5
3.1.1.2. Manejo biológico.....	5
3.2. Cultivo de Melón	6
3.2.1. Afidos <i>Aphis gossypii</i>	7

3.2.1.1. Manejo químico.....	7
3.2.1.2. Manejo biológico.....	8
3.2.2. Trips <i>Frankliniella occidentalis</i>	8
3.2.2.1. Manejo químico.....	9
3.2.2.2. Manejo biológico.....	9
3.4. Hongos endófitos	10
3.4.1. Historia de los hongos	10
3.4.2. <i>Trichoderma spp</i>.....	10
3.4.3. <i>Fusarium spp</i>.....	11
3.4.4. Actividad antagonista de los hongos endofíticos	12
3.4.4.1. Competencia.....	12
3.4.4.2. Parasitismo	13
3.4.4.3. Antibiosis	13
IV. MATERIALES Y MÉTODO	14
4.1. Localización geográfica del ensayo	14
4.2. Materiales y equipo.....	14
4.3. Prueba de colonización	15
4.3.1. Asepsia del laboratorio	15
4.3.2. Desinfección de la cámara de aislamiento	15
4.3.3. Preparación del sustrato	16
4.3.4. Reproducción de plantas	16
4.3.5. Preparación de solución de esporas e inoculación.	17
4.3.6. Aislamiento de hongos endofíticos	17
4.4. Manejo del experimento a nivel de invernadero	18
4.4.1. Desinfección de bandejas	18

4.4.2. Preparación de sustrato	18
4.4.3. Siembra de plantas	18
4.4.4. Fertilización	18
4.4.5. Trasplante de plantas.....	19
4.5.6. Inoculación.....	19
4.6. Reproducción de insectos	19
4.7. Inoculación de insectos	20
4.8. Descripción del experimento.....	20
4.8.1. Porcentaje de colonización	20
4.8.2. Descripción de los tratamientos	21
4.8.3. Variables en estudio	22
4.8.4. Diseño experimental.....	23
4.8.5. Modelo estadístico	24
4.8.6. Análisis estadístico.....	24
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	25
5.1. Porcentaje de colonización chile	25
5.1.1. Porcentaje de colonización por planta	25
5.1.2. Porcentaje de colonización por zona radicular	26
5.2. Melón.....	27
5.2.1. Porcentaje de colonización por planta	27
5.2.2. Porcentaje de colonización por zona radicular	28
5.3. Promoción de crecimiento en chile.....	30
5.4. Promoción de crecimiento en melón	32
5. 5. Inducción resistencia por aislados endofitos en plantas de chile	34
5.5.1. Preferencia de hospedero.....	34

5.6. Melón.....	35
5.6.1. Trips (<i>F. occidentalis</i>) por planta de melón	35
5.6.2. Áfidos (<i>A. gossypii</i>) por planta de melón	37
VI. CONCLUSIONES	40
VII. RECOMENDACIONES	43
VIII. BIBLIOGRAFIA	44
ANEXOS	52

LISTA DE CUADROS

	Pág.
1. Tratamientos con endofitos evaluados que mostraron capacidad de colonización en melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe.	21
2. Tratamientos con endofitos evaluados que mostraron capacidad de colonización en chile (<i>C. annuum</i>) var. California.	22
3. Porcentajes de colonización de los hongos endofitos en diferente zona radicular de la planta de chile (<i>C. annuum</i>) var. California.	27
4. Porcentajes de colonización de los hongos endofitos en diferente zona radicular de la planta de melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe.	29
5. Promoción de crecimiento en plantas de chile (<i>C. annuum</i>) var. california evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P<0.05$)	31
6. Promoción de crecimiento en plantas de melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P<0.05$).	33
7. Preferencia de trips (<i>F. occidentalis</i>) hacia plantas de melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Valores con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P<0.05$).	36
8. Crecimiento poblacional de áfidos (<i>A. gossypii</i>) hacia plantas de melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Valores con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P<0.05$).	38

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
1. Porcentaje de colonización de siete aislados de hongos endófitos en plantas de chile (<i>C. annuum</i>) var. California.	25
2. Porcentaje de colonización de ocho aislados de hongos endófitos en plantas de melón (<i>C. melo</i>) var. Cantaloupe.	28

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
1. Análisis de varianza para la variable altura de planta cultivo de chile.....	52
2. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo cultivo de chile.	53
3. Análisis de varianza para la variable peso de raíz cultivo de chile.	54
4. Análisis de varianza para volumen de raíz cultivo de chile.	55
5. Análisis de varianza para la variable altura de planta cultivo de melón.....	55
6. Análisis de varianza para la variable diámetro de tallo cultivo de melón.	56
7. Análisis de varianza para peso de raíz cultivo de melón.....	56
8. Análisis de varianza para volumen de raíz cultivo de melón	57
9. Análisis de varianza para la variable preferencia de hospedero de mosca blanca en planta de chile.	58
10. Tendencia a preferencia de mosca blanca (<i>B. Tabaci</i>) hacia plantas de chile (<i>C.</i> <i>annuum</i>) var california tratadas y no tratadas con aislados endofiticos	59
11. Análisis de varianza para la variable trips por planta de melón.	59
12. Tendencia a selectividad de trips (<i>F. occidentalis</i>) hacia plantas de melón (<i>C. melo</i>) var. cantaloupe tratadas y sin tratar con aislados endofiticos.	62
13. Análisis de varianza para la variable áfidos por planta de melón.	63
14. Tendencia a crecimiento `poblacional de áfidos (<i>A. gossypii</i>) en plantas de melón (<i>C.</i> <i>melo</i>) var. cantaloupe en 14 días de evaluación.....	66

CORTES AGUIRIANO, A. 2016. Endofitos como inductores de crecimiento y resistencia en cucurbitáceas y solanáceas contra *Aphis gossypii*, *Frankliniella occidentalis* y *Bemisia tabaci*. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras. 79 Pág.

RESUMEN

En esta investigación se evaluó el efecto de hongos endofitos en colonización, promoción de crecimiento e inducción de resistencia en chile (*C. annuum*) var. california y melón (*C. melo*) var. cantaloupe. Para colonización se utilizaron 15 aislados, 10 *Trichoderma* y cinco *Fusarium*, inoculados con una concentración de 1×10^6 ufc /ml/g de sustrato, en dos ocasiones (tres días después de germinar y 48 horas antes de trasplante). Las cepas que colonizaron se evaluaron en promoción de crecimiento e inducción de resistencia contra *Bemisia tabaci*, *Aphis gossypii*, *Frankliniella occidentalis*. La colonización en chile mostró para Hogge 5 (*Trichoderma*) el mejor valor 95.57% por planta y para las zonas de crecimiento, I= 100%, II= Hogge 1 y 5 (*Trichoderma*) 86.67% y III=100%, en melón Hogge 5 (*Trichoderma*) con 70.37% por planta, I= cunde 2 (*Fusarium*) 66.67%, II y III= Hogge 5 (*Trichoderma*) 88.89%, 77.78% respectivamente. Para promoción de crecimiento en chile, Hogge 4 (*Trichoderma*) con altura de 6.04 cm, diámetro de tallo 2.54 mm, peso de raíz 1.66 g, volumen radicular, en melón (altura de planta y diámetro de tallo), sin diferencia estadística significativa. Para peso de raíz (*Trichoderma*) Hogge 1 con 11.06 g y volumen de raíz Hogge 3 con 6 ml. Para inducción de resistencia en chile, ANOVA no refleja diferencia significativa, en melón la selectividad por *Frankliniella occidentalis* a tres y siete días de muestreo no muestra diferencia significativa, para los 11 y 14 días de muestreo reducciones de preferencia Hogge 4 (*Trichoderma*) con 39.60% y Hogge 3 (*Trichoderma*) con 39.60% comparado al testigo. La colonia de *Aphis gossypii* presentó reducciones en crecimiento poblacional de hasta 56% (*Fusarium*) chile 2 para los siete días de muestreo y 63% (*Trichoderma*) Hogge 1 para los 11 días de muestreo. A los tres y 14 días de muestreo sin diferencia significativa.

Palabras claves: *Trichoderma*, *Fusarium*, colonización, promoción de crecimiento, muestreo, *Bemisia tabaci*, *Frankliniella occidentalis*, *Aphis gossypii*

I. INTRODUCCIÓN

Los cultivos de melón y chile son de mucha importancia en el mercado Nacional e Internacional, sus propiedades vitamínicas y mineralógicas además de su disponibilidad en los mercados hacen de estos cultivos de alto consumo en el País. Sus problemas fitosanitarios son en cantidad considerable y cada día más agresivos, el uso desmedido de productos químicos ha provocado cierto grado de resistencia de parte de los organismos que habitan y se desarrollan en dicho medio. El uso de control biológico constituye actualmente una de las alternativas para regular los daños ocasionados por plagas y enfermedades a los cultivos, esto sin ocasionar daño al ambiente, demostrado por diversidad de estudios en: parasitoides, entomopatógenos, depredadores, hongos endofíticos; convirtiéndose en mecanismos de manejo fitosanitario bastante utilizados en la última década.

Los hongos endofíticos son los que colonizan los tejidos u órganos internos de una planta sin causar ningún tipo de síntomas. La capacidad de promover crecimiento, y aumentar la concentración de metabolitos en las plantas les constituye en agentes de control a los problemas de plagas en cultivos agrícolas.

El objetivo principal de esta investigación fue evaluar el efecto de hongos endofíticos como promotores de crecimiento, resistencia a plagas, y colonización en cultivos de chile y melón.

II. OBJETIVOS

2.1. General

Evaluar el efecto de hongos endofíticos en desarrollar la inducción de crecimiento y resistencia a plagas en hortalizas.

2.2. Específicos

Calcular el porcentaje de colonización de los hongos endofíticos en el sistema radicular de plantas cultivadas.

Medir el efecto de hongos endofíticos, en la promoción de crecimiento en plantas de chile y melón.

Estimar el potencial de inducción de resistencia de aislados endofíticos en plantas de Chile para el manejo de *Bemisia tabaci*.

Determinar el potencial de inducción de resistencia de hongos endofíticos en plantas de melón para el manejo de *Aphis gossypii* Y *Frankliniella occidentalis*.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Cultivo de chile

El chile o pimiento es originario de la zona de Bolivia y Perú, cuyo fruto es buena fuente de carotenos, vitaminas A B, C y E, Minerales potasio, magnesio, el fósforo y el calcio. La producción mundial de chile (pimiento) para el año 2012 fue de 31.167 millones de kilogramos de pimientos, cultivados sobre 1, 914, 685 hectáreas. Con 16 millones de kilogramos de pimiento producidos, China ocupa la primera posición, cultivando esta hortaliza sobre un total de 707 hectáreas. El segundo lugar está ocupado por México con 2.379 millones de kilogramos sobre 136.13 hectáreas, apareciendo Turquía en tercera posición con 2.072 millones de kilos de pimiento, sobre una superficie de 96 hectáreas. La producción en Honduras fue de 12, 500 kilos producidos sobre un área de 1000 hectáreas (FAO 2012).

En Honduras, los chiles de colores de exportación principalmente se producen en la zona del Valle de Comayagua. Los chiles dulces para consumo nacional en la región oriental principalmente en el Altiplano de Danlí, Valle de Jamastrán y también en el valle de Comayagua, Villa de San Francisco (COHCIT 2008). Durante los últimos 10 años, el Programa de Hortalizas de la FHIA con sede en el Centro Experimental y Demostrativo de Horticultura (CEDEH), en el valle de Comayagua, ha estudiado regularmente el comportamiento agronómico de diversos cultivares de chile dulce, obteniendo resultados muy variables en rendimiento y adaptación. Los cultivares de mayor preferencia por los productores actualmente son Alliance y Aristoles, ya que poseen muy buenas características de forma de fruta, coloración y firmeza de lóculos, siendo esta última una característica deseada por productores y comercializadores porque favorece el acarreo del producto (FHIA 2015).

Los gastos en el combate de plagas, así como pérdidas que estas ocasionan, representan una proporción importante de los costos de producción de un cultivo. En América Central los costos del combate de plagas en tomate y chile dulce generalmente representan 12- 22 % y 37- 47 % de los costos totales directos de producción respectivamente (CATIE 1996).

3.1.1. Mosca Blanca *Bemisia tabaci*

B. tabaci fue descrita hace más de 100 años y desde entonces se ha convertido en una de las plagas más importantes en la agricultura del trópico y del subtrópico. Adaptándose fácilmente a plantas hospederas y a nuevas regiones geográficas (Oliveira *et al.* 2001). Presenta metamorfosis incompleta, su ciclo de vida consta de: huevo, cuatro instares ninfales y adulto. El periodo de incubación varía con la temperatura y la humedad, a 25 °C y 75% de HR la duración del estado de huevo es de seis a siete días, ninfa uno dura de tres a cuatro días, en ninfa dos un promedio de 3.22 días, ninfas tres y cuatro unos cinco y seis días, respectivamente. *B. tabaci* se adapta mejor en regiones con altitudes inferiores a 1000 msnm. Se ha observado que el biotipo B se puede adaptar a ambientes por encima de los 1000 metros. (Morales *et al.* 2006, García 2012).

