

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**ENDOFITICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO, Y RESISTENCIA
A PLAGAS INSECTILES EN *Licopersicum sculentum* y *Zea maíz* CONTRA
S.frugiperda y *B. tabaci*.**

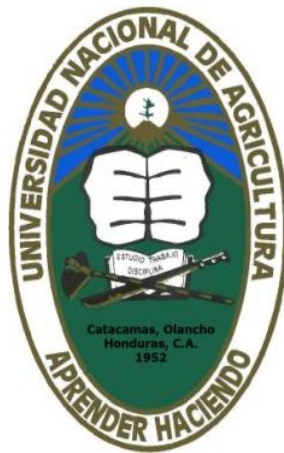
POR:

JOSÉ MATÍAS CASTRO URBINA

TESIS

PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE

INGENIERO AGRONOMO.



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

**ENDOFITICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO, Y RESISTENCIA
A PLAGAS INSECTILES EN *Licopersicon esculentum* y *Zea maíz* CONTRA
S.frugiperda y *B. tabaci*.**

POR:

JOSE MATIAS CASTRO URBINA

ROY DONALD MENJIVAR BARAHONA, Ph. D.

Asesor principal

**TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE**

INGENIERO AGRONOMO

CATACAMAS, OLANNCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

ACTA DE SUSTENTACION

DEDICATORIA

A DIOS TODO PODEROSO, por su infinito apoyo, amor y gran misericordia para conmigo porque nunca me ha dejado desamparado

A mis queridos **PADRES**, por haberme traído a este mundo y siempre apoyarme incondicionalmente a lo largo de toda mi vida.

A MIS QUERIDAS HERMANAS DELMA I. CASTRO URBINA, ROSIBEL CATRO URBINA Y JULIA CASTRO URBINA, JOSE G. CASTRO URBINA, Carlos, Oslin y Javier

A MIS AMIGOS Belkis, Carlos, salvador, yerani, oLe, Esaú, Job, Allan, Melida, Israel, por sus buenas acciones

AGRADECIMIENTO

A DIOS QUE ES EL DUEÑO DE TODO, y sin Él no podría haber alcanzado la meta, por brindarme salud, sabiduría, fuerza para poder soportar tanto sacrificio.

A MI CASA DE ESTUDIOS, Universidad Nacional de Agricultura, por el aprendizaje que me brindo por estos cuatro largos años.

A MIS QUERIDAS HERMANAS DELMA I. CASTRO URBINA, BACILIA R. CATRO URBINA Y JULIA I. CASTRO URBINA, **porque si no es por el gran sacrificio que ellas realizaron todo este tiempo para que mi persona pudiera avanzar en mis estudios. Gracias Hermanas!!!!!!**

A MIS ASESORES DE TESIS, PhD. D. ROY DONALD MENJIVAR, M.Sc. ADAN ALVARADO RAMIREZ, M.Sc. JOSE ANDREZ PAZ, por haberme permitido desarrollar mi trabajo de tesis y que por sus experiencias aprendí mucho de ellos.

A LOS ASISTENTES DE LABORATORIO, DOUGLAS IRIAS Y MARIA FERNANADA ACOSTA, por estar a la disposición de orientarme a lo largo de mi investigación con sus conocimientos.

CONTENIDO

	Pag.
ACTA DE SUSTENTACION.....	i
LISTA DE CUADROS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	viii
LISTA DE ANEXOS.....	x
I. INTRODUCCION.....	1
II. OBJETIVOS.....	3
2.1.Objetivo general.....	3
2.2.Objetivos específicos.....	3
III. REVISION DE LITERATURA.....	4
3.1 Origen del cultivo de tomate.....	4
3.2 Importancia del cultivo de tomate.....	4
3.3.8 Nematodo Agallador (<i>Meloidogyne incognita</i>).....	5
3.4 Cultivo de maíz.....	5
3.4.1 Origen del cultivo de maíz.....	5
3.4.2 Importancia a nivel mundial.....	6
3.4.3 Importancia a nivel nacional.....	6
3.5 plagas en el cultivo de maíz.....	6
3.5.1 Gusano cogollero (<i>Spodoptera frugiperda</i>).....	6
3.5.2 Gusano soldado (<i>Spodoptera exigua</i>).....	7
3.5.3 Gusano elotero (<i>Helicoverpa zea</i>).....	8
3.6 Plagas de la raíz.....	8
3.8.1 Elementos fundamentales del MIP.....	9
3.8.2 Control biológico.....	11
3.9 Origen de los hongos endofiticos.....	13
3.10 Actividad antagonista de los hongos endofiticos.....	14
3.10.1. Parasitismo.....	14
3.10.2. Antibiosis.....	15
3.10.3. Inducción de resistencia.....	15

3.14. Promotores de crecimiento	16
3.11. Hongos endofíticos	17
3.12 <i>Trichoderma</i>	17
3.13 <i>Fusarium oxysporum</i> (cepas no patogénicas).....	18
IV. MATERIALES Y MÉTODO	20
4.1 Localización geográfica del estudio	20
4.2. Materiales y equipo.....	20
4.3 Manejo del experimento a nivel de laboratorio	20
4.3.1 Asepsia del laboratorio.....	20
4.3.4 Desinfección de la cámara de aislamiento	21
4.3.5 Aislamiento de hongos endófitos	21
4.4 Reproducción de materiales.....	22
4.4.1 Reproducción de insectos.....	22
4.5 Preparación del sustrato	22
4.6. Prueba de inoculación.....	23
4.6.1 Preparación de la suspensión de esporas.....	23
4.6.2. Siembra del tomate.....	23
4.6.3. Siembra de maíz	24
4.6.4. Riego	24
4.6.5. Fertilización del cultivo de tomate	24
4.6.6. Fertilización del cultivo de maíz.	24
4.6.7. Trasplante del cultivo de tomate	25
4.6.8. Trasplante del cultivo de maíz	25
4.6.9. Inoculación del cultivo de tomate	25
4.7. Descripción del experimento	26
4.7.1. Diseño experimental.....	26
4.7.2. Descripción de los tratamientos	26
4.7.3 Modelo estadístico.....	29
4.8. Cultivo de maíz.....	29
4.8.1. Colonización:	29
4.8.2. Altura de planta	30
4.8.3. Diámetro de planta	30
4.8.4. Peso de raíz.....	30
4.8.5. Volumen de raíz	30
4.8.6. Selección de hospedero <i>Spodoptera frugiperda</i>	31

4.9. Variables estudiadas del cultivo de tomate	31
4.9.1. Colonización.....	31
4.9.2. Altura de planta	31
4.9.3. Diámetro del tallo.....	32
4.9.4. Peso de raíz.....	32
4.9.5. Volumen de raíz	32
4.9.6. Selección de hospedero <i>B.tabacci</i>	32
4.9.7. Porcentaje de huevos por tratamiento	33
4.9.8. Porcentaje de ninfas por tratamiento	33
4.10. Análisis estadístico	33
V. RESULTADOS Y DISCUSION	34
5.1. Cultivo de maíz.....	34
5.1.2. Porcentaje de colonización.....	34
5.1.3. Altura de planta	36
5.2.3. Diámetro de tallo	37
5.1.4. Peso de raíz.....	38
5.1.5. Volumen de raíz	40
5.1.6. Comportamiento de la larva de <i>S. frugiperda</i> respecto al huésped.....	41
5.1.7. Daño provocado por la larva <i>S. frugiperda</i>	41
5.2.1. Porcentaje de colonización.....	43
5.2.2. Porcentaje de colonización por planta.....	43
5.2.3. Altura de planta	45
5.2.4. Diámetro de tallo	46
5.2.5. Peso de raíz.....	47
5.2.6. Volumen de raíz	48
5.2.7. Selección de hospedero <i>B.tabaci</i>	49
5.2.8 Porcentaje de huevos por tratamiento	50
5.2.9. Porcentaje de ninfas por tratamiento	51
VI. CONCLUSIONES	53
VII. RECOMENDACIONES	55
BIBLIOGRAFÍA	56
ANEXOS	62

LISTA DE CUADROS

	Pag.
Cantidad de solución fertilizadora aplicada por planta	25
Tratamientos que se utilizaron del cultivo de cultivo de tomate.	27
Tratamientos que se utilizaron del cultivo de maíz	28
Porcentajes de colonización por zonas en plantas de cultivo de maíz (Z. mays) var.	
Sintético lempira inoculadas con 14 aislados de HE	36
Colonización de HE en raíz de plantas de tomate (lycopersicum sculentum) var.	
Floradade inoculadas con 14 aislados.	44

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
1. Porcentaje de colonización de hongos endofiticos en raíces de plantas de maíz inoculadas con 14 aislados,	34
2. Altura de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	37
3. Diámetro de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	38
4. Peso de raíz de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	39
5. Volumen de raíz de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	40
6. Comportamiento de larvas de <i>S. frugiperda</i> en plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	41
7. Daño de larvas de <i>S. frugiperda</i> a plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	42
8. Porcentaje de colonización de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos.	43
9. Altura de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	45

10. Diámetro de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).....	46
11. Peso de raíz de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).....	48
12. Volumen de raíz de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	48
13. Numero de moscas en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	50
14. Porcentaje de huevos por tratamiento en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	51
15. Porcentaje de huevos por tratamiento en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).	52

LISTA DE ANEXOS

	pag.
1. Altura de plantas del cultivo de maíz.	63
2. Diámetro de tallo de plantas de maíz inoculadas con HE	64
3. Peso de raíz de plantas de maíz inoculadas con HE	65
4. Volumen de raíz de plantas de maíz inoculadas con HE.....	66
5. Altura de plantas de tomate de plantas inoculadas con HE	67
6. Diámetro de tallo de plantas de inoculadas con HE	68
7. Numero de moscas blancas (B. tabacci) por tratamiento en plantas de tomate inoculadas con HE.	69
8. Peso de raíz de tomate de plantas inoculadas con HE	70
9. Daños de larvas de <i>Spodoptera Frugiperda</i> en plantas de maíz inoculadas con HE.	71

CASTRO URBINA, J.M. 2016. Hongos endofiticos como inductores de crecimiento y resistencia a plagas insectiles en *Licopersicum sculentum* y *Zea maíz*. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras.

RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue evaluar el efecto de hongos endofiticos en colonización, promoción de crecimiento e inducción de resistencia en maíz (*Z. mays*) var. Sintético lempira y tomate (*lycopersicum sculentum*) var. Floradade. Se evaluaron 15 diferentes aislados no patogenicos, diez del género *Trichoderma* y cinco del género *Fusarium*. Un total de 360 plantas fueron inoculadas, 168 de *Zea mays* y 168 de tomate inyectando los aislados al suelo a 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 *spodoptera fruguiperda* y *Bemisia tabacci*. La colonización en tomate fue mayor para los aislados del genero *Trichoderma* (90.39%) y *Fusarium* (75.95%) en maíz, también presentaron mayor colonización los aislados del genero *Trichoderma* (86.67%) y *Fusarium* (80.65%) en tomate. Para promoción de crecimiento, verson 3 (*Trichoderma*) con altura de 38.67 cm, diámetro de tallo 10.11 mm, peso de raíz 100.83 g, volumen de raíz 89.67 ml en maíz y con altura de 19.48 cm, diámetro de tallo con 4.78 mm en tomate, fue el aislado que mejor resultado presento. En inducción de resistencia, cultivo de maíz no mostro diferencia significativa en comportamiento de larvas de *S. fruguiperda*, mientras en el cultivo de tomate, el tratamiento cunde 2 (*Fusarium*) en selección de hospedero por *B. Tabacci* fue el menos afectado con una reducción de 74.29% en comparación al testigo. Estos resultados muestran que endofiticos pueden ser parte importante en el manejo de estas plagas.