Succiona sabia de la cual se alimenta, secretando una sustancia azucarada denominada melaza, la cual sirve de sustrato para hongos de micelio negro (fumagina) pertenecientes a varios géneros, incluyendo especies de *Cladosporium*, *Capnodium*. Uno de los daños indirectos más importantes es su capacidad de transmitir virus, que en su gran mayoría más de 150 pertenecen al género *Begomovirus* (Familia *Geminiviridae*), y algunos otros virus de los géneros *Crinivirus*, *Carlavirus* e *Ipomovirus* (CIAT 2006)

3.1.1.1. Manejo químico

Los insecticidas de contacto reducen las poblaciones de adultos de mosca blanca pero no afectan los huevos o estados inmaduros; esto hace que las poblaciones de adultos se recuperen en pocos días. Esto lleva a los agricultores a aplicar insecticidas con mayor frecuencia, creando condiciones para la aparición de poblaciones resistentes a insecticidas tradicionales organofosforados, carbamatos y piretroides de contacto y de acción sistémica que se han utilizado desde décadas. Los insecticidas Confidor. Provado, Imidor, pridcontrol, Actara, Cruiser, son adecuados para reducir las poblaciones de mosca blanca (CIAT 2006).

3.1.1.2. Manejo biológico

Parasitoides y depredadores: Según Bernal (2000) especies pertenecientes a los géneros *Encarsia*, *Eretmocerus* (ambos Aphelinidae) y *Amitus* (Platygasteridae). *Eretmocerus* sp., *Encarsia pergandiella* Howard y *Encarsia nigricephala*. En frijol se observaron porcentajes de parasitismo de $28.6\% \pm 23.7$ y $29.8\% \pm 27.1$, mientras que en tomate se encontraron porcentajes de $2.0\% \pm 12.2$ y $36.4\% \pm 34.0$. Estudios realizados en pimiento por Belda y calvo, (2006) muestran una buena instalación del ácaro depredador *Amblyseius swirskii* con niveles de hasta 3.4 ácaros por hoja y 2.9 por flor esto provoca una disminución significativa de la población de mosca blanca (más de 55 ninfas por hoja del testigo), manteniéndose por debajo de 1.5 ninfas por hoja

Entomopatógenos: Estudios realizados por Gonzáles (2011) reflejan que *Bacillus thuringiensis* controla mosca *B. tabaci* en un 72.2 y el 80 % a los 14 y 21 días después de aplicación respectivamente, mientras que *Paecilomyces fumosoroseus* a los 7 y 14 días con un porcentaje de 59 y 75%, *Beauveria bassiana* control ninfal en un 23.3%.

Hongos Endofiticos: plantas de tomate tratadas con Fo162 tenían un número reducido de etapas ninfales segundo y tercero y huevos totales que fueron capaces de completar su ciclo de vida, además inoculación de endófitos en plantas de tomate reduce el número de *Trialeurodes vaporariorum* en hojas de tomate en un 50% (Menjivar 2010).

3.2. Cultivo de Melón

La producción mundial de melón para el año 2012 fue de 31.93 millones de toneladas. Más de la mitad de la producción mundial de esta fruta se genera en China, cuyos agricultores obtienen de sus explotaciones un total de 17.5 millones de toneladas, el 54.81 %, el segundo lugar lo ocupa Turquía, con 1.7 millones de toneladas (5.35 %), Irán, con 1.45 millones de toneladas (4,54%) figura en el tercer lugar de los mayores productores de melón. La producción en Honduras refleja 290,000 Toneladas (FAO 2012).

De la producción Nacional se concentra un 70% en cinco empresas (AGROGOLFO, COVESUR, SURAGRO, EXCOSUR Y AGROLIBANO) que se han logrado mantener a flote, integrándose verticalmente con la industria de la exportación. El área de producción ha venido aumentado en los últimos seis años a una tasa promedio de 6% anual, siendo este incremento únicamente para las empresas grandes que siembran más de 450 hectáreas por temporada (Cadena 2002).

El melón hondureño se cultiva en la zona Sur y Oriental del país, lo que genera una diversidad de empleos directos e indirectos, también permite la exportación de 16 mil contenedores anuales (SAG 2014). Un 85% de los híbridos sembrados son Cantaloupes destinados en su mayoría a EE. UU (García y Romero 2003).

3.2.1. Afidos *Aphis gossypii*

A. gossypii Glover, 1877 (Hemiptera: Stenorrhyncha: Aphididae) es una plaga cosmopolita y altamente polífaga, presente en más de 90 familias de plantas (Michelotto *et al.* 2004, Peña *et al.* 2013). En climas calientes se reproducen sólo por partenogénesis mientras que en climas templados lo hacen sexualmente (King & Sanders 1984, Domínguez *et al.* 2004). Uno de los factores abióticos más importantes que afectan el ciclo de vida de los áfidos es la temperatura, que además puede también influir en la producción de organismos alados. La temperatura y la luz son los dos signos obvios usados como indicadores de cambios estacionales en los áfidos (Ebert & Cartwright, 1997, Domínguez *et al.* 2004).

Se localizan normalmente en el envés de las hojas (Cano *et al.* 2002). El daño directo se debe esencialmente al efecto sumidero que provoca su alimentación de tipo picador-chupador ya que se produce un constante consumo de nutrientes, especialmente aminoácidos y carbohidratos (Miles 1998, Garzo 2002). Tiene importancia la proliferación de micosis asociadas a la producción de melaza por parte de los pulgones y a la disminución del intercambio gaseoso de la planta (Van Roermund y col. 1987, Rabbinge 1983, Goszczynski y Cichocka 1998, Garzo 2002). Sin embargo, el mayor problema es su capacidad de actuar como vectores de virus tales como: mosaico del pepino, zucchini y el de la sandía (Cano *et al.* 2002). Los umbrales de daño establecidos para estos insectos son seis yemas con insectos (Serra 2006).

3.2.1.1. Manejo químico

Los áfidos poseen una gran capacidad para desarrollar resistencias: este hecho sumado al uso reiterado de insecticidas ha dado lugar a la aparición de resistencias a organofosfatos, carbamatos y piretroides en áfidos (Moore *et al.* 1994, Field *et al.* 1997, Martínez-Torres *et al.* 1997, La Spina 2013). Según Nájera *et al.* (2011) Rescate, Confidor, Calypso, Oberon, Herald, Mustang, Disparo Abamectina 1.8 para el manejo de áfidos.

3.2.1.2. Manejo biológico

Parasitoides: En el caso del cultivo de pimiento en invernadero las especies más usadas han sido los braconidos *Aphidius colemani* Viereck, *Aphidius matricariae* Haliday, y *Aphidius ervi*, el afelinido *Aphelinus abdominalis* Dalman (Blümel 2004, La Spina 2013).

Depredadores: Según Flores *et al.* (2010) *Harmonia axyridis* muestra un gran potencial como bioagente de control de *A. gossypii* y a la mayor densidad estudiada (300 presas). Por otro lado Cano *et al.* (2002) mencionaron a *Chrysoperla carnea* y *Hippodamia convergens* elementos depredadores de áfidos.

Entomopatógenos: Elizondo *et al.* (2002) mencionan que *Bacillus thuringiensis*, representa un nuevo elemento biológico de combate para las poblaciones de pulgones. Además evaluaron la efectividad de *Verticillium lecanii* sobre *A. gossypii* y *Myzus persicae* en el cultivo de papa, alcanzado el 80 % de efectividad.

3.2.2. Trips *Frankliniella occidentalis*

El impacto del trips *F. occidentalis* se debe a que es un polífago que causa daños por su ataque directo (ocasionado por la puesta y alimentación), e indirecto por su papel de vector del tospovirus TSWV (*Tomato spotted wilt virus*) (Espinosa *et al.* 2002, Buitrago *et al.* 2010). Esta plaga además tiene una alta tasa reproductiva soportada por su tipo de reproducción que puede ser sexual en este caso huevos de las hembras fertilizadas dan origen a hembras o paternogénica por arrenotoquia es decir las hembras no fertilizadas ponen huevos que dan origen a machos, amplia variedad de hospederos, ciclo de vida corto y estados de pupa y prepupa desarrollados en el suelo o ranuras de la planta, hábito críptico que dificulta el contacto del insecto con el plaguicida y su resistencia a diversos grupos de insecticidas comúnmente utilizados en cultivos bajo invernadero (Jiménez y Orduz 1996; Reitz 2009, Buitrago *et al.* 2010).

Daños de adultos y ninfas al alimentarse en hojas y frutos dejando placas plateadas o zonas necróticas. Atraves de la puesta de huevos por las hembras en frutos jóvenes y en hojas formación de pequeñas verrugas (Porcuna 2011). Las implicaciones de *F. occidentalis* como productor de daños indirectos se concretan en su papel como vector del TSWV, siendo estas repercusiones de mayor importancia y trascendencia que las directas (La Casa *et al.* 1991; Sánchez *et al.* 1997 y 1998, Gutiérrez *et al.* 1999).). Los umbrales de daño establecidos para estos insectos son 0.5-1 trips por planta (Peterlin *et al.* 2000, Beltrán *et al.* 2004)

3.2.2.1. Manejo químico

Las carboxilesterasas hidrolizan numerosos compuestos tanto endógenos como exógenos que contienen ésteres, por lo que juegan un papel importante en la destoxificación de muchos insecticidas, incluyendo piretroides, organofosforados (OP) y carbamatos. En poblaciones de *F. occidentalis* ha sido descrito un incremento en la destoxificación debido a las esterasas, la evidencia que ha llevado a responsabilizar a tal mecanismo en el desarrollo de la resistencia ha sido una asociación entre los niveles elevados de actividad esterasa hacia sustratos modelo y el nivel de resistencia (Jensen 1998, López 2008). Sin embargo Rodríguez (2015) presenta Cazador 80 WG, Katrom 200 SC, Nilo 300 SC, Tracer 120, como alternativas de manejo.

3.2.2.2. Manejo biológico

Depredadores: Malais y Rasensberg (1991) y Rodríguez (2015) reportan el empleo de predadores como los ácaros del género *Amblyseius*, como *A. cucumeris*, *barkery* y *degenerans*, estos se alimentan preferentemente de ninfas. Chinchas predadores pertenecientes al género *Orius*, de los cuales los más importantes son: *tristicolor*, *insidiosus*, *laevigatus* y *florentiae*, los cuales atacan a ninfas y adultos. Otro ácaro depredador importante es *Hypoaspis miles*, el que vive en el suelo y ataca a las pupas de thrips.

Entomopatógenos: Trujillo *et al.*, (2003) evaluaron en condiciones de laboratorio la efectividad de los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae*, *Verticillium lecanii* y la bacteria *Bacillus thuringiensis* para controlar la presencia de *Trips palmi* en el cultivo de pepino. Los resultados de este ensayo determinaron un 67,5 % de efectividad para *M. anisopliae*, 62,5 % de efectividad para *V. lecanii* y 22,5 % de efectividad para *B. thuringiensis*.

3.4. Hongos endófitos

3.4.1. Historia de los hongos

El término endófito lo propuso de Bary en 1866 y los primeros registros de la presencia de hongos endófitos provienen del año 1898, en donde los investigadores formularon la hipótesis de que los cuadros toxicológicos observados en animales, se debían al consumo de semillas o partes aéreas de los pastos *Lolium temulentum*, *L. arvense*, *L. linicolum* y *L. remotum* (Poaceae) infectados con hongos Clavicipitáceos. No se dio continuidad a esta suposición hasta que Bacon en 1977, relacionó la presencia del hongo *Neotyphodium coenophialum* a la alta incidencia de una intoxicación del ganado, debida al consumo de pastos de la especie *Festuca arundinaceae*. En los años 80, Funk describió la resistencia al ataque de insectos en los pastos infectados con endófitos y en 1988, Clay propuso que varios hongos endófitos Clavicipitáceos son mutualistas que defienden al huésped del ataque de herbívoros (Sánchez *et al.* 2013).

3.4.2. *Trichoderma spp*

Es un género hongos ampliamente utilizado, debido a sus múltiples beneficios, es el fungicida biológico más estudiado y empleado, de igual forma es estimulador de crecimiento en plantas y utilizado como agente de bioremediación ya que degrada algunos grupos de pesticidas de alta persistencia en el ambiente (Ramos 2006).

Trichoderma spp. pertenece a la subdivisión Deuteromycete, que se caracterizan por no poseer o no presentar un estado sexual determinado, se encuentra distribuido a nivel mundial y se presenta naturalmente en diferentes rangos de zonas de vida y hábitats, especialmente en aquellos que contienen materia orgánica o desechos vegetales en descomposición, así mismo en residuos de cultivos especialmente que son atacados por otros hongos, su desarrollo se ve favorecido por la presencia de altas densidades de raíces las cuales son colonizadas rápidamente por estos microorganismos (Hannam 2001, Hernández 2005).

Los mecanismos por los que las cepas del género *Trichoderma* desplazan al fitopatógeno son fundamentalmente de tres tipos: competición directa por el espacio o por los nutrientes, antibiosis y parasitismo. Estos tres mecanismos no son excluyentes sino que actúan sinérgicamente en el control de los patógenos (Rey *et al.* 2000). Al mismo tiempo, el transcriptoma y el proteoma de las plantas son subsustancialmente alterada. Como consecuencia, además de la inducción de las vías para la resistencia en las plantas, producen un aumento del crecimiento vegetal y la absorción de nutrientes (Harman 2006).

3.4.3. *Fusarium spp*

El género *Fusarium* comprende una gran cantidad de especies que comúnmente son fitopatógenas y saprofitas del suelo. Su posición sistemática es definida como perteneciente al Reino Fungi, División Eumicetes, Subdivisión Deuteromycetes, Clase Hypomycetes, Orden Moniliales, Familia Moliniaceae (Lacaz *et al.* 1998, Sosa 2005). Booth (1984) y Ramos (2006) señalan que *Fusarium* es básicamente un género con esporas asexuales hialinas, septadas y cuya célula basal lleva una característica estructural de tacón. Las cepas no patógenas son capaces de colonizar los tejidos de la planta, pero no desencadenan la enfermedad debido a que no tiene la capacidad de penetrar en el sistema vascular de la planta, esto es por una eficaz combinación de interacciones celulares, por las fuertes estructuras del tejido de la planta y por las respuestas de defensa de la planta (Ramos 2006).

3.4.4. Actividad antagonista de los hongos endofíticos

3.4.4.1. Competencia

La competencia se define como el comportamiento desigual de dos o más organismos ante un mismo requerimiento (sustrato, nutrientes), siempre y cuando la utilización de este por uno de los organismos reduzca la cantidad o espacio disponible para los demás. Este tipo de antagonismo se ve favorecido por las características del agente control biológico como plasticidad ecológica, velocidad de crecimiento y desarrollo, y por otro lado por factores externos como tipo de suelo, pH, temperatura, humedad, entre otros (Hjeljord y Tronsmo 1998, Espinoza 2013).

Trichoderma tiene una rápida tasa de desarrollo, lo que hace que sea un fuerte competidor por espacio, a la hora de colonizar la rizosfera, proporcionándole una capacidad superior de movilizarse y tomar los nutrientes del suelo, siendo muy versátil para utilizar sustratos como fuente de carbono y nitrógeno, lo que le permite colonizar un medio rápidamente, evitando la proliferación de otros microorganismos en el mismo hábitat (Castro y Rivillas 2012).

Harman (2000) citado por Mora (2001), indica que *Trichoderma harzianum* coloniza las raíces y se establece en la rizósfera, el hongo crece y se desarrolla mejor cuando hay abundancia de raíces saludables, atacando, parasitando y obteniendo nutrientes de otros hongos y favoreciendo el desarrollo de la planta y raíz. Anke *et al* (1991) citado por Castro y Rivillas 2012 reportaron la producción de sideróforos por *Trichoderma* spp; estos autores, registraron la producción de hidroxamato como un tipo de sideróforo producido por este hongo, convirtiéndolo en un fuerte competidor por el hierro del suelo, el cual es necesario para la sobrevivencia de otros organismos.

3.4.4.2. Parasitismo

El micoparasitismo es definido como una simbiosis antagónica entre organismos, en el que generalmente están implicadas enzimas extracelulares tales como quitinasas, celulasas, y que se corresponden con la composición y estructura de las paredes celulares de los hongos parasitados (Ulloa 1996, Espinoza 2013). Según Meneses (2003) *Fusarium* efectúa un parasitismo mediante mecanismos de acción de recubrimiento e inmovilización del cuerpo del nemátodo por el crecimiento del micelio, y digestión del cuerpo del nemátodo. Además, indica que el género *Fusarium* inmoviliza el nematodo con el micelio y generan sustancias que provocan la desintegración del nematodo, mientras que los aislamientos del género *Trichoderma* provocan un envolvimiento miceliar agresivo que paraliza al nematodo pero sin evidenciar algún tipo de destrucción del mismo.

3.4.4.3. Antibiosis

La antibiosis es la acción directa de antibióticos o metabolitos tóxicos producidos por un microorganismo sobre otro sensible a estos. Algunos autores opinan que la antibiosis no debe ser el principal mecanismo de acción de un antagonista, ya que existe el riesgo de aparición de cepas del patógeno resistentes al antibiótico (Vero 1999, Espinoza 2013). En algunos casos, la producción de antibióticos está correlacionada con la habilidad de biocontrol (Howell 1998, Barrios 2006).

Se ha reportado que *Trichoderma harzianum* produce diversos metabolitos tales como Trichodermin, Suzukacilina, Alameticina, Dermadina, Penicilina, Trichotecenosa y Tricorzinianos o Gliotoxina producido por *T. viridae* (Hidalgo 1999, Meneses 2003). Estos compuestos se han notificado a tener actividad letal o efectos repelentes hacia algunos artrópodos chupadores (Ganassi *et al.* 2000, Ganassi *et al.* 2007, Menjivar 2010). En el caso de *Fusarium* estudios han demostrado que los filtrados metabólicos de tienen un efecto de inmovilidad hacia los nematodos (Meneses 2003).

IV. MATERIALES Y MÉTODO

4.1. Localización geográfica del ensayo

El experimento se realizó en las instalaciones del laboratorio de hongos entomopatógenos (LHE) la parte de inoculación y para la evaluación de los aislados en el invernadero de la sección de hortalizas de la Universidad Nacional de Agricultura, ubicado carretera que conduce a Dulce Nombre de Culmí, entre 14° 26' 5'' latitud norte y 86° 46' longitud Oeste, temperatura media de 26.6 °C y precipitación promedio anual de 1311.25 mm y a una altitud de 350.79 msnm (Departamento de Recursos Naturales UNA 2012, citado por Antúñez 2012).

4.2. Materiales y equipo

Placas Petri de 90 mm x 150 mm, papel toalla, papel filtro, bolsas de polipropileno, vasos térmicos, agua destilada, papel parafil, alcohol al 70%, alcohol para quemar, maskin tape, cubre y porta objeto, beaker, Erlenmeyer 500 ml, bisturí, jeringas, marcador permanente, baldes, pinzas, sacos, libreta de campo, lápiz, estacas, agribon, cuerda, medio de cultivo (PDA), bandejas, macrotunel, microscopio (Meiji TECHNO), cámara de flujo laminar (biosafety class II labconco), computadora portátil, estereoscopio (Meiji TECHNO), grapadora, calentador y agitador (Fisher scientific), cámara digital, auto claves (all américa model 25x), balanza digital, memoria usb, palas, machete, barra, azadón, piocha, rastrillo, zaranda, succionador de insectos, caja de reproducción de insectos.

4.3. Prueba de colonización

4.3.1. Asepsia del laboratorio

El laboratorio de entomopatógenos se sometió a procesos de limpieza general y desinfección, desde equipo e infraestructura; 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 abundante agua para remover partículas del detergente que hayan quedado en los materiales.

Después de lavado y secado se sometió a esterilización bajo dos métodos: la esterilización húmeda (Auto-clave 121.6 °C a 124 °C por 20 minutos) y esterilización con aire caliente (horno), la utilización de cada método dependió de los materiales a esterilizar. La esterilización de los materiales y cristalería por calor húmedo o a presión de vapor de agua, se llevó a cabo con la ayuda de un autoclave, el cual se manejó a una presión de 1 atmosferas o 15 libras de presión hasta alcanzar a una temperatura de 121.6 °C a 124 °C, la cual se debe mantener durante un tiempo de 15 minutos; por lo general se esterilizaron los medios de cultivo, platos Petri, tubos de ensayo, papel toalla, probetas entre otros.

4.3.2. Desinfección de la cámara de aislamiento

La cámara de aislamiento se desinfecto antes de cada aislamiento con alcohol al 70%, por dentro y afuera de la misma, el mechero se mantuvo encendido en todo el proceso de siembra, luego se procedió a realizar los aislamientos; la desinfección personal se llevó a cabo antes de realizar aislamientos y después de los mismos, y consistió en la aplicación por aspersión a la manos con alcohol al 70%. Como último paso para la desinfección se utilizó la luz ultravioleta tipo C, con el objetivo de eliminar cualquier contaminante que ingrese antes momento de realizar el aislamiento.

4.3.3. Preparación del sustrato

Para la preparación del sustrato se procedió a extraer la humedad (secado), vertiendo en bandejas de aluminio capas delgadas de arena. A una temperatura de 270 °C con una duración de 2 hrs, luego se sacó la arena del horno , ubicándola sobre una bandeja de aluminio por espacio de 20 min, a temperatura de 20 °C para su respectivo enfriamiento, posteriormente vertiendo el sustrato en bolsas de polipropileno, para introducirlas en las ollas de autoclavado, a una temperatura 126 °C manteniéndose allí entre 30-45 min, allí comienza el proceso de esterilización, dicho proceso permite la eliminación de microorganismos y esterilización completa del suelo. El mismo proceso aplico para la esterilización del suelo. Luego se procedió a mullir el suelo y colarlo en un tamiz.

Se requirió de una mezcla de arena y suelo con una relación 2:1 respectivamente, esta fue sometida a un proceso de desinfección, este proceso se realizó a través del autoclave a 127°C a 20 psi, posteriormente se dejó disminuir la temperatura hasta alcanzar la temperatura ambiente para ser utilizada.

4.3.4. Reproducción de plantas

Se utilizaron bandejas germinadoras las cuales se lavaron con detergente y abundante agua para eliminar residuos de materia orgánica, posteriormente se atomizaron con agua con cloro al 2%, después con alcohol al 70% para erradicar la presencia de cualquier organismo. La siembra se realizó en las bandejas germinativas de 162 celdas de 45 mm profundidad, celda superior 25x24 mm, celda inferior de 14x13 mm a una semilla por postura, sembrando cinco plantas para cada tratamiento utilizando una bandeja para 15 tratamientos. Se utilizaran 12 ml de agua para humedecer el sustrato antes de la siembra y se aplicaran tres milímetros de agua tres veces por día para mantener la humedad requerida por la planta.

4.3.5. Preparación de solución de esporas e inoculación.

Se utilizaron los aislados por Matute 2013, los cuales consisten en 10 cepas de *Trichoderma* spp., y cinco cepas de *Fusarium* spp. Bajo condiciones asépticas, se procedió a remover las esporas aplicando la cantidad de 10 ml de agua estéril. Se efectuó un rayado con una espátula de aluminio, que facilitara el raspado del micelio del hongo. Esta se convirtió en la solución madre de la cual se sacó un ml a un tubo de ensayo conteniendo nueve ml, el cual será 1×10^6 ufc/ml así continuaremos con el proceso para obtener una solución de esporas.

De cada solución resultante se efectuaron conteos para medir la concentración de esporas mediante un hematocímetro de New waber. La suspensión de esporas se ajustó a una concentración de 1×10^6 ufc/ml para cada tratamiento. Una vez obtenido el biopreparado se procedió a la inoculación de las plantas. La primera inoculación se realizó tres días después de haber emergido las plantas de melón variedad Cantaloupe y chile variedad California, la segunda inoculación dos días antes del trasplante, a una concentración de 1×10^6 ufc/ml.

4.3.6. Aislamiento de hongos endofíticos

Las raíces se cortaron en secciones de un cm, se introdujeron y se agitaron por cinco minutos en hipoclorito de sodio al 3% y se lavaron con agua esterilizada por tres veces. Para remover el exceso de agua las secciones de las raíces fueron colocadas sobre papel toalla esterilizado en autoclave. El tejido interno se cortó en pequeños pedazos de aproximadamente 1 - 1.5 cm de largo. Posteriormente, estos pedazos se colocaron en medio de cultivo papa-dextrosa-agar al 100% (PDA 100%), conteniendo un cc de gentamicina A-80, y se incubaron a 25 °C en la oscuridad, y una semana después, éstos aislados fueron transferidos sucesivamente a medio de cultivo papa-dextrosa-agar al 100% (PDA 100%) repitiendo este proceso en 3 ocasiones hasta lograr su purificación.

4.4. Manejo del experimento a nivel de invernadero

4.4.1. Desinfección de bandejas

Se utilizaron tres bandejas germinadoras las cuales se lavaron con detergente y abundante agua para eliminar residuos de materia orgánica, posteriormente se atomizaron con cloro al 3%, después se atomizaron con alcohol al 70% para erradicar la presencia de cualquier organismo.

4.4.2. Preparación de sustrato

Se utilizó procedimiento, y la asepsia descrito en el numeral 4.3.3.

4.4.3. Siembra de plantas

La siembra se realizó en las bandejas germinativas descritas en el numeral 4.3.4, sembrando en el cultivo de chile variedad california 12 plantas para cada tratamiento utilizando una bandeja para 8 tratamientos, en caso de melón variedad Cantaloupe se realizó la siembra de 15 plantas para cada tratamiento utilizando dos bandejas. Se humedeció el sustrato antes de la siembra y se realizaron riegos tres veces por día para mantener la humedad requerida por la planta.

4.4.4. Fertilización

Se realizaron tres fertilizaciones de 18-46-0, la primera a los 10 días después de la siembra con 2.8 g diluidos en un litro de agua, en las otras dos fertilizaciones se utilizó 5.6 g diluidos en un litro de agua, a los 20 y 26 días respectivamente después de la siembra.

4.4.5. Trasplante de plantas

Se utilizaron vasos térmicos las cuales se atomizaron con agua con cloro al 3%, después con alcohol al 70% para erradicar la presencia de cualquier organismo. Cada vaso conteniendo 348.2 gramos de sustrato. Las plantas de melón se trasplantaron a los 25 días, mientras que las de chile a los 30 días después de la siembra.