Palabras claves: *Trichoderma*, *Fusarium*, promoción de crecimiento, colonización

I. INTRODUCCION

Los hongos endofiticos son organismos no agresivos que viven dentro de tejidos vegetales sin causar ningún tipo de síntoma. Cuando estos colonizan la planta y le ofrecen protección a la planta colonizada contra ataques de agentes abióticos y bióticos a estos se les llama hongos endofiticos mutualistas. La mayoría de estos hongos, son ascomicetos y están presentes en gran parte de su ciclo de vida dentro del tejido de la planta, donde pueden alterar la fisiología promoviendo el crecimiento e incrementando la resistencia al estrés (Sikora 1992; Pocasangre 2003; Pocasangre et al. 2006; Sikora y Pocasangre 2006)

Los hongos endofiticos son aquellos que en "alguna etapa" de su ciclo de vida, permanecen asintomáticamente dentro de la planta hospedera y se han encontrado en muchas especies de importancia agrícola, como trigo (Larran *et al.*, 2002a), plátano (Pocasangre *et al.*, 2000; Cao *et al.*, 2002), soya (Larran *et al.*, 2002b), y tomate. A estos microorganismos se les ha atribuido varios roles, como la protección contra insectos herbívoros (Breen, 1994; Clement *et al.*, 1994).

El éxito de la mayoría de los (HE) se debe a la gran facilidad para ser aislados y cultivados, habilidad para sobrevivir bajo condiciones desfavorables, eficiencia en el uso de los nutrientes, promoción de crecimiento e inducción de mecanismos de defensa en las plantas ya ha sido estudiado que le confieren tolerancia a plagas y enfermedades. Los géneros de (HE) más utilizados en las investigaciones son (*Trichoderma spp.* y *Fusarium spp.*)

El combate de plagas y enfermedades es a través de insecticidas sintéticos; sin embargo, su aplicación aumenta los costos de producción y su uso indiscriminado ha incrementado el número de problemas ecológicos, tales como, desarrollo de resistencia

de patógenos y plagas en plantas, desarrollo de contaminación e impactos negativos a la salud humana, (Matson *et al.*, 1997).

Lo anterior ha despertado el interés de buscar organismos benéficos que incrementan la productividad, mejoren la salud de la planta, y que reduzcan el uso indiscriminado de agroquímicos sintéticos (Avis *et al.*, 2008). Esto ha dado la pauta para la generación de alternativas de manejo de plagas, tales como el control biológico, del cual se pueden mencionar: 1) parasitoides; 2) depredadores; 3) bacterias antagonistas; 4) entomopatógenos y 5) endofíticos. Estos últimos, son organismos no-patogenicos que viven dentro de tejidos vegetales y que en los últimos años han adquirido gran importancia como una alternativa de control biológico debido a la creciente necesidad de disminuir el uso de agroquímicos en los sistemas de producción agrícola (Mena *et al.*, 2003).

El objetivo de esta investigación fue evaluar la efectividad contra plagas de H.E aplicados al sistema radicular en cultivos de tomate y maíz dichos hongos fueron evaluados como promotores de crecimiento, resistencia y de colonización en dichos cultivos

II. OBJETIVOS

2.1.Objetivo general

Evaluar alternativas potenciales en la promoción de crecimiento e inducción de resistencia en los cultivos de maíz y tomate

2.2.Objetivos específicos.

Determinar el porcentaje de colonización de los hongos endofíticos en el sistema radicular de plantas de tomate.

Determinar el porcentaje de colonización de los hongos endofíticos en el sistema radicular de plantas de maíz.

Evaluar los aislados de HE en promoción de crecimiento en tomate.

Evaluar los aislados de HE en promoción de crecimiento en maíz.

Determinar los mejores aislamientos endofíticos como inductores de resistencia en tomate a *B. tabacci*

Determinar los mejores aislamientos endofíticos como inductores de resistencia en maíz

III. REVISION DE LITERATURA

3.1 Origen del cultivo de tomate

El origen del género *Lycopersicum* se localiza en la región andina que se extiende desde el sur de Colombia al norte de Chile. En la actualidad todavía crecen silvestres las diversas especies del género en algunas de las zonas de la región antes mencionada (Esquinas y Nuez, 2001; Rodríguez *et al.*, 2001). La planta fue llevada por los distintos pobladores de un extremo a otro, extendiéndose por todo el continente (Rodríguez *et al.*, 2001).

3.2 Importancia del cultivo de tomate

El tomate es un cultivo de gran importancia económica a nivel centroamericano, tanto para consumo fresco como por su potencial de industrialización y exportación. A nivel nacional la producción se encuentra concentrada principalmente en el departamento de Comayagua, donde existe una agroindustria ampliamente desarrollada para su procesamiento y comercialización. Su importancia como cultivo agroindustrial ha aumentado en los últimos años debido a que es una fuente importante de empleo y de generación de divisas para el país. Actualmente, el área cultivada a nivel nacional bordea en promedio las 4,500 ha (EAP, 2014).

La superficie cultivada varía dependiendo de la temporada de siembra (generalmente se siembra menor cantidad de tomate en invierno que en verano). Los principales problemas fitosanitarios el cultivo se deben a la presencia de plagas y enfermedades que se han vuelto permanentes en las zonas de producción debido al monocultivo intensivo. (FAO 2009).

Es cultivado en muchas zonas, con amplia variabilidad de condiciones de clima y suelo, aunque se cultiva principalmente en climas secos, tanto para producción en estado fresco como para uso agroindustrial. (FAO 2009).

De acuerdo a cifras de FAO, 2009 el comercio mundial de tomate y sus productos creció en un 33% entre 1991 y 2001, debido fundamentalmente a los tomates frescos, cuyo comercio explica el 75% de este aumento. La pulpa y el jugo de tomates se han mantenido relativamente constantes en términos de valor de exportación.

3.3.8 Nematodo Agallador (*Meloidogyne incognita*)

El síntoma más típico es la formación de nódulos radicales de forma irregular, los cuales generalmente involucran la sección transversal completa de las raíces afectadas, que se desarrollan inmediatamente detrás de la punta de crecimiento. El crecimiento apical de la raíz se detiene una vez que se empiezan a formar las agallas, pero frecuentemente se desarrollan ramificaciones a partir de éstas. La porción afectada finalmente se necrosa. Como consecuencia del daño en las raíces, las plantas tienden a ser de crecimiento reducido, follaje amarillento que tiende a marchitarse en ambientes cálidos. (CATIE, 1994)

3.4 Cultivo de maíz

3.4.1 Origen del cultivo de maíz

Z. mays es uno de los granos alimenticios más antiguos que se conocen y debido a sus grandes bondades y multitud de usos se ha convertido en el cultivo más importante, entre los cereales, a nivel mundial por su producción,(864.376.400 toneladas proyectada en la temporada 2010-2011), superando al trigo y al arroz. Ocupa el segundo lugar en área después del trigo, con 167.000.000 de hectáreas y es el cultivo que se siembra en mayor número de países, (fenalce, 2012)

3.4.2 Importancia a nivel mundial

Según fenalce, (2012), el maíz se ha convertido en el cereal más importante en la economía mundial, desde 1998, cuando sobrepasó el trigo en el volumen de producción y ha venido creciendo en los últimos años una tasa anual del 2.5%, alcanzando 864.376.440 toneladas proyectadas en la temporada 2010-2011 de las cuales se estima que el 92% corresponden al maíz amarillo y el 8% restante al maíz blanco.

En los últimos años consecuencia de la crisis energética y el aumento de los precios del petróleo de los Estados Unidos tomaron en cuenta la decisión de utilizar el maíz como materia prima para la producción de etanol como biocombustibles. Excedentes disponibles para exportación Considerando el crecimiento de la industria del etanol y a su vez de la demanda del maíz en Estados Unidos, se estima que habrá.

3.4.3 Importancia a nivel nacional

Este grano ocupa el primer lugar en superficie sembrada con 335,665 ha, una producción de 586 mil toneladas métricas para una demanda de 959 mil toneladas, para cubrir esta demanda, se importan 373 mil toneladas. El consumo por persona es de 74.0kg por año. (Años 2009-2010). (Cruz. 2013).

Los departamentos con mayor producción reportada son Olancho con 205,000 toneladas métricas (34.9%), El Paraíso con 100,000 toneladas (17.1%), Yoro 100,000 toneladas (17.1) y Santa Bárbara con 86,000 toneladas (14.7). (Cruz, 2013)

3.5 plagas en el cultivo de maíz

3.5.1 Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*)

Los huevecillos están cubiertos con escamas. Las larvas al eclosionar tienen hábitos gregarios, canibalísticos y se establecen en el cogollo de la planta. Se presentan seis instares larvarios. Su ciclo es de 30 días en primavera y se alarga en invierno hasta 90

días. Pupa en el suelo a una profundidad de 2 a 8 cm. La duración de la vida del adulto es de 10 días. (CATIE, 1994)

Estrategia de manejo

Según el (CATIE, 1994) el control de (*S. frugiperda*) para evitar que esta plaga nos cause problemas que nos sobre pasen el umbral económico Aplicar *Bacillus thuringiensis* con bajas poblaciones y en primeros instares. Aplicar plaguicidas a base de reguladores de crecimiento y biorracionales (caolín, aceite de según el CATIE, 1994 Neem). Durante la aplicación alinear las boquillas de la aspersora al hilo del surco. Se recomienda consultar el Sistema de Alerta Fitosanitario (SIAFEG) para consultar fechas tentativas del ciclo biológico de la plaga para determinar los momentos oportunos de control. El momento oportuno de control Al revisar 100 plantas y encontrar 20 plantas dañadas, con excremento fresco o presencia del insecto.

3.5.2 Gusano soldado (*Spodoptera exigua*)

La etapa larval pasa por cinco instares de desarrollo. La larva del cuarto instar come el 80 % del follaje total que consumirá en todo su ciclo. La incidencia de estos insectos es muy irregular ya que aparecen de manera esporádica cada 2 –3 años. Los adultos son de hábitos nocturnos, su primera generación se presenta en mayo y la hembra pone hasta 2,000 huevecillos durante su vida. Las larvas defolian principalmente maíz y sorgo. (León *et al* 1974, CATIE, 1994).

Estrategias de manejo

Destruir las malezas de gramíneas principalmente de la orilla de las parcelas ayuda a disminuir el daño de este insecto en la etapa de germinación de la planta. Es parecido su control al recomendado para gusano cogollero. (OTG, 2011). Momento oportuno de control Al revisar 100 plantas y encontrar 20 con daño, presencia o excremento del insecto.

3.5.3 Gusano elotero (*Helicoverpa zea*)

El adulto es una palomilla de color amarillo pajizo con una mancha oscura casi circular cerca del centro de las alas anteriores. Las palomillas ponen sus huevecillos en las hojas tiernas del elote. Cada hembra pone hasta 3,000 huevecillos. Las larvas presentan seis instares. Presentan en el dorso una franja oscura con micro espinas, dividida por una línea clara. La larva en su última fase de desarrollo cae al suelo para pupar a una profundidad de 3 a 20 cm. (INIAP, 1994).

Estrategias de manejo

Según (CESAVEG *et al*, 2011). ha observado buenos resultados en el control de esta plaga al liberar la avispa *Trichogramma spp.* A una dosis de 60 in/ ha en una dos liberaciones en su periodo crítico disminuyendo hasta un 30% de mazorcas afectadas

Momento oportuno de control Al observar las primeras posturas de huevecillos en el jilote de la mazorca realizar la liberación del organismo benéfico.

3.6 Plagas de la raíz

(*Phyllophaga* sp, *Cyclocephala* sp., *Diplotaxis* sp. *Macrodactylus* sp., y *Anomala* sp.) Las larvas son de color blanco cremoso, la cabeza es de color café, las patas son muy peludas y desarrolladas. Los adultos son de color pardo rojizo y otras tonalidades, emergen del suelo tres días después de que se establece el temporal y a los 25 días aparece la larva, durando hasta 6 meses en esta fase de desarrollo, para después pupar y formar una galería en el suelo como adulto. Presentan especies anuales y bianuales. Las primeras son las que afectan más al cultivo de maíz. Se desarrollan básicamente en suelos arenosos. (CESAVEG *et al*, 2011).