4.5.6. Inoculación

Se utilizaron los aislados provenientes de la prueba de colonización, los cuales consistieron en cuatro cepas de *Trichoderma* spp., y cuatro cepas de *Fusarium* spp para el cultivo de melón, Seis cepas de *Trichoderma* spp., y una cepa de *Fusarium* spp. Ajuste de concentración a 1×10^6 ufc/ml e inoculación, descritos en el numeral 4.3.5.

4.6. Reproducción de insectos

Reproducción de *Bemisia tabaci*: se utilizaron plantas de tomate variedad pony, con adultos de *B. tabaci* obtenidos de una parcela de tomate variedad pony en el área de la sección de hortalizas, de la Universidad Nacional de Agricultura. Las plantas se mantuvieron sembradas en la superficie de suelo de macrotúnel 11 x 3 x 3 m construido en la sección antes mencionada.

Reproducción de *Aphis gossypii*: Las colonias de *A. gossypii* fueron iniciadas, con adultos de *A. gossypii* obtenidos de una parcela de ayote criollo en el área de la sección de hortalizas. Los individuos fueron transferidos a plantas de pepino variedad Prima Top, cultivadas en pots de plástico de 13 cm de alto y nueve cm de diámetro mantenidos en macrotúnel dentro de cajas entomológicas de 50 cm x 50cm.

Reproducción de *Frankliniella occidentalis*: Adultos fueron recolectados una parcela de tomate variedad pony en el área de la sección de hortalizas, transferidos a plantas de pepino variedad Prima Top y Chile variedad Anaconda, cultivadas en potes de plástico de 13 cm de alto y 9 cm de diámetro mantenidos en macrotúnel.

4.7. Inoculación de insectos

Inoculación *Bemisia tabaci*: 10 días después del trasplante, se tomaron seis plantas de chile variedad California y fueron colocadas dentro de cajas entomológicas de 50 cm x 50cm, luego utilizando un succionador se tomaron 480 adultos de *B. tabaci* de la colonia, liberándose dentro de las cajas equivaliendo a 10 moscas blancas por planta.

Inoculación *Aphis gossypii*: Para realizar este estudio se utilizó una pinza para transferir 10 adultos de la colonia a la tercera hoja de cada planta de melón las cuales contaban con 10 días de trasplante. Se usaron cinco replicas por tratamiento.

Inoculación *Frankliniella occidentalis*: a los 10 días después del trasplante se ubicaron las plantas de la colonia de Trips formando un rectángulo a una distancia de 50 cm entre ellas, luego se ubicaron en medio de ellas las plantas de melón, se utilizaron cinco replicas por tratamiento.

4.8. Descripción del experimento

4.8.1. Porcentaje de colonización

Se realizaron tres replicas por aislado inoculado en planta de melón y chile. La parte radicular de cada replica se dividió en tres zonas, zona 1 la parte inferior, zona 2 la parte central, la zona 3 la parte cercana al tallo, con el objetivo de encontrar la capacidad que presentó cada aislado.

Se hicieron 5 cortes en cada zona, utilizando 5 repeticiones de cada aislado por planta. Posteriormente se colocaron los tejidos en PDA 100%. Luego se obtuvo el porcentaje de colonización mediante la fórmula usada por Matute 2013, la cual se basa en el número de tejidos con presencia de micelio.

$$X = \frac{NTC}{NTT} \times 100$$

Dónde:

X = % de colonización

NTC = Numero de tejidos colonizados

NTT = Numero de tejidos totales

4.8.2. Descripción de los tratamientos

Cuadro 1. Tratamientos con hongos endofíticos evaluados que mostraron capacidad de colonización en melón (*C. melo*) var. Cantaloupe.

Tratamientos	Descripción	ufc/ml	Plagas
T1	Testigo	Agua	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T2	<i>Fusarium spp</i> cepa Tomate D	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T3	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 1	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T4	<i>Fusarium spp</i> cepa Cunde 2	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T5	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 5	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T6	<i>Fusarium spp</i> cepa Chile 2	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T7	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 4	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T8	<i>Fusarium spp</i> cepa Berenjena 1	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>
T9	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 3	1x10 ⁶	<i>A. gossypii</i> , <i>F. occidentalis</i>

(Cortes Aguiriano, 2016)

Cuadro 2. Tratamientos con hongos endofiticos evaluados que mostraron capacidad de colonización en chile (*C. annuum*) var. California.

Tratamiento	Descripción	Concentración ufc/ml	Plaga
T1	Testigo	Agua	<i>B. tabaci</i>
T2	<i>Fusarium spp</i> cepa Chile 2	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T3	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 1	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T4	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 5	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T5	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 2	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T6	<i>Trichoderma spp</i> cepa 2A Tomate 3	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T7	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Hogge 4	1×10^6	<i>B. tabaci</i>
T8	<i>Trichoderma spp</i> cepa B. Vernon 3	1×10^6	<i>B. tabaci</i>

(Cortes Aguiriano, 2016)

4.8.3. Variables en estudio

Altura de planta

Cinco días después del trasplante y con intervalo de tres días entre cada toma de datos, se realizó colocando una regla desde el comienzo del rizoma hasta donde nace la hoja más reciente.

Diámetro del tallo

Cinco días después del trasplante y con intervalo de tres días entre cada recolección de datos, se midió esta variable a dos centímetros de la base, haciendo uso de un pie de rey en milímetros.

Peso de raíz

Se extrajo la planta melón y chile con edad de 48 y 50 días después de la siembra respectivamente, del recipiente en el cual se sembró y luego se procedió a lavar la raíz bajo caudal para evitar el daño de las mismas, con la ayuda de un bisturí se separó la parte foliar de la radicular y se procedió a pesar en gramos la zona radicular.

Volumen de raíz

Para la medición de esta variable, se extrajo la raíz de una planta introduciéndola en un recipiente con volumen de agua conocido y luego se tomó el diferencial de volumen en ml.

Selectividad de hospedero

Se realizaron conteos diarios de *B. tabaci* por planta, 10 días después del trasplante y por espacio de 10 días, después de cada muestreo las plantas fueron distribuidas aleatoriamente en el espacio para una nueva selección del insecto.

Áfidos por planta

Diez días después del trasplante, se inocularon 10 áfidos adultos en el envés de la hoja central, con intervalo de tres días por espacio de 14 días se contó el crecimiento poblacional.

Trips por planta:

Diez días después del trasplante se ubicaron las plantas formadoras de la colonia de Trips pepino variedad Prima Top y Chile variedad Anaconda en forma de rectángulo a una distancia de 50 cm entre ellas, luego se ubicaron en medio de ellas las plantas de melón, realizando conteos de trips por planta, con intervalo de tres días por espacio de 14 días.

4.8.4. Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar (DCA), utilizando como tratamientos las cepas de hongos resultantes en la prueba de colonización (numeral 4.3), constando de nueve tratamientos (cuatro *Trichoderma spp*, cuatro *Fusarium spp* y un testigo absoluto con agua) y 15 repeticiones por tratamiento, siendo una planta la unidad experimental para el cultivo de melón, mientras en el cultivo de chile consistió en ocho tratamientos (cinco *Trichoderma spp*, un *Fusarium spp* y un testigo absoluto con agua) y 12 repeticiones por tratamiento siendo una planta la unidad experimental.

4.8.5. Modelo estadístico

$$\gamma_{ij} = \mu + \alpha_i + \varepsilon_{ij}$$

Dónde:

γ_{ij} = Es la variable de respuesta observada.

μ = Es la media general

α_i = es el efecto i-ésimo tratamiento.

ε_{ij} = Es el efecto del error experimental.

4.8.6. Análisis estadístico

A las variables resistencia a plagas se aplicó transformación de datos por medio de $\sqrt{x+1}$, luego junto con variables de promoción de crecimiento se realizó un análisis de varianza (ANOVA), las variables de resultado significativo, se aplicó prueba de prueba de medias LSD FISHER, identificando con mayor precisión las diferencias en tratamientos.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Porcentaje de colonización chile

5.1.1. Porcentaje de colonización por planta

De los 15 aislados solo el 46.67% de los aislados utilizados para esta investigación presentaron colonización en la zona radicular de las plantas inoculadas de chile (*C. annuum*) var. California. El 20% de los aislados para el hongo *Fusarium spp.* resultaron colonizados mientras que el 60% de los aislados del hongo *Trichoderma spp.* De los aislados del género *Trichoderma* Hogge 5 colonizó en un 95.57% y 2A Tomate 3 apenas un 33.35%; mientras para los aislados del género *Fusarium* Chile 2 presentó un 55.53%.

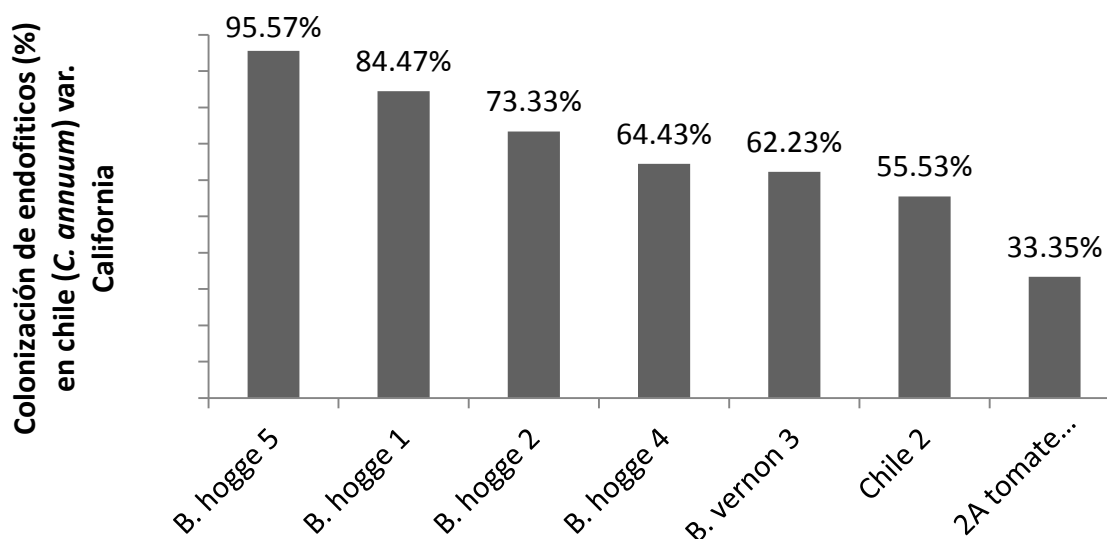


Figura 1. Porcentaje de colonización de siete aislados de hongos endófitos en plantas de chile (*C. annuum*) var. California.

Similitud con los resultados encontrados por Matute (2013), aislados del genero *Trichoderma* con 96% de colonización en plantas de tomate. Núñez (2011), encontró en plantas de arroz el Endo 2, con un 92 % de colonización de la raíz. Así mismo Barrios (2006), encontró los valores más altos de colonización en los tratamientos con *Trichoderma*.

5.1.2. Porcentaje de colonización por zona radicular

El cuadro 3 muestra los porcentajes de colonización para el cultivo de chile (*C. annuum*) var. California, en las diferentes zonas radiculares. Para la zona uno que representa la parte baja de la raíz, el género *Trichoderma* presentó los mejores porcentajes siendo la cepa Banano hogge 5 con un 100% seguido de las cepas Banano hogge 1 y 2 ambas con un 80%. Mientras que en la penúltima posición aparece el género *fusarium* siendo la cepa Chile 2 con un 40% de porcentaje de colonización.

En la zona dos representada por la parte media de la raíz, muestra similitud en cuanto a la zona uno, ya que los mejores porcentajes mostrados pertenecen al género *Trichoderma* hogge 1 y 5, ambas con un 86.67%. 53.33 % porcentaje mostrado por chile 2, perteneciendo al género *Fusarium*. Los tratamientos Cepas Banano hogge (5, 2 y 1) y 2ATomate 3 muestran similares porcentajes a las zona uno, rango de 100% a 86.67%, pertenecen al género *Trichoderma*. El género *fusarium* por medio de la cepa chile 2 mostró un 73.33%.

Los anteriores resultados priorizan el efecto colonizador realizado por cepas de *Trichoderma*, probablemente debido a la alta característica oportunista de invadir rápidamente diferentes tejidos u órganos de la planta y esto, cada vez se hace más evidente en las investigaciones donde se emplea este endofítico, independientemente del cultivo (Harman *et al.* 2004, Barrios 2006).

Cuadro 3. Porcentajes de colonización de los hongos endofíticos en diferente zona radicular de la planta de chile (*C. annuum*) var. California.

Tratamientos	Zona 1 (%)	Zona 2 (%)	Zona 3 (%)
B. hogge 5	100	86.67	100
B. hogge 2	80	53.33	86.67
B. hogge 1	80	86.67	86.67
B. vernon 3	60	46.67	80
B. hogge 4	53.33	66.67	73.33
chile 2	40	53.33	73.33
2A tomate 3	6.67	6.67	86.67

(Cortes Aguiriano, 2016)

*Zona 1= parte baja de la raíz, zona 2= parte media de la raíz, zona 3=parte alta de la raíz

5.2. Melón

5.2.1. Porcentaje de colonización por planta

De los 15 aislados solo el 53.33% de los aislados utilizados para esta investigación presentaron colonización en la zona radicular de las plantas inoculadas de de melón (*C. melo*) var. Cantaloupe. El 80% de los aislados para el hongo *Fusarium spp.* resultaron colonizados; mientras que el 40% de los aislados del hongo *Trichoderma spp.* De los aislados del género *Trichoderma* Hogge 5 colonizó en un 70.37% seguido de Hogge 3 con un 62.96% y Hogge 4 apenas 25.92%.

Para los aislados del género *Fusarium* Tomate D y Berenjena 1 ambas presentaron un 48.15%, seguido de Cunde 2 con 40.74% y Chile 2 con apenas un 37.03%.

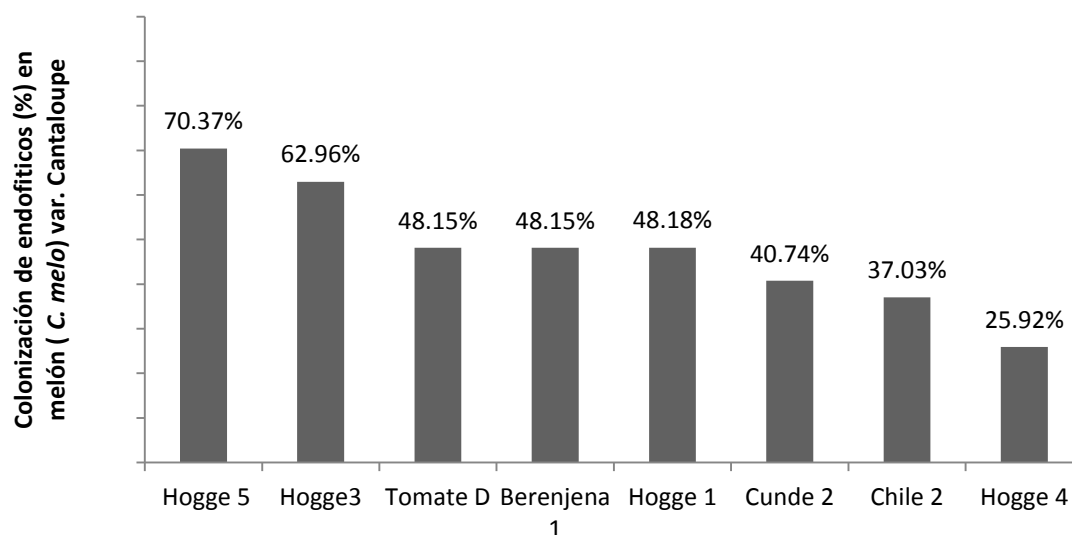


Figura 2. Porcentaje de colonización de ocho aislados de hongos endófitos en plantas de melón (*C. melo*) var. Cantaloupe.

Resultados encontrados por Nuñez (2011), en plantas de maíz el endofítico 1 presentó un 92 % de colonización en tallo. Asimismo, Chavez (2007), encontró el tratamiento *Trichoderma atroviride*/*Bacillus* con 90% de colonización en raíz de vitroplantas de banano mediante pruebas con hongos y bacterias endofíticas. Este éxito en la colonización de *Trichoderma*, se atribuye a la alta capacidad reproductiva, habilidad para sobrevivir bajo condiciones desfavorables, eficiencia en la utilización de nutrientes y capacidad para modificar la rizosfera generando promoción de crecimiento y activando mecanismos de defensa en las plantas (Chet *et al.* 1997, Howell 2003, Barrios 2006)

5.2.2. Porcentaje de colonización por zona radicular

El cuadro cuatro refleja, para la zona uno (parte baja de la raíz) cunde 2 del género *fusarium* mostró un 66.67%, igual porcentaje mostrado por Banano hogge 3 que pertenece al género *Trichoderma*, mientras que Banano hogge 4 con un 22.22%, representa el porcentaje mínimo de colonización.

La zona dos (parte media de la raíz) aislados Banano hogge (5,1 y 3) con 88.89%, 77.77%, 66.67%, respectivamente mostraron la mayor capacidad de colonizar, pertenecen al género *Trichoderma*, mientras (cunde 2, chile 2, Tomate D y Berenjena 1) con 33.33%, siendo estos de *Fusarium*.

En la zona tres (parte alta de raíz), se obtuvo un grado de colonización mayor por parte del género *Trichoderma*, la cepa Banano hogge 5 presentó mayor porcentaje de colonización con un 77.78 %, seguido de las cepas Banano hogge3, Berenjena 1y Tomate D alcanzando un 55.55%, siendo los últimos dos del género *Fusarium*. Asimismo, es importante resaltar las cepas cunde 2, Banano hogge (1y4), reportaron los menores porcentajes de colonización con un 22.22%, perteneciendo las ultimas al género *Trichoderma*.

Cuadro 4. Porcentajes de colonización de los hongos endofiticos en diferente zona radicular de la planta de melón (C. melo) var. Cantaloupe.

Tratamientos	Zona 1 (%)	Zona 2 (%)	Zona 3 (%)
Cunde 2	66.67	33.33	22.22
Banano hogge3	66.67	66.67	55.55
Chile 2	55.55	33.33	33.33
Tomate D	55.55	33.33	55.55
Banano hogge 5	55.55	88.89	77.78
Banano hogge 1	44.44	77.77	22.22
Berenjena 1	44.44	33.33	55.55
Banano hogge 4	22.22	22.22	22.22

(Cortes Aguiriano, 2016)

*Zona 1= parte baja de la raíz, zona 2= parte media de la raíz, zona 3=parte alta de la raíz.

Resultados similares encontrados por Matute (2013), encontró en plantas de tomate en la zona uno al género *Fusarium* con 78% de colonización, en la zona dos al género *Trichoderma* con rangos del 83% al 97%.

5.3. Promoción de crecimiento en chile

Los datos reflejan diferencia significativa ($P < 0.05$) entre tratamientos para las variables: altura de planta, diámetro de tallo y peso de raíz, mostrando superioridad las plantas con la presencia de endofitos comparadas al testigo.

Para volumen de radicular el análisis de varianza no refleja diferencia significativa ($P < 0.05$) entre tratamientos sin embargo se visualiza la tendencia de aumento del volumen radicular en las plantas protegidas con aislados de endofitos.

Para la variable altura de planta el género *Trichoderma* Hogge 4 mostró incremento en 1.72 cm, seguido de Vernon 3 con 1.4cm, Hogge 2 con 0.86cm, Hogge 5 con 0.52cm, 2A Tomate 3 con 0.46 cm; mientras el género *Fusarium* Chile 2 lo hizo en 0.43 cm sobre el testigo. El tratamiento Hogge 4 con 6.04 cm, presentó el valor más alto, Hogge 1 el más bajo con 4.4 cm, en comparación al testigo que alcanzó una altura de 4.32, mientras en diámetro de tallo el género *Trichoderma* Hogge 4 con 2.54 mm, seguido de vernon 3 con 2.51 mm, reflejó los valores más altos; mientras el género *Fusarium* Chile 2 con 2.38 mm, seguido por *Trichoderma* Hogge 2 con 2.35 mm, 2A Tomate 3 con 2.33 cm, Hogge 1 con 2.3 mm y Hogge 5 con 2.29 mm comparados al testigo con 1.97mm (cuadro).

Para peso de raíz el género *Trichoderma* Hogge 4 con 1.66 g, Vernon 3 con 1.48g, Hogge 2 con 1.22g y Hogge 5 con 1.12g, superando al testigo que alcanzo un peso de 0.88 g, mientras *Fusarium* Chile 2 presenta valores inferiores al testigo (cuadro 5).

Cuadro 5. Promoción de crecimiento en plantas de chile (*C. annuum*) var. california evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P < 0.05$)

Tratamiento	Altura de planta (cm)	Diámetro tallo (mm)	Peso de raíz (g)
B. Hogge 4	6.04 a	2.54 a	1.66 a
B. Vernon 3	5.72 ab	2.51 a	1.48 ab
Chile 2	4.75 c	2.38 ab	0.74 c
B. Hogge 2	5.18 abc	2.35 ab	1.22 abc
2A Tomate 3	4.78 c	2.33 ab	0.84 c
B. Hogge 1	4.4 c	2.3 b	0.88 bc
B. Hogge 5	4.84 bc	2.29 b	1.12 abc
Testigo	4.32 c	1.97 c	0.88 bc
	R ² = 0.45 CV= 14.01%	R ² = 0.57 CV= 6.75%	R ² = 0.34 CV= 43.55%

(Cortes Aguiriano, 2016)

En altura de planta, Matute (2013), obtuvo resultados similares, encontrando plantas de tomate inoculadas con endofitos, con 1.17 cm más de altura que el testigo. Sosa (2005) reportó que plantas protegidas con hongos endofíticos mostraron un crecimiento significativo de 11% para la variable altura de planta, comparado a las plantas del testigo absoluto. Este efecto de promoción de crecimiento ha sido documentado en diferentes investigaciones realizadas con cepas de hongos endofíticos, en donde se aumentó significativamente la altura de las plantas protegidas de banano (Meneses 2003, Ramos 2006, Pocasangre *et al.* 2006).

Para la variable diámetro de tallo Hogge 4 (*Trichoderma*) supera en 28.93% representando el mejor valor. Menjivar, (2005) encontró para la variable de circunferencia de pseudotallo, plantas de banano protegidas con hongos endofíticos fueron estadísticamente superiores que el tratamiento químico y testigo absoluto.

Dicho comportamiento puede deberse a la inducción de resistencia que se transmiten a la planta por los aislados permitiendo una mejor circulación de los nutrientes por los conductos vasculares al reducir su daño (Wuyts *et al.*, 2005, Menjivar 2005).

En peso radicular resultados similares han sido documentados por Pocasangre (2002), quien encontró que plantas protegidas con cepas de *Trichoderma atroviride* presentaban pesos superiores de 78 % en raíces y 41 % de peso foliar, que las vitroplantas no protegidas de banano del cultivar Gran Enano (AAA), además Matute (2013) encontró en plantas de tomate endofíticos del género *Trichoderma* con 0.48 g, superó al testigo que alcanzo un peso de 0.23 g. Zum Felde (2002), encontró que plantas inoculadas con los aislados del genero *Trichoderma* incrementa el peso de raíces y del sistema foliar en plantas de banano.

5.4. Promoción de crecimiento en melón

El análisis de varianza no detecto diferencia estadística significativa ($P < 0.05$) para las variables altura de planta y diámetro de tallo, sin embargo los tratamientos con presencia de aislados endofíticos muestra tendencia de aumento en dichas variables comparado al testigo.

Para la variable peso de raíz el análisis de varianza detectó diferencia estadística altamente significativa ($P < 0.0001$) y diferencia significativa ($P < 0.05$) para volúmen de raíz, presentando todos los tratamientos superioridad sobre el testigo con acepción de *Fusarium* Chile 2 en volumen radicular.

Para peso de raíz el género *Trichoderma* Hogge 1 con 11.06 g mostró los valores más altos seguido de Hogge 5 con 8.46 g, Hogge 3 con 8.04 g y Hogge 4 con 7.78 g, mientras *Fusarium* Tomate D con 8.46 g, Cunde 2 8.2 g, Berenjena 1 con 7.44 g, comparado con el Testigo que obtuvo 7.06 g (cuadro 6).

Para la variable volúmen de raíz, los tratamientos *Trichoderma* Hogge 3 con 6ml, Hogge 4 con 4.7ml, Hogge 1 con 4.68ml, Hogge 5 con 4.28ml, *Fusarium* Berenjena 1 con 6ml, Tomate D con 4.4ml, Cunde 2 con 4.2 , superan al testigo que mostró un volumen de 2.8ml (cuadro 6).

Cuadro 6. Promoción de crecimiento en plantas de melón (*C. melo*) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P < 0.05$).

Tratamiento	Peso de raíz (g)	Volúmen de raíz (ml)
B. Hogge 1	11.06 a	4.68 ab
Tomate D	8.46 b	4.4 b
B. Hogge 5	8.46 b	4.48 b
Cunde 2	8.2 bc	4.2 b
B. Hogge 3	8.04 bcd	6. a
B. Hogge 4	7.78 bcd	4.7 ab
Berenjena 1	7.44 bcd	6. a
Testigo	7.06 cd	2.8 c
Chile 2	6.8 d	3.9 bc
	R ² = 0.62	R ² = 0.49
	CV= 12.57%	CV= 23.37%

(Cortes Aguiriano, 2016)

Estos valores comprueban que plantas inoculadas con endofíticos, proveen un estímulo de crecimiento, en comparación con planta testigo. Dicho estímulo puede deberse como consecuencia a la producción de biomasa radical por parte de los hongos endofíticos, permitiendo una mayor eficiencia del sistema radical en la exploración de nutrientes (Sikora & Pocasangre 2004, Menjivar 2005).

El peso radicular para *Trichoderma* Hogge 5 y *Fusarium* Tomate D supera en 56.66% y 19.83% respectivamente al testigo. Similitud en resultados encontrados por Meneses (2003) en plantas de banano cv. “Gran Enano”, protegidas con inoculaciones individuales de hongos endofíticos, presentaron un incremento promedio en el peso radical y peso foliar de 39 y 29% respectivamente, comparando con el testigo absoluto. Por su parte, Cañizares (2003) encontró un incremento de 24% en el peso radical de plantas protegidas con el aislamiento *Fusarium oxysporum* S9 en comparación con el testigo absoluto.