Estrategias de manejo

Según para evitar preparar el terreno con un barbecho profundo. Una fertilización adecuada ayuda a soportar una ataque severo de la plaga y la utilización de inoculantes

estimulan la raíz evitando el acame de la planta. El incremento de materia orgánica en suelos pobres aporta el mismo beneficio. Se recomienda realizar muestreos antes y después de la siembra para detectar tempranamente a la plaga y determinar los momentos oportunos de control. Se recomienda consultar el Sistema de Alerta Fitosanitario (SIAFEG) para detectar las fechas de aparición del primer estado larval de la plaga y con ello tomar las decisiones de control. (CESAVEG *et al*, 2011).

Momento oportuno de control

Al encontrar 3 gusanos en 10 sitios de muestreo revisados (cepellones de 30x30x30 cm) 25 días después de establecido el temporal, las revisiones deberán de ser en forma semanal al menos hasta los 60 días después de la siembra. (CESAVEG *et al*, 2011).

Estado anamorfo: *Stenocarpella sp*

Estado teleomorfo: *Fusarium sp*

Es una de las enfermedades más frecuentes y que causa pérdidas significativas en el cultivo de maíz es la conocida como pudrición de mazorca, mazorca muerta o maíz muerto. Los principales agentes causantes de esta enfermedad son los hongos *Stenocarpella sp.* y *Fusarium sp.* En regiones como el occidente del país, ha causado pérdidas en rendimiento del 40 al 60%. Actualmente no se cuenta con una alternativa única de control para esta enfermedad (OTG, 2011).

3.8.1 Elementos fundamentales del MIP

1. Entender por qué se originan los problemas de plagas en determinados agroecosistemas.
2. Métodos de muestreo de las plagas dentro del sistema.
3. Conocimiento preciso de la biología de la plaga y de fenología del cultivo.

4. Estimación de pérdidas tolerables (daños directos o indirectos, residuos de insectos), uso de UE, incluir todas las medidas disponibles de prevención del daño por plagas, y considerar riesgos del uso de plaguicidas.
5. Uso de modelos para tiempos óptimos de control.(CATIE,1994)

Tácticas en el MIP

Control biológico

Control químico

El objetivo principal de los programas MIP es el de desarrollar sistemas integrados de manejo de plagas de importancia económica. Un programa MIP puede ser desarrollado a nivel de área geográfica o para fincas y agricultores individuales. Sin embargo para asegurar que el programa tenga éxito, además de ser efectivo es necesario que sea social y ecológicamente aceptable, a la vez que sea económicamente factible (CATIE, 1994).

Según el (CATIE, 1994) Los agricultores no aceptan e implementan nuevas tecnologías solo porque sean estadísticamente superiores a las prácticas convencionales, hay cuatro factores básicos que afectan al agricultor en la toma de decisiones: factores socioeconómicos los recursos económicos del agricultor, sus objetivos y necesidades y sus percepciones subjetivas.

Según él. (OTG, 2011) dentro de la etapa de desarrollo de alternativas, la contribución socioeconómica se origina al determinar cuáles de las tecnologías propuestas tiene el mayor potencial de adopción. Para esto es necesario determinar, describir y cuantificar las prácticas actuales para el combate de plagas bajo estudio. El método para obtener esta información es el llamado seguimiento dinámico el cual busca conocer los pormenores de las decisiones y la operación de los sistemas estudiados y otras actividades relacionadas. La información por recolectar debe estar relacionada debe incluir todas las acciones de entradas de insumos y salidas de productos, cambios de inventario y uso de mano de obra.

3.8.2 Control biológico

Hanson y Hilje (1993) definen el control biológico como la regulación de la población de un organismo por medio de otro, y parte del principio de que en la naturaleza todo organismo tiene uno o más antagonistas que lo eliminan o compiten con él. El antagonismo microbial es una importante fuerza contra las enfermedades ya que una supresión general de los organismos causantes de enfermedades es proporcionada por la flora nativa del suelo. Los nematodos fitoparásitos coexisten en la rizosfera con muchos otros organismos de los cuales se han aislado e identificado muchos enemigos naturales de los nematodos y algún grado de control biológico natural ocurren en los agroecosistemas.

Williams y Bridge (1985) mencionan que las medidas de control de nematodos fitopatógenos más importantes, a parte de las inspecciones preventivas y cuarentenarias, son: el tratamiento térmico calor seco y vapor de agua al suelo; el tratamiento con agua caliente para bulbos florales, estolones, tubérculos, rizomas, estacas y cormos de las musáceas; el tratamiento químico, con varios nematicidas fumigantes de amplio espectro, los cuales se usan intensamente; rotación cultural, usando plantas no hospederas o cultivares resistentes, cuando se encuentran disponibles; métodos biológicos usando como agentes varios microorganismos; y programas de control integrado, combinando algunas o todas las opciones mencionadas.

Fraga (1978) señala que en el suelo viven habitualmente hongos, bacterias, protozoos, esporozoarios, oligoquetos, ácaros, colémbolos y nematodos (*Dorylaimoidea*, *Mermithoidea*, *Mononchidae*, *Tripylidae*, *Aphelenchoididae* etc.) que son depredadores o parásitos de nematodos y que actúan normalmente en el suelo. La roturación excesiva del suelo y los tratamientos químicos del suelo destruyen estas poblaciones de agentes biocontroladores.

Según el mismo autor la primera evidencia del control biológico de nematodos se presentó cuando se aplicó formaldehído al suelo para controlar enfermedades de raíces. Se vio un aumento dramático del nematodo del quiste de cereales, *Heterodera avenae*, debido a la supresión por el formaldehído de hongos que limitaban al nematodo. Desde

entonces, los conocimientos con relación al uso de enemigos naturales en el control de fitonematodos se basaron principalmente en observaciones en vez de estudios científicos. Por eso, el control biológico de fitonematodos es un campo abierto a la investigación y potencialmente daría resultados de gran valor práctico.

Sarah (1998) señala que los nematodos parásitos de las plantas tienen muchos enemigos naturales en el suelo y desde hace tiempo se ha estado dirigiendo estudios sobre posibles controles biológicos. Los primeros antagonistas considerados fueron los hongos tramperos (*Arthrobotrys*, *Dactyllela*, *Dactylaria*, etc...). Sin embargo, eran muy difíciles de producir en masa y, además, su eficiencia estaba ligada a características de suelo muy estrictas (pH, materia orgánica, microflora y micro fauna del suelo.).

Los diversos esfuerzos industriales intentados no fueron exitosos. Muchos de los programas de investigación actuales conciernen a la bacteria *Pasteuria penetrans*. Sin embargo, las relaciones entre cepas de bacterias y especies de nematodos e incluso biotipos parecían ser altamente específicas. En consecuencia, no es probable que se presente una solución aplicable en los años venideros. Recientemente se desarrolló la formula industrial de un hongo parasítico, *Paecilomyces lilacinus*, que parásita huevos, nematodos jóvenes y adultos, y aparentemente están obteniendo resultados prometedores en Filipinas.

González y Fernández (2003), sugieren que el método biológico con el incremento de antagonistas tales como hongos micorrízicos, nematófagos y endofíticos nativos o introducidos, bacterias y otros depredadores naturales en combinación con fertilizantes orgánicos (compost, humus, vermicompost) representan una alternativa muy apreciable para la obtención de un plátano y/o banano ambientalmente “amistoso”.

En el control biológico es bien conocido que la dinámica poblacional tanto de plagas como de agentes de biocontrol y su respuesta a las variables medio ambientales es esencial (Frison, 1998). Por otra parte, Kashaija, Fogain y Speijer (1998) señalan que los abonos orgánicos contribuyen a reducir la población de nematodos indirectamente al incrementar los agentes biológicos de control.

Así también, la incorporación de plantas con acción nematicida (*Thitonia diversiflora*, *Azadirachta indica*, *Chromoleana odorata*) en el suelo a razón de 30 t/ha, está bajo investigación para su posible control de *R. similis*. Es bien conocido que hongos antagonistas: *Arthrobotrys* spp. y *Paecilomyces pilacinus* y la rizobacteria (*Pseudomonas* spp.) son potencial agentes de control de nematodos. Tales microorganismos necesitan ser estudiados bajo varios agrosistemas para contribuir a la reducción del daño de los nematodos.

Cazorla (2003) puntualiza que, para exhibir efectos supresivos sobre una enfermedad en una planta, un agente de biocontrol necesita distribuirse por toda la raíz, multiplicarse y sobrevivir durante varias semanas en competición con otros microorganismos procedentes de la microbiota indígena. Además de la microbiota indígena, otros factores pueden influir en la colonización de la raíz: i) las características del antagonista introducido, como las propiedades de su superficie celular, producción de sideróforos o antibióticos, pilis, flagelos o quimiotaxis por los exudados radiculares; ii) la especie, cultivar y fase del crecimiento de la planta hospedadora; y iii) las características físicas y químicas del suelo, como humedad, temperatura, pH, textura del suelo y nutrientes minerales.

3.9 Origen de los hongos endofíticos

Los hongos endófitos fueron encontrados por primera vez en Nueva Zelanda hacia finales de los años 40, cuando en algunas zonas, el ganado comenzó a manifestar intoxicación por el consumo de ciertos pastos. En esa ocasión se determinó que varios de los metabolitos tóxicos aislados son producidos por los hongos endófitos que habitan dentro de los tejidos de dichas gramíneas (Morales, *et al* 2005).

Se ha encontrado que en todas las plantas estudiadas hasta el presente se halla asociada una población limitada de hongos endófitos. Si se asume que hay 400.000 especies de plantas vasculares y cada una de ellas puede albergar entre 3-6 endófitos específicos, el número total de especies endófitas a nivel mundial pudiera alcanzar aproximadamente 1 millón de especies fúngicas con tal comportamiento (Morales, *et al* 2005).

3.10 Actividad antagonista de los hongos endofíticos

Sikora (1992) define el término “antagonista” como un conjunto de microorganismos, que actúan como parásitos, predadores, competidores que repelen, inhiben o matan a los nematodos parásitos de las plantas, insectos y hongos. El más exitoso antagonista usado para el control biológico de nematodos fitoparásitos es: rhizobacterias promotoras de sanidad de las plantas, hongos predadores o atrapadores de huevos de parásitos, hongos endomycorrizas y hongos endofíticos. Similarmente el control biológico de las enfermedades del suelo, naturalmente ocurre por antagonistas como rhizobacterias, raza de *Fusarium oxysporum* no patogénico y hongos endofíticos que han sido bien documentados. A continuación una corta descripción de las más importantes actividades antagonistas de los hongos endofíticos.

3.10.1. Parasitismo

Cuando una especie, llamada parásito, se beneficia y la otra “el huésped” se perjudica, la relación se denomina parasitismo. Los parásitos pueden ser bacterias, hongos, animales o vegetales, que se alimentan de sustancias producidas por el huésped. El término parasitismo se refiere al hecho de que un microorganismo parasita a otro, en este caso a un patógeno de plantas. El parasitismo consiste en la utilización del patógeno como alimento por su antagonista.

Los ejemplos más conocidos de hongos hiperparásitos son *Trichoderma* y *Gliocladium* (Carballo 2002). Rivera (1999), indica que, se ha estudiado el parasitismo de algunos hongos sobre sus congéneres, en interacciones hiperparasíticas sobre fitopatógenos. En este tipo de interacción ellos atacan hifas, estructuras y estructuras de sobrevivencia. Entre los hiperparásitos están *Verticillium chlamydosporium* y *Nematophthora gynophyla* sobre nematodos. También se conoce el efecto de ciertas bacterias como *Pasteuria* o *Bacillus penetrans* en *Meloidogyne* sp. y ciertos virus sobre bacterias (bacteriófagos) y nematodos.

3.10.2. Antibiosis

Antibiosis es el antagonismo que resulta cuando un microorganismo produce metabolitos secundarios que son tóxicos para otro microorganismo o que inhiben las actividades celulares vitales. Es un fenómeno muy común, responsable de la actividad biocontroladora de muchos organismos tales como *Pseudomonas* spp, *Bacillus* spp, *Fusarium* spp, o *Trichoderma* spp, que han sido desarrolladas como agentes de control biológico de patógenos. Una variedad de diferentes metabolitos como antibióticos, bacteriocinas, enzimas y compuestos volátiles se han descrito y están involucrados en la supresión de diferentes patógenos (Carballo 2002). Rivera (1999), menciona que antibiosis es una interacción establecida entre dos organismos en la cual una o más metabolitos producida por uno de los organismos involucrados tiene efecto detrimento sobre el otro. La forma más frecuente de afectar es inhibir el crecimiento o la germinación, además de algunas reacciones tóxicas en el interior de la célula.