Los tratamientos *Trichoderma* Hogge 3, *Fusarium* Berenjena 1, ambos superan en 3.2 ml las plantas sin protección de aislados endofíticos. Ramos (2006) encontró que endofíticos en banano superó al testigo en un 13% de volumen radicular. Tanto la promoción de crecimiento, como el cambio en la morfología de raíces en plantas protegidas con hongos endofíticos, fue demostrado por Pocasangre (2002) quién encontró que el peso de las plantas y las raíces, así como el largo total de las raíces fue incrementado significativamente en plantas inoculadas con hongos endofíticos, en distintos cultivares de banano (Gran enano, Gros michel, Bluggoe y FHIA-23).

5. 5. Inducción resistencia por aislados endofiticos en plantas de chile

5.5.1. Preferencia de hospedero

Para la variable preferencia de hospedero no se encontró diferencia significativa ($P < 0.05$), sin embargo los tratamientos protegidos con endofiticos muestran tendencia de inferioridad de preferencia de mosca blanca comparado con el testigo. El género *Trichoderma* 2A Tomate 3, B. Hogge 5, B. verson 3, *Fusarium chile* 2 muestran tendencia de preferencia de moscas blancas por debajo del testigo. (Anexo 10).

Menjivar *et al.* (2011) mostraron que Cepa de *Trichoderma atroviride* MT-20, *T. atroviride* cepa S-2 y *Fusarium oxysporum* cepa 162 (Fo162) presentaba reducido el número de

moscas blancas de efecto invernadero cincuenta por ciento en comparación con el control no tratado durante diez días después de la suelta de insectos.

García (2014), encontró en los aislamientos del género *Trichoderma* alcanzaron un mejor efecto de biocontrol en vitroplantas de banano de las poblaciones de *Radopholus similis* que los aislamientos de *Fusarium*. Asimismo Caballero *et al.* (2013) encontraron que aislamientos endofíticos de *Trichoderma spp* en vitroplantas de banano del cultivar Gros Michel retardó la aparición de los síntomas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Mal de Panamá) raza 1.

En el caso de *Trichoderma*, se ha documentado por varios autores que el hongo impulsa la expresión de los genes de la planta activando su sistema de defensa y promoviendo el crecimiento de la planta y desarrollo del sistema radical, de tal forma que se mejora la absorción y 40 disponibilidad de nutrientes; creando una zona favorable para el biocontrol de patógenos (Yadidia *et al.* 2003, Harman *et al.* 2004, Hason y Howell 2004, Vinale *et al.* 2008, García 2014).

5.6. Melón

5.6.1. Trips (*F. occidentalis*) por planta de melón

El análisis de varianza para los días tres y siete no presenta diferencia significativa ($P < 0.05$), sin embargo se observa tendencias de reducción de preferencia a favor de tratamientos con aislados endofíticos *Trichoderma* Hogge 4, Hogge 1, Hogge 3, Hogge 5 y *Fusarium* Chile 2, Berenjena 1, Tomate D, con acepción de *Fusarium* Cunde 2, mientras para el día siete *Trichoderma* Hogge y *Fusarium* Chile 2, comparados al testigo. Para los días 11 y 14, se detectó diferencias significativas ($P < 0.05$) para todos los tratamientos comparados con el testigo.

Para el día 11 aumentó la población de *F. occidentalis* en las plantas tratadas y no tratadas, sin embargo los porcentajes de preferencia se redujo en plantas con aislados de *Trichoderma* Hogge 4 en 39.60%, seguido de Hogge 1 en 27.05% y Hogge 3 en 20.39%, mientras *Fusarium* Berenjena 1 lo provocó en 32.54%, seguido de Tomate D en 36.47%, Cunde 2 en 35.29% y Chile 2 en 33.72.

Similar tendencia para el día 14, aislados del género *Trichoderma* desde Hogge 3 en 41.95%, Hogge 1 en 41.38%, Hogge 4 en 35.06% hasta Hogge 5 en 26.72% y *Fusarium* desde Cunde 2 en 39.37%, Chile 2 en 37.64%, Berenjena 1 en 34.20%, hasta Tomate D en 30.75 (cuadro 7).

Cuadro 7. Preferencia de trips (*F. occidentalis*) hacia plantas de melón (*C. melo*) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P<0.05$).

Tratamiento	Cepa	Trips por tratamiento	
		Muestreo a 11 días	Muestreo a 14 días
T6	Chile 2	10 ab	19 a
T5	B. Hogge 5	17 bc	31 a
T4	Cunde 2	10 ab	20 a
T2	Tomate D	9 ab	26 a
T3	B. Hogge 1	13 ab	17 a
T8	Berenjena 1	10 ab	24 a
T9	B. Hogge 3	16 ab	17 a
T1	Testigo	28 c	57 b
T7	B. Hogge 4	7 a	21 a
		R ² = 0.42	R ² = 0.33
		CV=20.98%	CV=28.25%

(Cortes Aguiriano 2016)

En los últimos años, investigaciones realizadas con *Trichoderma*, han mostrado entre sus distintos modos de acción que, la inducción de resistencia juega un papel fundamental en el control de plagas y enfermedades en varios cultivos de importancia económica (Harman 2006; Benítez *et al* 2004; Howell 2003, citados por Barrios 2006).

La inducción de resistencia consiste en la estimulación, por parte de moléculas activadoras, de los mecanismos de defensa en el hospedante (Riveros 2001). Investigaciones realizadas empleando endofitos inoculados a nivel radical, estos activan mecanismos de defensa en la planta, protegiéndola contra el ataque de plagas y/o enfermedades (Dubois *et al.* 2006; Harman *et al.* 2004; Benítez *et al.* 2004, citados por Barrios 2006). Caballero *et al.* (2013) seleccionaron aislamientos de *Trichoderma spp* para el control de *Fusarium oxysporum* f. *sp cubense* raza 1 donde obtuvo como resultados que veinte hongos endofitos *Trichoderma* inhibieron el crecimiento radial de FOC hasta en un 53.46% en comparación con los testigos referenciales.

El anexo 12, refleja la inferioridad de preferencia de trips hacia plantas con la presencia de aislados endofitos. Para el día siete muestra un descenso en la población hasta llegar al día 11, el cual podría deberse a efecto de la temperatura ya que según estudios realizados por Wang *et al.* (2014), el patrón de arrenotoquia y el patrón de reproducción sexual, la longevidad de las hembras adultas y el número de larvas y adultos de la primera generación se reduce significativamente con el incremento en el período de exposición a altas temperaturas. Sin embargo la población de trips siempre se presentó por debajo de las plantas sin la presencia de endofitos.

5.6.2. Áfidos (*A. gossypii*) por planta de melón

El análisis de varianza para los días tres y 14 no presenta diferencia significativa, sin embargo para el día tres *Fusarium* chile 2 y para el día 14, *Trichoderma* Hogge 5, Hogge 1 y *Fusarium* Cunde 2, Tomate D, mostraron los mejores valores de reducción de crecimiento poblacional a favor de tratamientos con aislados endofitos.

Para los días tres siete y 11, se detectó diferencias significativas para todos los tratamientos comparados con el testigo. Para el día siete el aislado endofíticos del género *Fusarium* chile 2 presentó 56% de inferioridad, seguido de *Trichoderma* Hogge 1 con 48%, *Fusarium* Cunde 2 con 45%, *Trichoderma* Hogge 5 con 45%, *Fusarium* Berenjena 1 con 39%, Tomate D con 36%, *Trichoderma* Hogge 3 con 35%, Hogge 4 con 28% comparados al testigo (cuadro 7).

Para el día 11 en plantas con aislados de *Trichoderma* Hogge 1 reflejan poblaciones menores de hasta 63%, *Fusarium* Tomate D 59%, comparado al testigo (cuadro 8).

Cuadro 8. Crecimiento poblacional de áfidos (*A. gossypii*) hacia plantas de melón (*C. melo*) var. Cantaloupe evaluadas con ocho aislados de hongos endófitos. Medias con letras distintas, representan diferencia significativa según prueba de LSD ($P < 0.05$).

Tratamiento	Cepa	Áfidos por tratamiento	
		Muestreo a siete días	Muestreo a 11 días
T6	Chile 2	10. a	35 a
T5	B. Hogge 5	19 a	18 a
T4	Cunde 2	19 a	23 a
T2	Tomate D	29 a	23 a
T3	B. Hogge 1	21 a	14 a
T8	Berenjena 1	27 a	51 a
T9	B. Hogge 3	32 a	40 a
T1	Testigo	74 b	135 b
T7	B. Hogge 4	36 a	48 a
		R ² = 0.38 CV= 34.47%	R ² = 0.50 CV= 37.03%

(Cortes Aguiriano 2016)

La inoculación de endofíticos en la raíz de plántulas de melón provocó reducción en el crecimiento poblacional de *A. gossypii* hasta 56% *Fusarium* chile 2 en el día siete, 63% *Trichoderma* Hogge 1 y 5 en día 11. Según Martinuz *et al.* (2012), la aplicación individual de *Fusarium oxysporum* Fo162 en calabaza dio como resultado una reducción en 19%, de *A. gossypii* población final.

En diferentes muestreos el crecimiento poblacional de áfidos en plantas con presencia de aislados endofíticos presentó tendencia por debajo del testigo (anexo 14). Según Menjivar *et al.* (2011), la que colonización de la raíz de tomate por endofíticos estimuló la producción de la emisión de metabolitos vegetales, lo que provocó cambios en la mezcla de estos compuestos orgánicos en ausencia de los insectos que se alimentan del floema. Dicho estímulo probablemente ocasionó efecto reductivo en la reproducción de *A. gossypii* sobre las plantas de melón con presencia de aislados endofíticos.

VI. CONCLUSIONES

En colonización por planta de chile el género *Trichoderma* Hogge 5 presentó el mayor valor con un 95.57%.

La colonización para la zona uno (parte baja de la raíz de chile) *Trichoderma* Hogge 5 100% mostró el mayor valor.

El potencial de colonización para la zona dos (parte media de la raíz de chile) reflejó para *Trichoderma* Hogge 1 y 5 los mayores valores, ambos con un 86.67%.

Trichoderma Banano hogge 5 con un 100%, mostró el mayor porcentaje de colonización para la zona tres (parte alta de la raíz de chile).

En colonización por planta de melón el género *Trichoderma* Hogge 5 presentó el mayor valor con un 70.37%.

La colonización para la zona uno (parte baja de la raíz de melón) *Trichoderma* Hogge 3 y *Fusarium* cunde 2 con un 66.67% mostraron el mayor valor.

El potencial de colonización para la zona dos (parte media de la raíz de melón) reflejó para *Trichoderma* Hogge 5 los mayores valores, ambos con un 88.87%.

Trichoderma Banano hogge 5 con un 77.78 %, mostró el mayor porcentaje de colonización para la zona tres (parte alta de la raíz de melón).

Para promoción de crecimiento en chile, el mejor tratamiento pertenece al género *Trichoderma* Hogge 4 en la variable, altura de planta con 6.04 cm.

El tratamiento *Trichoderma* Hogge 4 presentó el mejor resultado para la variable diámetro de tallo en chile con 2.54 mm.

Para la variable peso de raíz en chile el tratamiento *Trichoderma* Hogge 4 con 1.66 g, mostró ser el mejor.

Para la variable volumen de raíz en chile el análisis de varianza no reflejó diferencia estadística significativa.

Para promoción de crecimiento en melón, el mejor tratamiento pertenece al género *Trichoderma* Hogge 1 en la variable, peso de raíz con 11.06 g.

El tratamiento *Trichoderma* Hogge 3 en melón presentó el mejor resultado para la variable volumen de raíz con 6 ml.

El análisis de varianza no mostró diferencia estadística significativa para las variables: altura de planta y diámetro de tallo en plantas de melón.

Para inducción de resistencia en chile el análisis de varianza no refleja diferencia estadística significativa.

En melón *Trichoderma* mostró reducciones de selectividad por *Frankliniella occidentalis* hacia plantas con aislados endofíticos, a los 11 días de muestreo de 39.60% (Hogge 4), a los 14 días de muestreo de 39.60% (Hogge 3) comparado con el testigo.

Para los tres y siete días de muestreo el análisis de varianza no detectó diferencia estadística significativa entre tratamientos en cultivo de melón.

Para melón el género *Fusarium* presentó reducciones de crecimiento poblacional de *Aphis gossypii*, a los siete días de muestreo de 56% (chile 2), mientras el género *Trichoderma*, a los 11 días de muestreo de 63% (Hogge 1), comparados al testigo. Para los tres y 14 días de muestreo el análisis de varianza no detectó diferencia estadística significativa entre tratamientos.

No existe correlación entre el tratamiento con mayor porcentaje de colonización y los tratamientos con mayor aumento en crecimiento en plantas de chile.

Las plantas de melón que alcanzaron mayor crecimiento no están correlacionadas con el tratamiento que obtuvo mayor porcentaje de colonización.

Los mejores resultados en inducción de resistencia en plantas de melón contra *Aphis gossypii* y *Frankliniella occidentalis* no se correlaciona con el mayor valor de colonización.

VII. RECOMENDACIONES

Realizar investigaciones futuras hasta finalizar el ciclo de cultivo para mayor confiabilidad de los datos y registrar datos de producción.

Determinar mediante estudios fisiológicos el mecanismo de acción de los hongos endofíticos en los cultivos estudiados.

Trasladar futuras investigaciones a nivel de campo, con los cultivos hortícolas ya estudiados a nivel de cultivo protegido.

Llevar a cabo un método de conservación de las cepas biofortificadas.