La inducción de resistencia está definida como la resistencia intensificada o fortalecida en una planta con respecto a patógenos como resultado de un tratamiento previo con un patógeno, un patógeno atenuado o un producto químico que, como tal no es un pesticida. La manifestación de la resistencia inducida puede ser localizada o sistémica (Alves 1993; Dantas *et al* 1993). Es localizada cuando la respuesta de la planta se da en el sitio donde se aplica el tratamiento inductor y, sistémico cuando la respuesta es efectiva en todas o en algunas partes de la planta, diferente al sitio de inducción (Deverall y Dan 1995; Riveros y Leopivre 1998).

3.10.3. Inducción de resistencia

Los hongos endofíticos contribuyen a inducir cambios en la fisiología de las plantas (inducción de resistencia), en su morfología y función. La infección por estos hongos estimula la producción de exudados de la raíz. Estos exudados pueden producir efectos alelopáticos en competencia bajo condiciones de estrés biótico y la quelatación de iones metales afectando así el secuestro y disponibilidad de estos (estrés abiótico). Esta fase de respuesta simbiótica requiere de mayor investigación en todo tipo de asociaciones

posibles respecto a la sustitución y transformación de modificación en la producción de ergo-alcaloides (Malinowski *et al* 2000).

Williams y Bridge (1985) mencionan la forma tradicional de incorporar resistencia a las plantas, al decir que, muchas plantas cultivadas que son particularmente dañadas por una determinada especie de nematodos, tienen algunos fenotipos que presentan resistencia, o algunos de sus ancestros silvestres la poseen. Estos se pueden cruzar con los cultivares susceptibles para incorporar resistencia. Es importante el conocimiento detallado de los rangos de hospederos y de los cultivares resistentes disponibles, ya que algunos nematodos tienen un rango muy amplio de hospederos y además, pueden encontrarse más de una especie en el mismo terreno.

3.14. Promotores de crecimiento

En el estudio que realizó Ramos, (2006) obtuvo buenos resultados inoculando las plantas de banano y piña con los tratamientos endofíticos mostraron los valores más altos en las variables altura, diámetro del pseudotallo, número de hojas activas, peso foliar y radical y desarrollo radical. En piña los tratamientos inoculados con endofíticos mostraron un mejor desarrollo en las mismas variables. Para variable número de hojas activas no se encontró diferencia significativa, sin embargo el mayor número se presentó siempre en tratamientos inoculados con hongos endofíticos.

Estudios han demostrado que los aislamientos endofíticos promueven el crecimiento en plantas de banano. Pocasangre *et al.*(2000) y Meneses (2003), encontraron 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. Además Zum Felde (2002) señala que vitroplantas inoculadas con aislados del género *Fusarium* y *Trichoderma*, tuvieron un incremento en el peso de raíces de 35% y del sistema foliar de 19%, comparado con plantas que no fueron inoculadas. Menjivar (2005) encontró que la inoculación con hongos endofíticos de vitroplantas de banano, promovió el crecimiento significativamente, este efecto ocasionó que la siembra a campo definitivo se realizara dos semanas antes de la fecha programada.

3.11. Hongos endofiticos

Son organismos que viven dentro de los tejidos de las plantas, sin causar síntomas o daños aparentes (Carroll y Petrini 1983; Carroll 1988; Bandara *et al.*, 2006; Shi *et al.*, 2009). Ellos colonizan la mayoría de plantas sanas; considerados como simbioses y mutualistas omnipresentes (Hannan *et al.*, 2001), se pueden encontrar en varios tejidos, semillas, raíces, tallos y hojas pueden ser extraídos del interior de la planta o aislados desde la superficie estéril de los tejidos de las plantas. Las plantas se benefician ampliamente por la protección de estos organismos endofiticos, promoviendo el crecimiento de la planta y otorgando un incremento en la resistencia a varios patógenos, por la producción de varios antibióticos y metabolitos secundarios. Esto sugiere que hay presencia de hongos endofiticos mutualistas que actúan como detonantes biológicos para activar los sistemas de defensa ante condiciones adversas bióticas y/o abióticas.

Hasta la fecha, se han encontrado hongos endofiticos en todas las especies de plantas que han sido analizadas con este fin, tanto en zonas tropicales y de clima templado, como desérticas o boreales (Fisher *et al.*, 1995; Schütz y Boyle, 2005; Higgins *et al.*, 2006; Stone, 2006; Arnold *et al.*, 2007; Porras Alfaro *et al.*, 2008).

Sikora (1992) y Pocasangre (2003), describen que la mayoría de hongos endofiticos son ascomicetos y están presentes en gran parte de su ciclo de vida dentro del tejido de la planta. Estos brindan dos tipos de beneficios a las plantas: pueden alterar la fisiología de la planta llevándolas a aumentar su crecimiento y pueden además incrementar la resistencia al estrés causado por factores abióticos.

3.12 *Trichoderma*

El género *Trichoderma* es uno de los 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 (Esposito & Da Silva, 1998).

Trichoderma es un hongo anaerobio facultativo que se encuentra naturalmente en un número importante de suelos agrícolas y otros tipos de medios. Pertenece a la subdivisión Deuteromicetes, 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 hábitat, especialmente en aquellos que contienen materia orgánica o desechos vegetales en descomposición, así mismo en residuos de cultivos, especialmente en aquellos 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. Esta capacidad de adaptación a diversas condiciones medioambientales y sustratos, confiere a *Trichoderma* la posibilidad de ser utilizado en la industria de la biotecnología (Hannan, 2001).

3.13 *Fusarium oxysporum* (cepas no patogénicas)

Booth (1984) señala que *Fusarium* es básicamente un género con esporas asexuales hialinas, septadas y cuya célula basal lleva una característica estructura de tacón. Beckman (1987) señala que las cepas no patogénicas 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.

Se han realizados estudios de control biológico desarrollados a partir del descubrimiento de la existencia de suelos supresores de las vasculariosis producidas por *Fusarium*. En donde se ha comprobado la existencia en esos suelos de cepas no patogénicas de *F. oxysporum* y cepas de *Pseudomonas fluorescens* cuya presencia e interacción producen un efecto supresor. La eficacia de un control biológico de este tipo está en función de la densidad de la población de este microorganismo antagónico y de las cepas, debido a que no todas tienen la misma eficacia (Alabouvette *et al.* 1998).

Se ha demostrado que las cepas no patogénicas de *F. oxysporum* tiene tres modos de acción: competencia por nutrientes en la rizósfera, competencia por la infección de

sitios en la rizósfera y la inducción de resistencia (Friting & Regrind, 1993; Hammerschmidt & Kuc, 1995).

IV. MATERIALES Y MÉTODO

4.1 Localización geográfica del estudio

El experimento se realizó en las instalaciones del laboratorio de entomopatógenos en la parte de aislamiento de hongos y para la evaluación de aislados, en el macro túnel instalado en el área de hortalizas en la Universidad nacional de agricultura ubicado a 6 km de distancia de la ciudad de Catacamas Olancho, a una altitud de 350 msnm y a una precipitación promedio anual de 1350 mm y a una temperatura promedio de 28 °C.

4.2 Materiales y equipo

Los materiales que se utilizaran son placas Petri de 90mmx150 mm, papel toalla, papel filtro, Bolsas de polipropileno, Bandejas, vasos de térmicos, agua destilada, papel parafil, cubre y porta objeto, beaker Erlenmeyer 500 ml, bisturí, jeringas, alcohol al 95%, marcador permanente, baldes, alcohol para quemar, medio de cultivo (PDA) estacas, cuerda, agribon, cedazo, pinzas, tamices, sacos, libreta de campo, lápiz, maskin tape, cámara de flujo laminar (biosafety class II labconco), cámara digital, autos claves (all américa model 25x, cámara usb (motib 350), calentador y agitador (Fisher scientific.),microscopio (Meiji TECHNO), estereoscopio (Meiji TECHNO), invernadero macrotunel, computadora portátil, grapadora, balanza granataria., palas, machete, barra, azadón, piocha, Rastrillo y zaranda.

4.3 Manejo del experimento a nivel de laboratorio

4.3.1 Asepsia del laboratorio

El laboratorio de entomopatógenos fue sometido 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 quedaron en los materiales.

Después de lavado y secado se sometieron a esterilización bajo dos métodos: la esterilización húmeda (Auto – clave 121.6 °C a 124 °C 20 minutos) y esterilización con aire caliente (horno), la utilización de cada método depende 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 20 minutos; por lo general se esterilizaron los medios de cultivo, platos Petri, tubos de ensayo, papel toalla, probetas etc.

4.3.4 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 manera, se encendió el mechero y se mantuvo la cámara cerrada por termino de dos minutos, el mechero se mantendrá 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 será la utilización de la luz ultravioleta tipo C, con el objetivo de eliminar cualquier contaminante que ingrese antes momento de realizar el aislamiento.

4.3.5 Aislamiento de hongos endófitos

Para realizar el procedimiento de aislamiento se llevó acabó la inoculación en plantas de maíz y tomate con tres días de germinación. El tejido interno es cortado 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-40, y se incubaron a 25 °C en la oscuridad, una semana después, éstos aislados fueron transferidos a medio de cultivo papa-dextrosa-agar al 100% (PDA 100%) para su purificación hasta su identificación y clasificación.

4.4 Reproducción de materiales

4.4.1 Reproducción de insectos

Bemisia tabaci, y *S. frugiperda* y fueron recolectados en el campus de la Universidad Nacional de Agricultura en la sección de hortalizas, luego fueron introducidas en la cámara de reproducción con las siguientes medidas (50 cm de largo, 50cm de ancho y 50 cm de alto) en estas cajas se colocaron plantas de maíz, tabaco y tomate para que sirvieran como hospederas, también se colocó alimento para los insectos todo este procedimiento de reproducción se hizo tomando en cuenta el ciclo reproductivo de cada insecto. Las cajas fueron colocadas en el macrotunel de (3 m de ancho, 15 m de largo, 3.5 m de alto) que se construyó para la reproducción de las planta que se utilizaron en el experimento se mantuvieron el en macrotunel para darles las condiciones requerida por cada cultivo fueron mantenidas en jaulas de reproducción en condiciones controladas. Se utilizaran plantas de tabaco de 10-20 días de siembra como hospederos, las cuales se sembraron en maceteras plásticas, también plantas de maiz de 15 días de germinadas llevándolas hasta una altura de 18 cm de altura

4.5 Preparación del sustrato

Para la preparación del sustrato se extrajo la humedad (secado), en bandejas de aluminio se vertió en capas delgadas de arena, a una temperatura de 270 °C con una duración de dos hrs, luego se sacó la arena del horno , ubicándola sobre una bandeja de aluminio por un tiempo de 20 min, a temperatura de 20 °C para su respectivo enfriamiento, posteriormente se envaso el sustrato en bolsas de polietileno, para introducirlas en las ollas de autoclavado, a una temperatura 126 °C manteniéndose allí entre 30-45 min, dicho proceso permite la eliminación de microorganismos y esterilización. El mismo

proceso aplico para la esterilización del suelo. La relación de la arena y el suelo utilizada en el sustrato es 2:1 partes de arena y una parte de suelo respectivamente.

4.6. Prueba de inoculación

4.6.1 Preparación de la suspensión de esporas

Los hongos endofíticos obtenidos se dejaron crecer en PDA 100% durante 15 días y dependiendo de la agresividad que presento cada aislado. 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 facilito el raspado del micelio del hongo. La solución resultante del rayado del Petri fue filtrada por medio de una gasa y decantada en un beaker de 500 ml. Esta será la solución madre de la cual sacaremos 1 ml a un tubo de ensayo conteniendo 9ml de agua esterilizada , el cual será 1×10^1 así continuaremos con el proceso para obtener una solución de esporas

De cada solución resultante se efectuó conteos para medir la concentración de esporas mediante un hematocímetro de New waber. La suspensión de esporas se deberá ajustar a una concentración de 1×10^6 esporas/ml para cada tratamiento. Una vez que se tiene el biopreparado se procede a la inoculación de las plantas.