Implementar en investigaciones futuras la inoculación combinada de microorganismos endofíticos.

VIII. BIBLIOGRAFIA

Antúnez Munguía, YS. 2012. Evaluación del comportamiento agronómico de seis variedades de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) en macrotúnel en la Universidad Nacional de Agricultura. Tesis Ing. Agr. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Honduras. 64 p.

Barrios Murillo, M. 2006. Estudio de hongos endofíticos como inductores de resistencia para el control de sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en plátano. Tesis M.Sc. Turrialba, CR. CATIE 51p.

Beltrán, R; Helman, S; Peterlin, O. 2004. Control de *Caliothrips phaseoli* Hood y *Frankliniella schultzei* Trybon y *Aphis gossypii* Glover con insecticidas sistémicos aplicados a las semillas de algodón. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, INTA, Argentina. RIA, 33 (1): 39-48.

Berna1 Vega, J. 2000. Inventario preliminar de los parasitoides de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) en frijol y tomate en Costa Rica. Ceiba, 41(1): 21-26

Buitrago, I; Muñoz, K; Bustos, A; Cantor, F. 2010. Evaluación de plantas hospederas para la producción del Trips *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) como suministro de presas para sus controladores. Facultad de ciencias básicas, 4(1) 10-21.

Caballero, A; Pocasangre, L; Casanoves, F; Avelino, J; Tapia, A; Ortiz, J. 2013. Uso de aislamientos endofíticos de *Trichoderma spp.*, para el biocontrol del *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (Mal de Panamá) raza 1 en vitroplantas de banano del cultivar Gros Michel (AAA) en condiciones de invernadero. Rev. Universitas, 4(1).

COHCIT (Consejo Hondureño de Ciencia y tecnología). 2008. Estudio de mercado chile de colores *Capsicum annuum* L. Programa de competitividad de las PYMES, através de la normalización técnica en CA, Panamá y República Dominicana INTECO/BID/No. ATN/ME-8976-RG Tegucigalpa, Honduras

Cadena, B. 2002. Análisis de riesgo climatológico para la producción de melón en el Departamento de Choluteca, Honduras. Proyecto de graduación del programa de Ingeniería en Gestión de Agronegocios. Zamorano, Honduras. 32 p.

Calvo, J; Belda J. 2006. Eficacia de *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) en el control biológico de *Bemisia tabaci* (Genn.)(Hom.: Aleyrodidae) y *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thys.: Thripidae) en pimiento en condiciones de semicampo. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, 32(3), 283-296.

Cano Ríos, P; Reyes, J; Reyes, J; Ramirez, D; Orona, C; Nava, C; Moreno, L; Medina, M; Jimenez, D; Fu, A; Figueroa, V; Faz, C; Espinoza, J; Chew, J; Chavez, J; Castro, M. 2002. El melón: Tecnologías de producción y comercialización. 1 ed. Matamoros, MX, Se. 4 vols. 240 p.

Cañizares, C. 2003. Estudio sobre poblaciones de hongos endofíticos provenientes de suelos supresivos al nematodo barrenador *Radopholus similis* (Cobb) Thorn en plantaciones comerciales de plátano en la zona de Talamanca, Costa Rica. Tesis Mag. Sc. Turrialba, CR. CATIE. 75 p.

Castro, A; Rivillas, C. 2012. *Trichoderma spp.* Modos de acción, eficacia y usos en el cultivo de café. Centro Nacional de Investigaciones de Café (Cenicafé). Chinchiná, Caldas, Colombia.

CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación, y Enseñanza). 1996. Unidad de Fitoprotección. Metodologías para el manejo y estudio de moscas blancas y germinivirus (No. 37).

Chaves, N. 2007. Utilización de bacterias y hongos endofíticos para el control biológico del nematodo barrenador *Radopholus similis* (Cobb) Thorn. Tesis Mag. Sc en Agricultura Ecológica. CATIE. Turrialba CR: 85 p

CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 2006. Proyecto Manejo Integrado Sostenible de Moscas Blancas como Plagas y Vectores de virus en los trópicos. Manejo integrado de enfermedades de plantas causado por virus transmitidos por moscas blancas (No. 351)

Domínguez, E; Quiros, D; Emmen, D. 2003. Efecto de la tefecto temperatura sobre el ciclo de vida de *Aphis gossypii* (Homoptera: aphididae). Rev. Tecnociencia, 6(1), 61-69.

Elizondo, A; La Rosa, J; Ocano, C; Pérez, E; Díaz, A; Márquez, M. 2002. Efectividad de entomopatógenos contra *Myzus persicae* (Sulzer) y *Aphis gossypii*, Glover en el cultivo de la papa. Fitosanidad. 6(4):47-52.

Espinoza, R. 2013. Evaluación de tres cepas de *Trichoderma* para el control de *Fusarium oxysporum* en el cultivo de maracuyá (*Passiflora edulis* var *flavicarpa*). Tesis Ing. Agropecuario. Universidad Católica de Santiago de Guayaquil. Guayaquil, Ecuador, 54p.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). Faostat 2012.

FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2015. Producción de chile dulce en megatúnel y campo abierto. Programa de Hortalizas CEDEH. La Tribuna, Teg. Honduras.

Flores Macías, A; Rodríguez Navarro, S; M; Ramos Espinosa, G y Payán Zelaya, F. 2010. Estudio de *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae) como bioagente de control de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). INERCIENCIA 35 (7).

García, M; Romero, J. 2003. La geografía del comercio del melón. Horticultura internacional, (40), 16-25.

Garcia, Y. 2012. Estudio preliminar de la resistencia a *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera, Aleyrodidae) en germoplasma de cultivado y silvestre de tomate. Tesis Mag. Sc en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Col: 55 p.

Garzo González, I. 2002. Selección y caracterización de germoplasma de melón resistente a *A. Aphis gossypii* y a los virus que transmite. Tesis Ph.D. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Madrid, ESP, 160 p.

González García, A. 2011. Evaluación de entomopatógenos para el control de mosca blanca (*Bemisia tabaci* Genn.) en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Tesis Ing. Agrónomo Parasitólogo. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, Mx, 60 p.

Gutiérrez, L; Lacasa, A; Sánchez, J; Contreras, J. 1999. Distribución de la puesta de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thys.: *Thripidae*) en plantas de pimiento. Bol. San. Veg. Plagas, 25: 31-39.

Harman, GE 2006. Información general sobre los mecanismos y usos de *Trichoderma spp.* Fitopatología 96: 190-194.

Hernández Hernández, L. 2005. Efecto supresivo de hongos Endofíticos provenientes de plantaciones de banano sobre el nematodo barrenador *Radopholus similis* (Thorne). Tesis Ing. Agr. Catacamas, Olancho, Honduras. Universidad Nacional de Agricultura. 80 Pág.

Martinuz, A; Schouten, A; Menjivar, R y Sikora R. 2012. Effectiveness of systemic resistance toward *Aphis gossypii* (Hom., *Aphididae*) as induced by combined applications of the endophytes *Fusarium oxysporum* Fo162 and *Rhizobium etli* G12. Biological Control 62 (2012) 206–212

Matute, J. 2013. Hongos endofíticos como indicadores de promoción de crecimiento en cultivos agrícolas. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras. Pag.51

Menjivar Barahona, R. 2005. Estudio del potencial antagonista de hongos endofíticos para el biocontrol del nemátodo barrenador *Radopholus similis* en plantaciones de banano en Costa Rica, Tesis MsC. Turrialaba, CR. CATIE 77 p.

Menjivar Barahona, R. 2010. The systemic activity of mutualistic endophytic fungi in Solanaceae and Cucurbitaceae plants on the behaviour of the phloem-feeding insects *Trialeurodes vaporariorum*, *Aphis gossypii* and *Myzus persicae*, Tesis Ph.D., GE. Institut für Nutzpflanzenwissenschaften und Ressourcenschutz Der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn 128p

Menjivar, R; Cabrera, J; Kranz, J y Sikora, R. 2011. Induction of metabolite organic compounds by mutualistic endophytic fungi to reduce the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) infection on tomato. *Plant Soil* (2012) 352:233–241

Mora, J. 2001. Control biológico de la pudrición radicular por *Fusarium oxysporum* en semilleros de café usando endomicorriza y *Trichoderma harzjanum*. Programa Especial del Programa de Ingeniero Agrónomo, Zamorano, Honduras. 42 p

Núñez, M. 2011. Hongos Endofíticos como Promotores de Crecimiento en Maíz (*Zea mays*) y Arroz (*Oryza sativa*). Tesis Ing. Agrónomo. Universidad EARTH, Guácimo, Limón, CR. 36 Pág.

La Spina, M. 2013. Ecología de los áfidos de pimiento y de sus parasitoides en el sureste de la península Ibérica. Tesis Ph. D., Universitat Miguel Hernández d'Elx. Murcia, España 240 p.

López, N. 2008. Evaluación de Mecanismos de Resistencia a Insecticidas en *Frankliniella occidentalis* (Pergande): Implicación De Carboxilesterasas y Acetilcolinesterasas. Tesis Ph. D., Universitat de València. Valencia, España, 190 p.

Oliveira, R; Henneberryb, J; y Andersonc, P. 2001. History, current status, and collaborative research projects for Bemisia tabaci .*Crop Protection* 20:709 – 723

Peña, M; Castro, J; Soto, A. 2013. Evaluacion de insecticidas no convencionales para el control de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) en frijol. *Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient.* 16(1): 131 – 138.

Pocasangre, L. 2002. Mejoramiento biológico de vitroplantas de banano mediante la utilización de hongos endofíticos para el control del nematodo barrenador (*Radopholus similis*). In Riveros, A.; Pocasangre, L. y Rosales, F. (eds.). *Inducción de resistencia y uso de tecnologías limpias para el manejo de plagas en plantas: memorias del taller internacional de CATIE, Turrialba, Costa Rica, 27-30 de agosto de 2002*. Turrialba (CR): CATIE; Montpellier (FR): INIBAP. p. 33-39

Pocasangre, L.; Menjivar, R.; Zum Felde, A.; Riveros, A.; Rosales, F. y Sikora, R. 2006. Hongos endofíticos como agentes biológicos de control de fitonemátodos en banano. In 17ª Reunião Internacional da Associação para a Cooperação nas Pesquisas sobre Banana no Caribe ena América Tropical: Joinville, Brasil, 15-20 de octubre de 2006. Santa Catarina (BR): ACORBAT. p 249-254

Porcuna, J. 2011. Manejo de plagas y enfermedades en pimiento. Agricultura: Revista agropecuaria, (940), 346-349.

Ramos, L. 2006. Efecto de hongos endofíticos sobre promoción de crecimiento en vitroplantas de banano y piña. Proyecto Especial del programa de Ingeniero Agrónomo de la carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria. Zamorano, Honduras. 29 p.

Rey, M; Delgado, J; Rincón, A; Limón, M; Benítez, T. 2000. Mejora de cepas de *Trichoderma* para su empleo como biofungicidas. Revista Iberoamericana de Micología 17:S31-S36

Riveros, A. 2001. Moléculas activadoras de la inducción de resistencia, incorporadas en programas de agricultura sostenible. Rev. Manejo Integrado de Plagas, No. 61, 4-11

Rodríguez Pérez, D. 2015. Alternativas de control biológico para thrips (*Frankliniella occidentalis*) (pergande) (Thysanoptera: Thripidae) en el cultivo de rosa (*Rosa* sp.). Tesis Agr. Escuela de ciencias Agrícolas, Pecuarias y del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia 96 p.

SAG (Secretaría de Agricultura y Ganadería). 2014. Crece demanda de melón hondureño.

Serra, C. 2006. Manejo Integrado de Plagas de Cultivos Estado Actual y Perspectivas para la República Dominicana. Santo Domingo (República Dominicana). CEDAF, 2006. pp.176

Sosa Rodríguez, B. 2005. Hongos endofíticos como promotores de crecimiento en banano. Tesis Ingeniero Agrónomo. Catacamas, Olancho, Honduras. Universidad Nacional de Agricultura. 73 p.

Trujillo, Z; Pérez, R; Borroto, D. y Concepción, E. 2003. Efectividad de hongos entomopatógenos y *Bacillus thuringiensis* sobre *Thrips palmi* karny en el cultivo del pepino. Fitosanidad 7(4):18-22

Vega, A. 2012. Inventario preliminar de los parasitoides de *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) en frijol y tomate en Costa Rica. REVISTA CEIBA, 41(1), 21-26.

Wang, J; Zhang, B; Li Gang, H; Wang Ping, J; Zheng Ying Ch. 2014. Effects of exposure to high temperature on *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), under arrhenotoky and sexual reproduction conditions. Florida entomologist 97(2)

Zum Felde, A. 2002. Screening of the endophytic fungi from banana (*Musa*) for antagonistic effects towards the burrowing nematode, *Radopholus similis* (Cobb) Thorne. Thesis MSc. Bonn. DE. Bonn Universität. 53 p.

ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza para la variable altura de planta cultivo de chile.

Altura de planta (cm)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura de planta	40	0,45	0,33	14,01

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	12,98	7	1,85	3,78	0,0043
Tratamiento	12,98	7	1,85	3,78	0,0043
Repetición	180,47	28	6,45	2,40	0,0638
Error	15,72	32	0,49		
Total	28,70	39			

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,90281

Error: 0,4911 gl: 32

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
7	6,04	5	0,31	A
8	5,72	5	0,31	A B
5	5,18	5	0,31	A B C
4	4,84	5	0,31	B C
6	4,78	5	0,31	C
2	4,75	5	0,31	C
3	4,40	5	0,31	C
1	4,32	5	0,31	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 2. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo cultivo de chile.