Las inoculaciones se llevaron a cabo a cumplir de tres días de germinado cada planta, a una concentración de 1×10^6 conidios/gr de suelo, luego se hizo una segunda inoculación un día antes del trasplante del cultivo en los vasos térmicos. MEDIDAS DE LOS VASOS

4.6.2. Siembra del tomate

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 18 plantas para cada tratamiento.

4.6.3. Siembra de maíz

La siembra se realizó en bandejas germinativas de 200 alveolos de 48 mm de profundidad, celda superior 28x27 mm, celda inferior de 16x15 mm a una semilla por postura sembrando 12 plantas por tratamiento.

4.6.4. Riego

Se humedeció el sustrato hasta la capacidad de campo antes de realizar la siembra y luego se realizaron riegos constantes tres veces por día o dependiendo de las exigencias del cultivo. Hay cultivos que tienen más exigencia de agua que otro.

4.6.5. Fertilización del cultivo de tomate

Se hicieron tres fertilizaciones de 18-46 -00 y dos KCL la primera con 18-46-00 a los 10 días después de la siembra en las bandejas con 2 g diluidos en tres litros de agua la segunda fertilización se realizó con 2.5 g de 18-46-00 y 2.5 g de KCL ambos disueltos en tres litros de H₂O a los 20 días después de la siembra, en la tercera se utilizó la misma proporción de fertilizante y H₂O a los 25 días se realizó sumergiendo la bandeja en la solución amenera de no saturar para evitar problemas principalmente por mal de talluelo ya que esta es una enfermedad muy común en los viveros.

4.6.6. Fertilización del cultivo de maíz.

Se hicieron tres fertilizaciones de 18-46 -00 y dos KCL (ciadro 1.), la primera con 18-46-00 a los 10 días después de la siembra en las bandejas germinativas con 2.5 g diluidos en tres litros de agua utilizando 16.67 ml de esta solución por planta la segunda fertilización se realizó con 2.5 gramos de 18-46-00 y 2.5 de KCL ambos disueltos en tres litros de H₂O a los 20 días después de la siembra, en la tercera se utilizó la misma proporción de fertilizante y H₂O a los 27 días se realizó sumergiendo la bandeja en la solución amenera de no saturar para evitar problemas principalmente por mal de talluelo ya que esta es una enfermedad muy común en los viveros.

Cuadro 1. Cantidad de solución fertilizadora aplicada por planta

No	Fertilizantes	Cantidad de fertilizante en g	Cantidad de solución en l	Solución aplicada por planta.
I	18-46-00 +KCL	2.5 + 2.5	3	16.67 ml
II	18-46-00 +KCL	2.5 + 2.5	3,	16.67 ml
III	18-46-00 +KCL	41.22 + 41.22	50	Inmersión de plántulas

Creación propia

(Castro Urbina, 2016)

En el caso de la tercer fertilización según cuadro 1 no se hizo cálculo de solución/planta La solución se preparó en un recipiente grande para sumergir las bandejas y evitar saturar las plantas 41.2g G de 18-46-00 y 41.22 g DE KCL.

4.6.7. Trasplante del cultivo de tomate

Se utilizaron recipientes con una capacidad de 1,370 gr de sustrato, las plantas de tomate fueron trasplantadas 25 días después de la siembra.

4.6.8. Trasplante del cultivo de maíz

Se utilizaron recipientes con una capacidad de 1,472 g de sustrato, las plantas fueron trasplantadas 12 días después de la siembra.

4.6.9. Inoculación del cultivo de tomate

Esta se realizó con la suspensión de esporas concentradas en 1×10^6 cfu /ml por cada gramo de suelo, a cada tratamiento se aplicaron dos inoculaciones, la primera inoculación se realizó a los tres días después de la germinación y la segunda un día antes de trasplante, estas se aplicaron por inyección a dos cm de profundidad. Para el cultivo de maíz también se hizo el mismo procedimiento

4.7. Descripción del experimento

4.7.1. Diseño experimental

Para las evaluaciones de promoción de crecimiento y resistencia a plagas en los cultivos de tomate y maíz, se, utilizo un diseño completamente al azar (DCA), con 15 tratamientos para cada cultivo, cultivo de con 9 tratamientos de *Trichoderma* y 5 tratamientos de *Fusarium*, para el cultivo de tomate 10 tratamientos de *Trichoderma* y 4 de *Fusarium* y para ambos cultivo un testigo absoluto con agua y fertilización normal, cada y tratamiento con 6 repeticiones.

4.7.2. Descripción de los tratamientos

Los tratamientos a utilizar provienen de dos géneros de HE *Trichoderma* y *Fusarium*, disponibles de la micota del laboratorio universidad nacional de agricultura.

Cuadro 2. Tratamientos que se utilizaron en el cultivo de cultivo de tomate para evaluar las variables de promoción de crecimientos de crecimiento e inducción de resistencia a plagas.

Tratamiento	Descripción
T1	<i>Trichoderma spp</i> cepa Berenjena 1
T2	<i>Trichoderma spp</i> cepa Vernon 6
T3	<i>Trichoderma spp</i> cepa Tabaco R
T4	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 3
T5	<i>Trichoderma spp</i> cepa 2A Tomate 3
T6	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 1
T7	<i>Trichoderma spp</i> cepa Cunde 2
T8	Testigo
T9	<i>Trichoderma sp</i> cepa Hogge 4
T10	<i>Trichoderma spp</i> cepa Vernon 3
T11	<i>Fusarium spp</i> cepa Chile 2
T12	<i>Fusarium spp</i> cepa Tomate 2
T13	<i>Fusarium spp</i> cepa Hogge 2
T14	<i>Fusarium spp</i> cepa Hogge 5
T15	<i>Fusarium spp</i> cepa Tomate D

Creacion propia (Castro Urbina, 2016)

Cuadro 3. Tratamientos que se utilizaron en el cultivo de maíz, para evaluar las variables de promoción de crecimiento e inducción de resistencia a *S. frugiperda*.

Tratamiento	Descripción
T1	<i>Trichoderma spp</i> cepa Vernon 3
T2	<i>Trichoderma spp</i> cepa Testigo
T3	<i>Trichoderma spp</i> Hogge 5
T4	<i>Fusarium spp</i> cepa Berenjena 1
T5	<i>Trichoderma spp</i> cepa Tomate 2
T6	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 1
T7	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 3
T8	<i>Trichoderma spp</i> cepa Vernon 6
T9	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 2
T10	<i>Fusarium spp</i> cepa Vernon 2A
T11	<i>Trichoderma spp</i> cepa 2A Tomate 3
T12	<i>Fusarium spp</i> cepa Chile 2
T13	<i>Fusarium spp</i> cepa Tomate D
T14	<i>Fusarium spp</i> cepa Cunde 2
T15	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 4

4.7.3 Modelo estadístico

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

Dónde:

Y_{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. Cultivo de maiz

4.8.1. Colonización:

El porcentaje de colonización se midió dos días después de la segunda inoculación tomando las plantas seleccionadas de cada tratamiento cortamos la raíz de cada repetición cada raíz cortada se dividió en tres partes o zonas (alta, media y baja), con el fin de encontrar la capacidad que presento cada aislado cada zona se dividió en siete pedazos los cuales se sembraron en medio cultivo (PDA) papa destrozada agar y observamos por seis días su nivel de colonización y se determinó el porcentaje de colonización según el número de tejidos con presencia de micelio.

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

Donde:

X = % de colonización

NTC = Número de tejidos colonizados

NTT = Numero de tejidos totales

(Zabulón, 2013)

4.8.2. Altura de planta

La medición de esta variable se realizó colocando una regla desde el comienzo de la base del tallo hasta donde nace la hoja más reciente. Para la toma de datos de esta variable se hicieron 10 repeticiones la primera a los diez días de trasplante y luego cada tres días contando con seis repeticiones para cada tratamiento.

4.8.3. Diámetro de planta

La medición de esta variable se hizo en milímetros haciendo uso de un pie de rey a una altura de dos cm de la base del suelo. Para la toma de datos de esta variable se hicieron 10 repeticiones la primera a los diez días de trasplante y luego cada tres días, con seis repeticiones para cada tratamiento

4.8.4. Peso de raíz

Para la evaluación de esta variable se extrajo la planta del recipiente en el cual se sembró luego se lavó la raíz bajo caudal para evitar el daño de las mismas con la ayuda de una navaja se separó la parte foliar de la radicular. Después realizar este procedimiento se colocaron las raíces en papel toalla para extraer la humedad que quedo en las raíces luego se procedió a pesar la zona radicular la toma de datos de esta variable se hizo colocando la raíz en una balanza digital graduada en unidades de g a los 40 días después de trasplante

4.8.5. Volumen de raíz

Para la medición de esta variable se utilizaron las mismas raíces que se pesaron, el volumen se obtuvo utilizando el principio de Arquímedes, se introdujo la raíz en una probeta y de allí se obtuvo el volumen la toma de datos de esta variable se hizo a los 40 días después de trasplante a los se tomaron en unidades de (ml) el principio de Arquímedes los dice que un cuerpo sumergido desplazara la cantidad de volumen igual al peso.

4.8.6. Selección de hospedero *Spodoptera frugiperda*.

La toma de datos de esta variable se realizó 10 días después del trasplante del cultivo de maíz, contando con 90 unidades experimentales en cada se introdujo una larva de gusano cogollero y se realizaron conteos del mismo durante 35 días.

4.9. Variables estudiadas del cultivo de tomate

4.9.1. Colonización

El porcentaje de colonización se midió tomando las plantas seleccionadas de cada tratamiento cortamos la raíz de cada repetición cada raíz cortada se dividió en tres partes o zonas (alta, media y baja), con el fin de encontrar la capacidad que presento cada aislado cada zona se dividió en 7 pedazos los cuales se sembraron en medio cultivo (PDA) papa destrozada agar y observamos por 6 días su nivel de colonización y se determinó el porcentaje de colonización según el número de tejidos con presencia de micelio.

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

Donde:

X = % de colonización

NTC = Número de tejidos colonizados

NTT = Numero de tejidos totales

4.9.2. Altura de planta

La medición de esta variable se hará colocando una regla desde el comienzo del rizoma hasta donde nace la hoja más reciente. Para la toma de datos de esta variable se hicieron 6 repeticiones la primera a los diez días de trasplante y luego cada tres días.

4.9.3. Diámetro del tallo

La medición de esta variable se hizo en milímetros haciendo uso de un pie de rey a una altura de 2 cm de la base del suelo. Para la toma de datos de esta variable se hicieron 6 repeticiones la primera a los diez días de trasplante y luego cada tres días.

4.9.4. Peso de raíz

Para la evaluación de esta variable se extrajo la planta del recipiente en el cual se sembró luego se lavó la raíz bajo caudal para evitar el daño de las mismas con la ayuda de una navaja se separó la parte foliar de la radicular. Después realizar este procedimiento se colocaron las raíces en papel toalla para extraer la humedad que quedo en las raíces luego se procedió a pesar la zona radicular la toma de datos de esta variable se hizo a los 30 días después de trasplante.

4.9.5. Volumen de raíz

Para la medición de esta variable se utilizaron las mismas raíces que se pesaron, el volumen se obtuvo utilizando el principio de Arquímedes, se introdujo la raíz en una probeta y de allí se obtuvo el volumen la toma de datos de esta variable se hizo a los 30 días después de trasplante.

4.9.6. Selección de hospedero *B.tabacci*

La toma de datos de esta variable se realizó 10 días después del trasplante del cultivo de tomate se introdujeron las moscas blancas y se realizaron conteos de la misma durante 10 días en horarios de 6:00 AM.

4.9.7. Porcentaje de huevos por tratamiento

Para forzar la ovoposición de los insectos (*B. tabacchi*) se liberaron 1100 moscas blancas en una cámara de cría con las siguientes medidas (Ancho = 0.50 m y largo = 0.50 m y alto = 0.50 m) y se realizaron conteos de huevos por tratamiento para determinar el porcentaje tomando al testigo como un 100%.

4.9.8. Porcentaje de ninfas por tratamiento

Para calcular el porcentaje de ninfas por tratamiento se forzó a la *B. tabacchi* a ovipositar en una cámara de cría con las siguientes medidas (Ancho = 0.50 m y largo = 0.50 m y alto = 0.50 m) y luego seguir el ciclo y contar el número de huevos que eclosionaron por cada tratamiento tomando el número de ninfas como el 100% para hacer la comparación hacia los demás tratamientos inoculados con HE.

4.10. Análisis estadístico

Se realizará a cada una de las variables en estudio una prueba de ANOVA, de resultar significativo indicará promoción de crecimiento y tolerancia a plagas y enfermedades en los cultivos estudiados, se procederá a la aplicación de prueba de medias LSD FISHER,

A través del cual se identificará con mayor precisión las diferencias tanto en tratamientos, repeticiones y cultivos en estudio esto nos ayudará a llegar a establecer mejor las expectativas a lograr.

V. RESULTADOS Y DISCUSION

5.1. Cultivo de maíz

5.1.2. Porcentaje de colonización

En la (figura 1) los resultados demuestran un 93.33% de los aislados con capacidad para colonizar las plantas inoculadas de maíz, donde los tratamientos 2A Tomate 3 y Tomate 2 presentaron el mayor porcentaje de plantas colonizadas con el 100%, seguido de Vernon 6 con 98.81%, Hogge 5 y Hogge 3 con 97.62%. El tratamiento que mostró menor porcentaje de colonización fue Berenjena 1 con 77.38%. Los demás tratamientos están en un rango de 79.76-95.24% de plantas colonizadas.

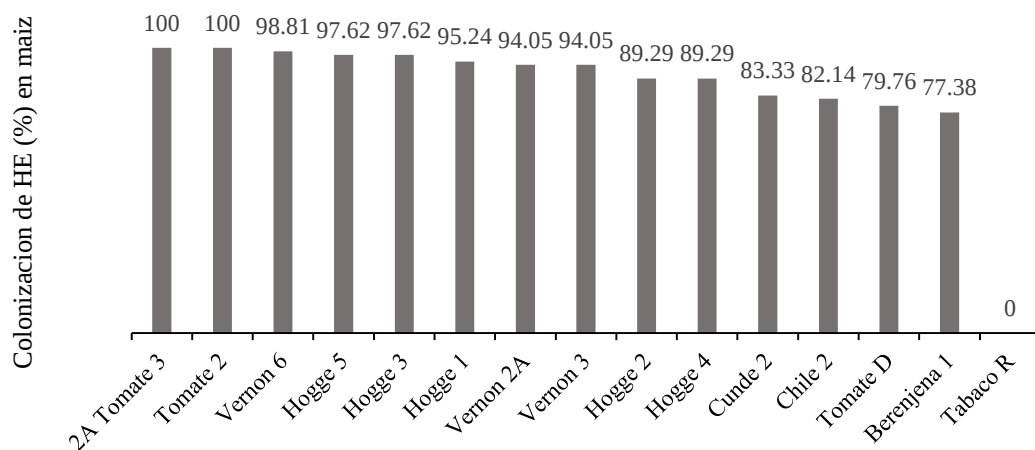


Figura 1. Porcentaje de colonización de hongos endofiticos en raíces de plantas de maíz inoculadas con 14 aislados,

Seis de los aislados con mejor colonización (Tomate 2, con 100% 2A Tomate 3 con 100%, Vernon 6 con 98.81%, Hogge 97.62% 3, Hogge con 97.62% 5 y Hogge 1 con 95.05%), pertenecen al género *Trichoderma* y en segundo lugar están Vernon 2A y Vernon 3, cunde 2 con 83.33% es el mejor aislado del genero *Fusarium* pero se comporta similar estadísticamente a los aislados chile 2 y tomate D, el aislado con menor porcentaje de colonización es berenjena 1 77.38% perteneciente al género *Fusarium* los 10 aislados del genero *Trichoderma* mostraron mayor colonización y los 4 del *Fusarium* menor el aislado tabaco R que pertenece al género *Fusarium* presento un 0% de colonización.

Resultados similares fueron encontrados en plantas de tomate evaluadas en la fase de vivero la colonización por planta no nos indica cual será el mejor aislado para promoción de crecimiento y para inducción de resistencia ya que no existe una relación directa entre colonización, promoción de crecimiento y resistencia. (Zabulón, 2013)

Tomate 2 y 2A Tomate 3, aislados que pertenecen al género *Trichoderma*, obtuvieron un 100% de colonización en las tres zonas evaluadas, el aislado Hogge 5 mostro un mayor grado de colonización en la zona 2 y 3. Asimismo, es importante resaltar Tomate D (79.76%) y Chile 2 (82.14%) reportaron los menores porcentajes de colonización perteneciendo estos dos últimos aislados al género *Fusarium*.

Cuadro 4. Porcentajes de colonización por zonas en plantas de cultivo de maíz (Z. mays) var. Sintético lempira inoculadas con 14 aislados de HE.

Tratamientos	% de colonización		
	Zona 1	Zona 2	Zona 3
Vernon 3	89.285	92.855	100
Hogge 5	92.8575	100	100
Berenjena 1	64.285	89.285	78.57
Tomate 2	100	100	100
Hogge 1	85.715	100	100
Hogge 3	92.8575	100	100
Vernon 6	96.4275	100	100
Hogge 2	78.57	89.285	100
Vernon 2A	89.285	100	92.8575
2A Tomate 3	100	100	100
Chile 2	78.57	92.855	75
Tomate D	67.855	85.7125	85.7125
Cunde 2	60.715	89.2825	100
Hogge 4	78.57	96.4275	92.8575

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

De acuerdo a los datos obtenidos en el (Cuadro 5), donde se obtuvieron resultados favorables para la zona dos estos resultados son similares a los obtenidos por (Zabulón, 2013). (Núñez y Pocasangre, 2012) encontraron resultados similares en el cultivo de maíz Inoculados con HE presentándose un gradiente de colonización siendo mayor en la raíz con un promedio de 47%.

5.1.3. Altura de planta

Para esta variable se encontraron diferencias estadísticas significativas en los tratamientos evaluados según ANAVA con $p = (0.0430)$, los tratamientos a base de *Trichoderma* Vernon 6 (38.67 cm), Vernon 3 (38.51 cm), Hogge 3 (38.45 cm), Hogge 5 (38.16 cm), 2A Tomate 3 (38.04 cm) son los que obtuvieron el valor más alto y en segundo lugar se encuentran Tomate 2 (37.86 cm), Hogge 1 (37.65 cm), Vernon 2A (37.20 cm) y Hogge 4 (37.17 cm) fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (33.71 cm), mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron a este último (figura 2).

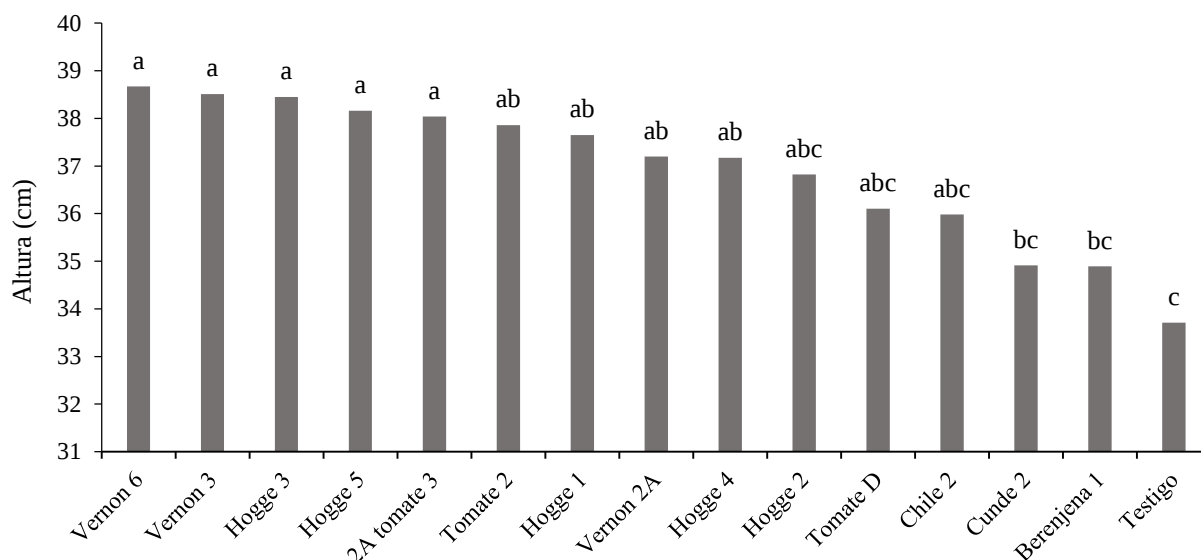


Figura 2 Altura de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Menjívar (2005), encontró que plantas de banano protegidas con *Trichoderma* y *Fusarium* mostraron una mayor promoción de crecimiento en lo que respecta a altura y emisión foliar comparado con el testigo. Meneses (2003), obtuvo un efecto en la promoción de crecimiento en plantas de banano inoculadas con hongos endofiticos, reflejado en un incremento (39 y 19% en comparación a testigo. Vu (2005), reportó que después de dos inoculaciones en plantas de banano con *Fusarium oxysporum* bajo condiciones de invernadero, no hubo diferencias significativas para peso aéreo y radicular con relación al testigo.

5.2.3. Diámetro de tallo

En cuanto a esta variable, los tratamiento a base de *Trichoderma* (figura 3) representados por Vernon 3 (10.11 mm), Vernon 6 (10.02 mm), Hogge 3 (9.96 mm), Tomate 2 (9.93 mm) y Hogge 5 (9.91 mm) fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (9.22 mm), mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron a este último. Resultados similares fueron encontrados por Cañizares (2003) en plantas de banano y plátano protegidas con hongos endofiticos,

donde muestra incrementos en peso foliar y radical (24% y 38%, respectivamente) por encima del control.

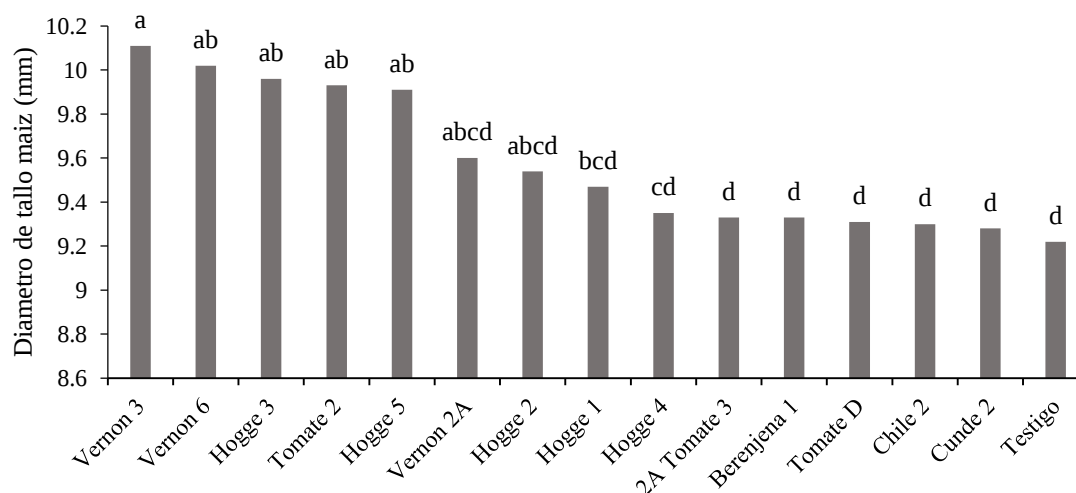


Figura 3 Diámetro de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Resultados similares fueron encontrados por Cañizares (2003) en plantas de banano y plátano protegidas con hongos endofíticos, donde muestra incrementos en peso foliar y radical (24% y 38%, respectivamente) por encima del control.