Diámetro de tallo (mm)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Diámetro de tallo	40	0,57	0,47	6,75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1,04	7	0,15	6,00	0,0002
Tratamiento	1,04	7	0,15	6,00	0,0002
Repetición	175,50	33	5,32	0,92	0,6063
Error	0,79	32	0,02		
Total	1,84	39			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,20294

Error: 0,0248 gl: 32

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
7	2,54	5	0,07	A
8	2,51	5	0,07	A
2	2,38	5	0,07	A B
5	2,35	5	0,07	A B
6	2,33	5	0,07	A B
3	2,30	5	0,07	B
4	2,29	5	0,07	B
1	1,97	5	0,07	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 3. Análisis de varianza para la variable peso de raíz cultivo de chile.

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Peso raíz	40	0,34	0,20	43,55	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3,83	7	0,55	2,38	0,0448
Tratamiento	3,83	7	0,55	2,38	0,0448
Repetición	111,02	18	6,17	1,31	0,2752
Error	7,38	32	0,23		
Total	11,21	39			

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,61850

Error: 0,2305 gl: 32

Tratamiento	Medias	n	E.E.			
7	1,66	5	0,21	A		
8	1,48	5	0,21	A	B	
5	1,22	5	0,21	A	B	C
4	1,12	5	0,21	A	B	C
3	0,88	5	0,21		B	C
1	0,88	5	0,21		B	C
6	0,84	5	0,21			C
2	0,74	5	0,21			C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 4. Análisis de varianza para volumen de raíz cultivo de chile.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Volúmen de raíz	40	0,27	0,12	46,42

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	3,68	7	0,53	1,73	0,1372
Tratamiento	3,68	7	0,53	1,73	0,1372
Repetición	82,42	14	5,89	1,15	0,3650
Error	9,72	32	0,30		
Total	13,40	39			

Anexo 5. Análisis de varianza para la variable altura de planta cultivo de melón.

Altura de planta (cm)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura de planta	45	0,31	0,16	9,23

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	8,97	8	1,12	2,05	0,0682
Tratamiento	8,97	8	1,12	2,05	0,0682
Repetición	291,50	42	6,94	1,63	0,4532
Error	19,72	36	0,55		
Total	28,69	44			

Anexo 6. Análisis de varianza para la variable diámetro de tallo cultivo de melón.

Diámetro de tallo (mm)

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Diámetro de tallo	45	0,26	0,10	4,52	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0,52	8	0,06	1,58	0,1652
Tratamiento	0,52	8	0,06	1,58	0,1652
Repetición	233,25	35	6,66	0,90	0,6204
Error	1,47	36	0,04		
Total	1,99	44			

Anexo 7. Análisis de varianza para peso de raíz cultivo de melón

Peso de raíz (g)

Variable	N	R ²	R ²	Aj	CV
Peso de raíz	45	0,62	0,54	12,57	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	61,63	8	7,70	7,35	<0,0001
Tratamiento	61,63	8	7,70	7,35	<0,0001
Repetición	230,50	30	7,68	1,55	0,1949
Error	37,72	36	1,05		
Total	99,35	44			

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,31296

Error: 1,0478 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.			
3	11,06	5	0,46	A		
2	8,46	5	0,46	B		
5	8,46	5	0,46	B		
4	8,20	5	0,46	B	C	
9	8,04	5	0,46	B	C	D
7	7,78	5	0,46	B	C	D
8	7,44	5	0,46	B	C	D
1	7,06	5	0,46		C	D
6	6,80	5	0,46			D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 8. Análisis de varianza para volumen de raíz cultivo de melón

Volumen de raíz (ml)

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Volumen de raíz	45	0,49	0,38	23,37

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	39,74	8	4,97	4,39	0,0009
Tratamiento	39,74	8	4,97	4,39	0,0009
Repetición	127,23	10	12,72	2,50	0,0225
Error	40,72	36	1,13		
Total	80,45	44			

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,36411

Error: 1,1310 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.		
9	6,00	5	0,48	A	
8	6,00	5	0,48	A	
7	4,70	5	0,48	A	B
3	4,68	5	0,48	A	B
2	4,40	5	0,48		B
5	4,28	5	0,48		B
4	4,20	5	0,48		B
6	3,90	5	0,48	B	C
1	2,80	5	0,48		C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

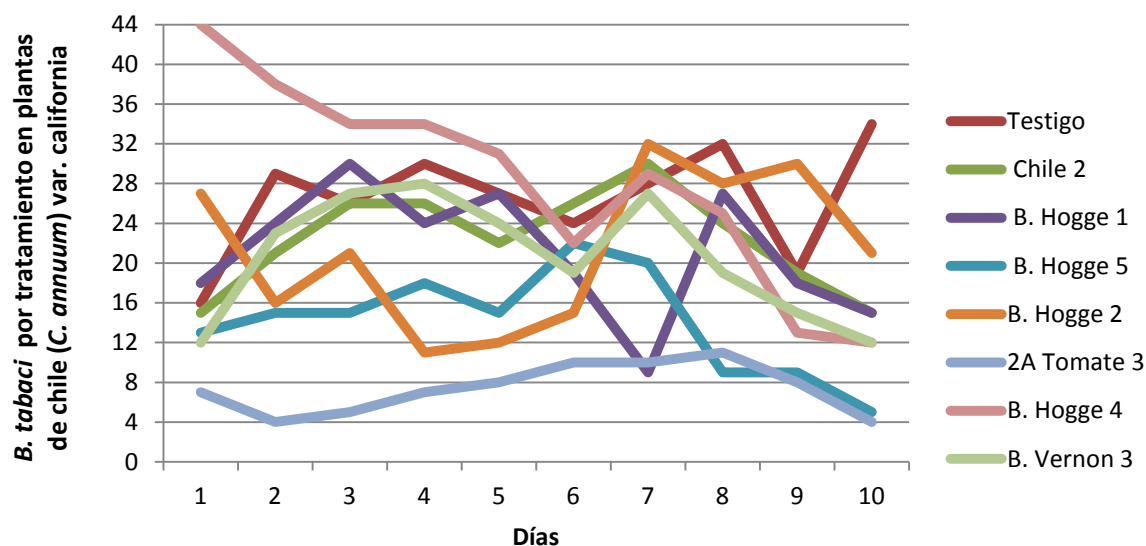
Anexo 9. Análisis de varianza para la variable preferencia de hospedero de mosca blanca en planta de chile.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Mb/planta	48	0,13	0,00	89,19

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	51,96	7	7,42	0,82	0,5740
Tratamiento	51,96	7	7,42	0,82	0,5740
Error	360,67	40	9,02		
Total	412,63	47			

Anexo 10. Tendencia a preferencia de mosca blanca (*B. Tabaci*) hacia plantas de chile (*C. annuum*) var california tratadas y no tratadas con aislados endofiticos



Anexo 11. Análisis de varianza para la variable trips por planta de melón.

Muestreo a los tres días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo tres días	45	0,17	0,00	26,63

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0,59	8	0,07	0,95	0,4916
Tratamiento	0,59	8	0,07	0,95	0,4916
Error	2,81	36	0,08		
Total	3,41	44			

Muestreo a los siete días

<u>Variable</u>	<u>N</u>	<u>R²</u>	<u>R²</u>	<u>Aj</u>	<u>CV</u>
Muestreo siete días	45	0,28	0,12	22,13	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	1,96	8	0,24	1,75	0,1214
Tratamiento	1,96	8	0,24	1,75	0,1214
Error	5,05	36	0,14		
Total	7,00	44			

Muestreo a los 11 días

<u>Variable</u>	<u>N</u>	<u>R²</u>	<u>R²</u>	<u>Aj</u>	<u>CV</u>
Muestreo 11 días	45	0,42	0,29	20,98	

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	3,97	8	0,50	3,27	0,0067
Tratamiento	3,97	8	0,50	3,27	0,0067
Error	5,47	36	0,15		
Total	9,45	44			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,50015

Error: 0,1520 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.		
7	1,54	5	0,17	A	
2	1,62	5	0,17	A	B
4	1,65	5	0,17	A	B
6	1,69	5	0,17	A	B
8	1,72	5	0,17	A	B
3	1,86	5	0,17	A	B
9	2,03	5	0,17	A	B
5	2,06	5	0,17	B	C
1	2,55	5	0,17		C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Muestreo a los 14 días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo 14 días	45	0,33	0,19	28,25

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	8,09	8	1,01	2,26	0,0457
Tratamiento	8,09	8	1,01	2,26	0,0457
Error	16,14	36	0,45		
Total	24,22	44			

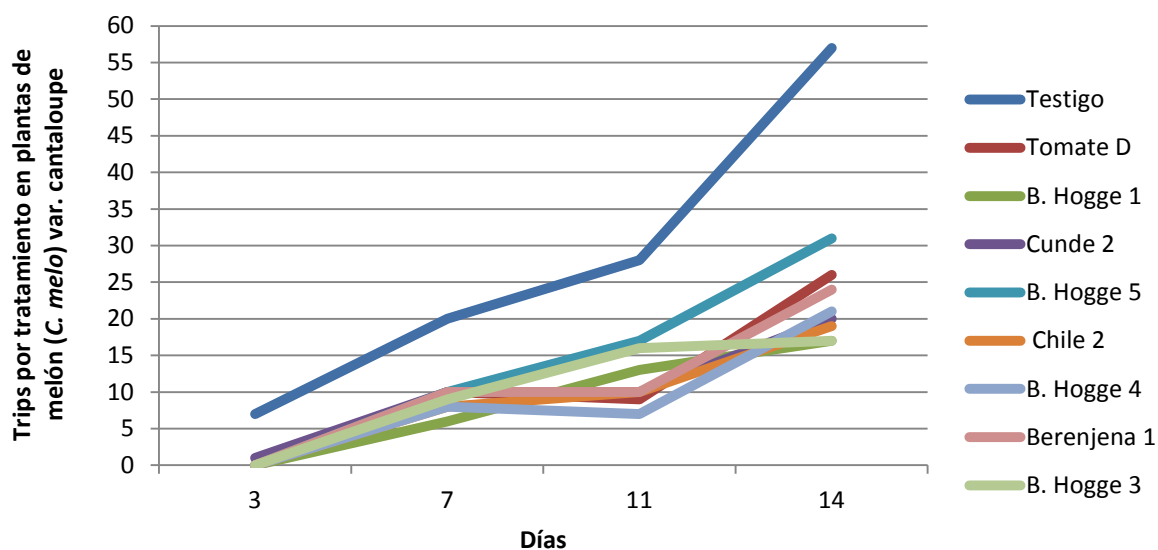
Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,85872

Error: 0,4482 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
9	2,02	5	0,30	A
3	2,04	5	0,30	A
4	2,11	5	0,30	A
6	2,17	5	0,30	A
7	2,26	5	0,30	A
8	2,29	5	0,30	A
2	2,41	5	0,30	A
5	2,55	5	0,30	A
1	3,48	5	0,30	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 12. Tendencia a selectividad de trips (*F. occidentalis*) hacia plantas de melón (*C. melo*) var. cantaloupe tratadas y sin tratar con aislados endofíticos.



Anexo 13. Análisis de varianza para la variable áfidos por planta de melón.

Muestreo a los tres días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo tres días	45	0,17	0,00	52,11

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	13,71	8	1,71	0,91	0,5220
Tratamiento	13,71	8	1,71	0,91	0,5220
Error	68,05	36	1,89		
Total	81,76	44			

Muestreo a los siete días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo siete días	45	0,38	0,24	34,47

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	15,55	8	1,94	2,72	0,0187
Tratamiento	15,55	8	1,94	2,72	0,0187
Error	25,73	36	0,71		
Total	41,28	44			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,08434

Error: 0,7147 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
6	1,71	5	0,38	A
3	2,03	5	0,38	A
4	2,12	5	0,38	A
5	2,14	5	0,38	A
8	2,37	5	0,38	A
2	2,50	5	0,38	A
9	2,53	5	0,38	A
7	2,78	5	0,38	A
1	3,88	5	0,38	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Muestreo a los 11 días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo 11 días	45	0,50	0,39	37,03

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	39,56	8	4,94	4,59	0,0006
Tratamiento	39,56	8	4,94	4,59	0,0006
Error	38,79	36	1,08		
Total	78,34	44			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,33143

Error: 1,0775 gl: 36

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
3	1,95	5	0,46	A
5	2,09	5	0,46	A
2	2,14	5	0,46	A
4	2,29	5	0,46	A
6	2,71	5	0,46	A
9	2,91	5	0,46	A
8	2,92	5	0,46	A
7	3,00	5	0,46	A
1	5,23	5	0,46	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Muestreo a los 14 días

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Muestreo 14 días	45	0,28	0,11	48,04

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	44,66	8	5,58	1,71	0,1286
Tratamiento	44,66	8	5,58	1,71	0,1286
Error	117,24	36	3,26		
Total	161,91	44			

Anexo 14. Tendencia a crecimiento poblacional de áfidos (*A. gossypii*) en plantas de melón (*C. melo*) var. cantaloupe en 14 días de evaluación