5.1.4. Peso de raíz

En cuanto a esta variable los tratamientos a base de *Trichoderma* Vernon 3 (100.83 g), Hogge 2 (99.50 g), Vernon 6 (89.68 g) 2A Tomate 3 (87 g), Hogge 3 (87 g), Tomate 2 (86.57 g), Hogge 4 (84.57 g) son los que el valor más alto y en segundo lugar se encuentra Hogge 1 (78.58 g) fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (52.88 mm) mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron a este último (figura 4)

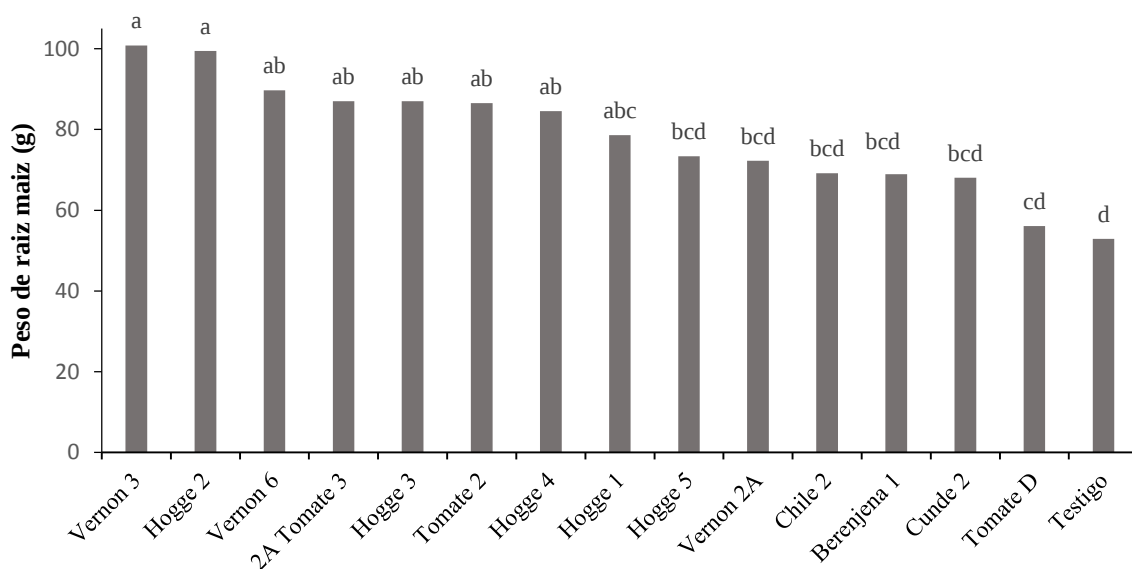


Figura 4. Peso de raíz de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Vu (2005), reportó que después de dos inoculaciones en plantas de banano con *Fusarium oxysporum* bajo condiciones de invernadero, no hubo diferencias significativas para peso aéreo y radicular con relación al testigo

Trabajos con *Trichoderma* sobre pasto estrella realizados por Agudelo et al. (2001) demostró una ganancia en peso seco cercana al 23%, mientras en longitud de raíces y estolones incremento en un 30%. En banano, Meneses (2003), demostró que las plantas inoculadas con los hongos endofíticos correspondiente al género *Trichoderma*, tuvieron un incremento altamente significativo en peso del sistema foliar con un 29%, al compararlo con el testigo absoluto. Resultados similares fueron encontrados por zum Felde (2002), quien encontró que plantas inoculadas con los aislados del genero *Trichoderma* y *Fusarium*, incrementan el peso de raíces y del sistema foliar en plantas de banano de acuerdo a Howell (2004), Harman et ál. (2004) y Vinale et ál. (2008) *Trichoderma* spp., incrementara los parámetros de peso con la interacción de los aislados.

Esto es favorecido por la colonización y el establecimiento de los aislamientos endofíticos de *Trichoderma* spp, en la rizosfera, promoviendo el crecimiento radical, del

follaje y la disponibilidad de nutrientes como nitrógeno, fosforo, potasio, manganesio y hierro, vital para aumentar la resistencia a las enfermedades y mejorar la producción.

5.1.5. Volumen de raíz

Para esta variable los datos obtenidos gráfica (Figura 5) y estadísticamente reflejan diferencias significativas para los diferentes tratamientos. Los tratamientos a base de *Trichoderma* siendo Vernon 3 (89.67 ml) y Hogge 2 (86.82 ml) presentaron mayor volumen radicular, mientras Vernon 6 (77.33 ml), 2A Tomate 3 (76 ml), Hogge 3 (75.33 ml) y Tomate 2 (74.83 ml) mostraron ser iguales entre ellos respectivamente, pero superiores y diferentes estadísticamente al testigo (45.73 ml). Los demás tratamientos mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron a este último.

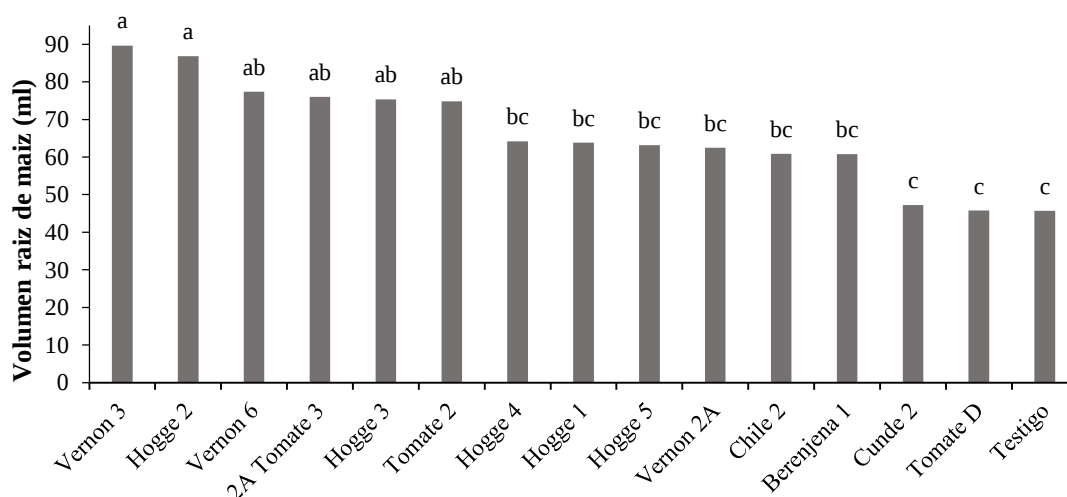


Figura 5. Volumen de raíz de plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Resultados similares fueron encontrados por Pocasangre (2008) en vitroplantas de banano variedad Gros Michel (AAA) inoculadas con cepas FOC4 y FOC2 del genero *Trichoderma* incrementaron el peso de la raíz, el peso del follaje y de la planta desde un 109% hasta 148% respectivamente en comparación al testigo absoluto.

5.1.6. Comportamiento de la larva de *S. frugiperda* respecto al huésped

Los datos evaluados en esta variable (figura 6) los muestran que los tratamientos a base de *Fusarium* Berenjena 1 fue el mejor porque en plantas inoculadas con dicha cepa fue donde se presentó mayor mortalidad (cuatro larvas), los demás tratamientos del genero *Fusarium* se comportaron igual al tratamiento Vernon 6 aislado del genero *Trichoderma* ya que en plantas inoculadas con dicha cepa se contabilizo (muerte de 3 larvas)

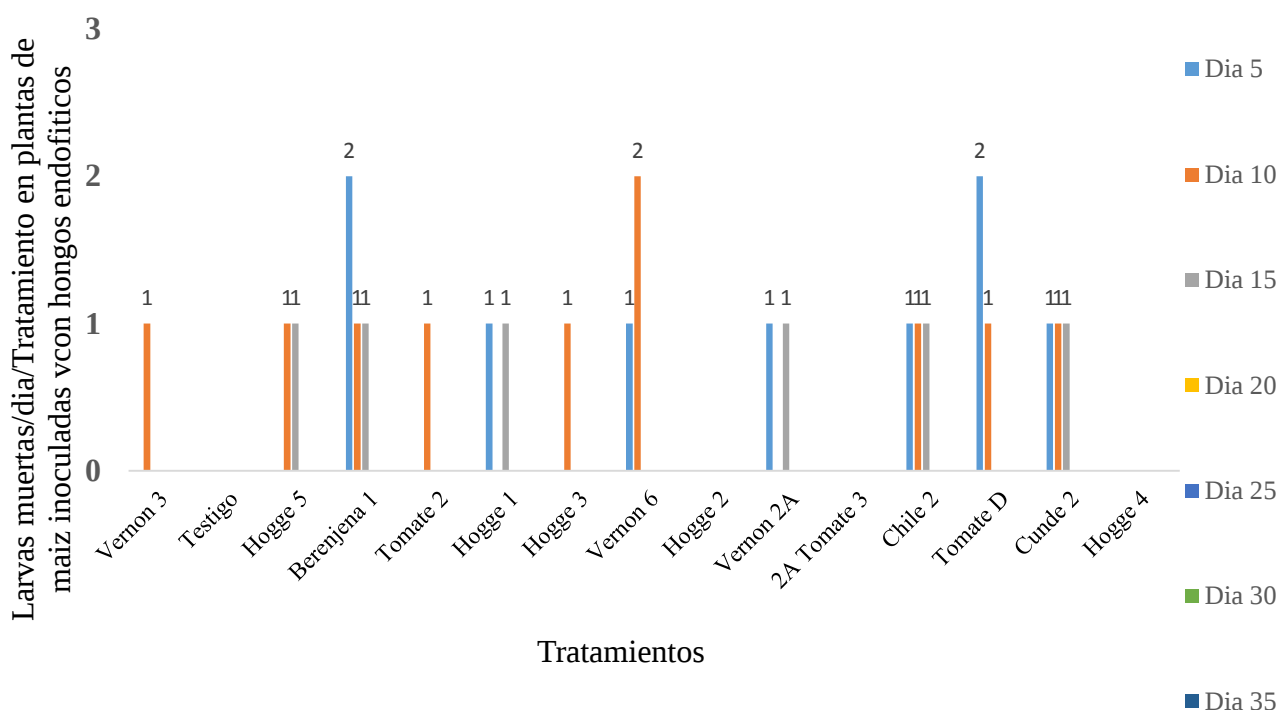


Figura 6. Comportamiento de larvas de *S. frugiperda* en plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

5.1.7. Daño provocado por la larva *S. frugiperda*

Los datos obtenidos en esta variable (figura 7), presentan diferencia estadística altamente significativa según ANAVA $p = (0.0001)$ en donde, de todos los tratamientos evaluados, solo Hogge 5 (3.17%) no fue diferente al testigo, el resto mostraron una reducción del daño diferente estadísticamente a este. Tres de los cuatro tratamientos a base de *Fusarium* mostraron superioridad de biocontrol a los tratamientos inoculados de *Trichoderma*.

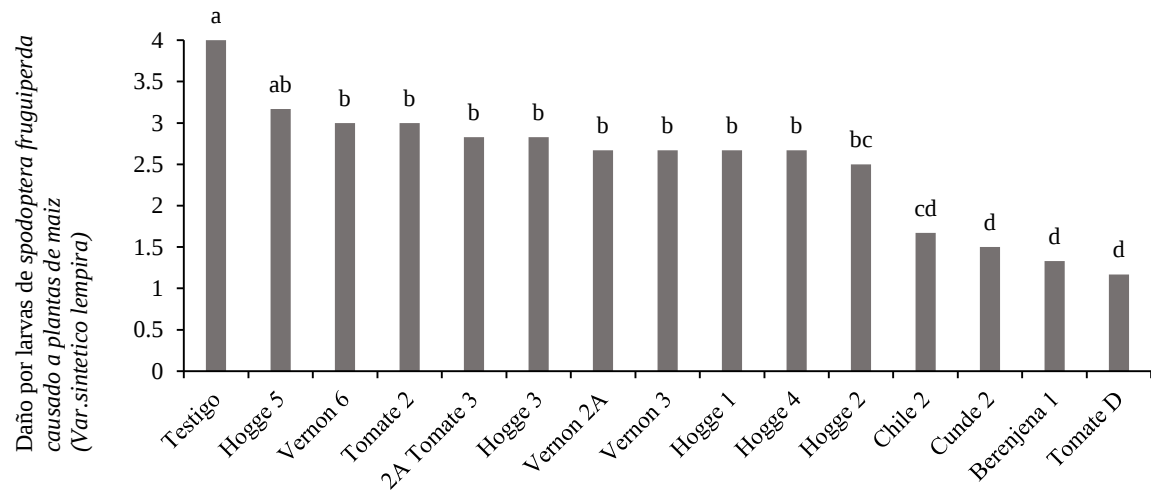


Figura 7. Daño de larvas de *S. frugiperda* a plantas de maíz evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

5.2. Discusión cultivo de tomate

5.2.1. Porcentaje de colonización

5.2.2. Porcentaje de colonización por planta

En la figura (8) los resultados demuestran un 93.33% de los aislados con capacidad para colonizar las plantas inoculadas de tomate, donde los tratamientos Hogge 2, Hogge 3, Hogge 5, Tomate 2, 2A Tomate 3 pertenecientes a los aislados de *Trichoderma* y Cunde 2 aislado de *Fusarium* presentaron un 100% de plantas colonizadas mostrando significancia estadística en comparación con los demás tratamientos que no presentaron diferencia significativa. Los menores porcentajes de colonización los obtuvieron los aislados de *Fusarium*: Berenjena 1 con 59.52%, Hogge 1 con 70.24% (aislado de *Fusarium*), Chile 2 con 71.43%, Tabaco R con 72.62% y Tomate D con 76.19%.

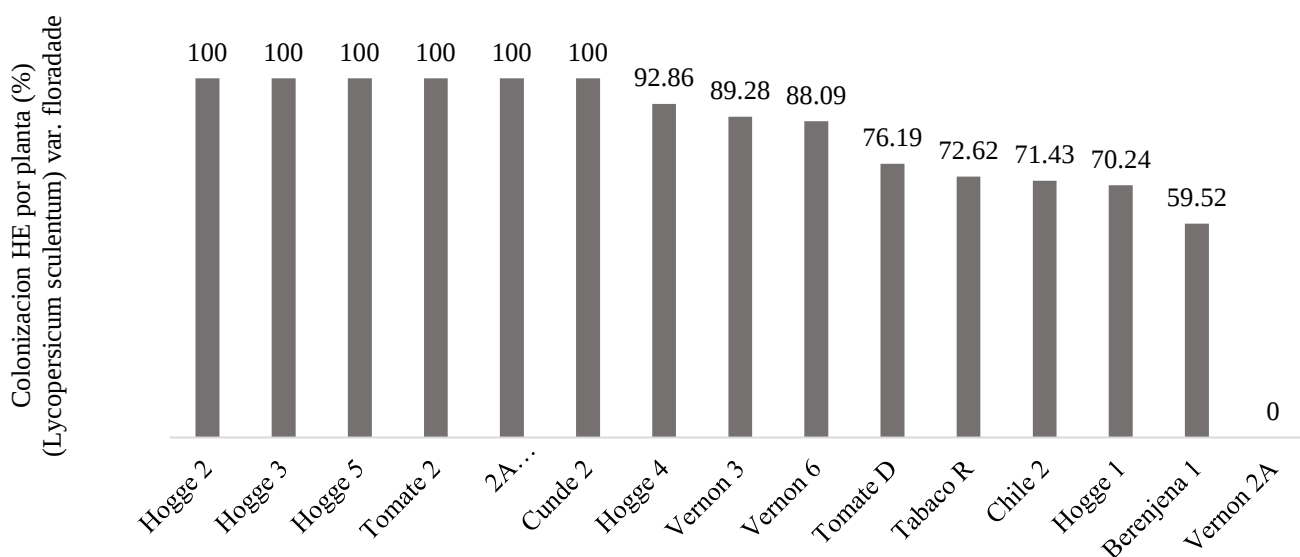


Figura 8. Porcentaje de colonización de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos.

Cuadro 6. Colonización de HE en raíz de plantas de tomate (*lycopersicum sculentum*) var. Floradade inoculadas con 14 aislados.

Tratamientos	% De colonización HE		
	Zona 1	Zona 2	Zona 3
Berenjena 1	42.8575	78.57	57.1425
Vernon 6	78.57	89.285	96.4275
Tabaco R	67.8575	75	75
Hogge 3	100	100	100
2A Tomate 3	100	100	100
Hogge 1	53.57125	78.57	78.57
Cunde 2	100	100	100
Hogge 4	78.57	100	100
Vernon 3	85.7125	89.285	92.855
Chile 2	67.855	71.4275	75
Tomate 2	100	100	100
Hogge 2	100	100	100
Hogge 5	100	100	100
Tomate D	71.4275	71.4275	85.715

Creacion propia (Castro Urbina, 2016)

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

Resultados similares fueron encontrados por Zabulón (2013) aislados del genero *Trichoderma* con 96% de colonización en plantas de tomate, datos obtenidos son similares con los obtenidos por (Núñez y Pocasangre, 2012) realizados a los diferentes tejidos de las plantas de arroz mostraron que el mayor porcentaje de colonización de la raíz se obtuvo con el tratamiento Endo 2, con un 92 %, también Barrios (2006) encontró que en vitroplantas de banano inoculadas con hongos endofíticos, el mayor porcentaje de colonización por parte de los hongos es en la raíz, seguido por el cormo, pseudotallo y hojas. Asimismo 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).

Según (Fratnken et al. 2002). Afirma Algunas cepas de *Trichoderma* establecen largos periodos de colonización en las raíces de las plantas, penetrando en el interior de la epidermis donde producen compuestos capaces de inducir local o sistémicamente una respuesta de defensa por parte de la planta. La síntesis y acumulación de fitoalexinas,

flavonoides, terpenoides, derivados fenólicos y otros compuestos antimicrobiales, actúan contra la invasión de hongos patógenos (Chet et al. 2006; Harman et al. 2004).

5.2.3. Altura de planta

Los datos evaluados para esta variable reflejan diferencias estadísticas significativas para los tratamientos según ANAVA con un $p = (0.0001)$ siendo Vernon 3 (19.48 cm), Hogge 2 (18.98 cm), Hogge 1 (18.19 cm), Vernon 6 (18.19 cm) de altura (Figura 9) En segundo lugar Tomate 2 (17.82 cm), Hogge 3 (17.62 cm), Hogge 5 (17.52 cm) en tercer lugar 2A Tomate 3 (17.33 cm), Hogge 4 (17.04 cm). todos los tratamientos antes descritos pertenecen al género *Trichoderma* y obtuvieron resultados superiores en comparación al testigo que mostró un menor valor (14.86 cm). Los aislados del género *Fusarium* Berenjena 1 (16.92 cm), Tomate D (19.66 cm) Fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (14.86 cm).

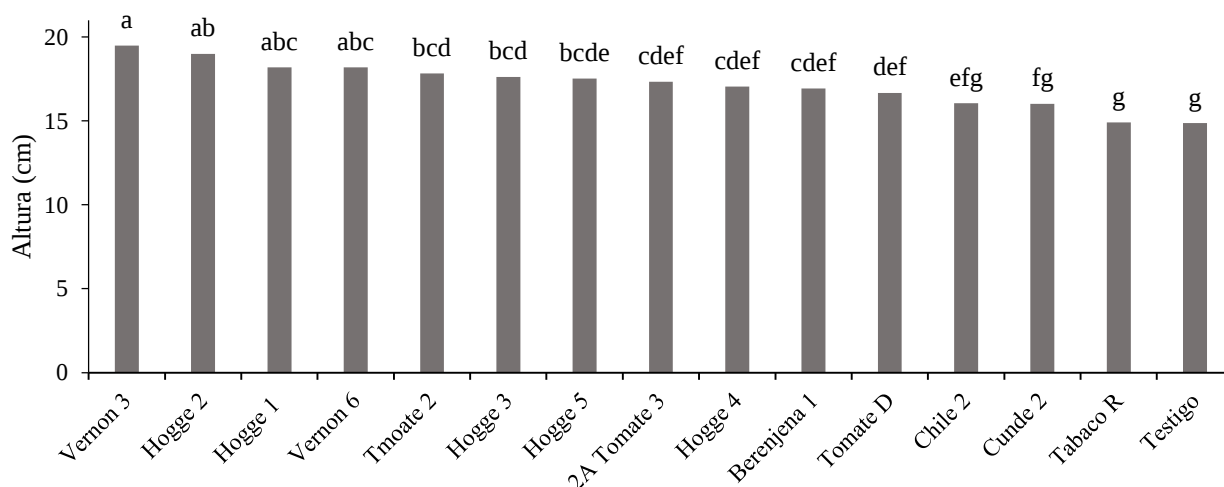


Figura 9. Altura de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Según (Benítez et al. 2004). La colonización de las raíces por *Trichoderma*, además, de aumentar el crecimiento y desarrollo de las raíces, puede también aumentar la productividad del cultivo, darle resistencia al estrés abiótico y una eficiente toma y uso

de nutrientes por parte de la planta Chet *et al.* (1997), afirma que la producción en los cultivos puede incrementarse hasta un 300% después de la inoculación de *Trichoderma*.

5.2.4. Diámetro de tallo

Los datos obtenidos para esta variable reflejan diferencias estadísticas significativas según ANAVA con un $p = (0.0001)$ En cuanto a esta variable (Figura 10), los tratamientos del género *Trichoderma* tratamiento Vernon 6 (4.78 mm), Tomate 2 (4.50 mm) son los que obtuvieron el valor más alto y en segundo lugar se encuentran Hogge 4 (4.32 mm), (Hogge 3 (4.31 mm), 2A Tomate 3 (4.30 mm) Hogge 1 (4.28 mm), Vernon 3 (4.28 mm), Hogge 2 (4.25 mm) Fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (3.82 mm) mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron a este último.

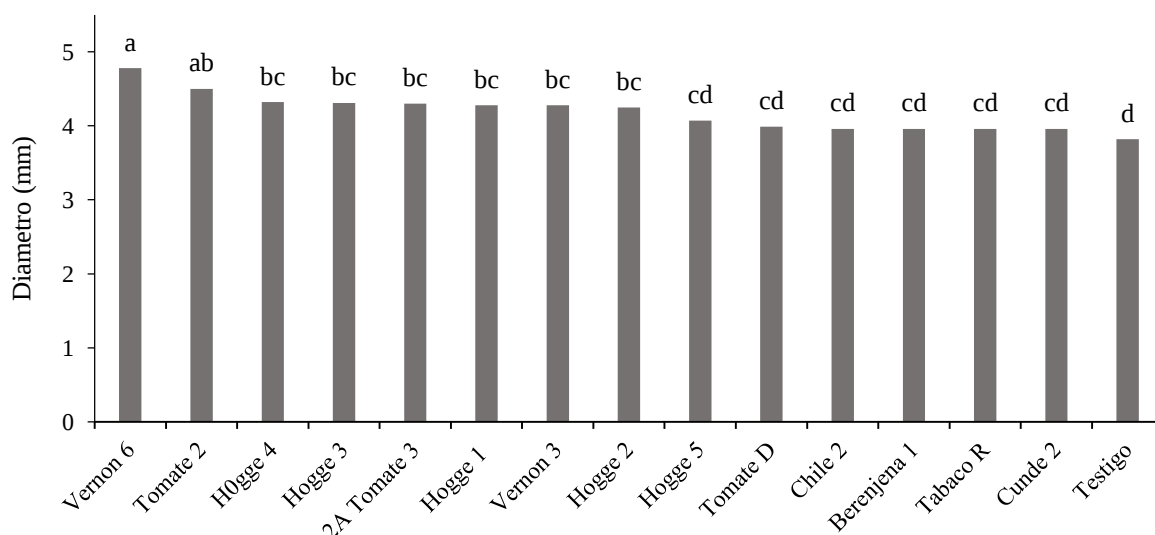


Figura 10. Diámetro de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Datos similares fueron obtenidos por Zabulón (2013) donde los aislados del género *Trichoderma* son los que obtuvieron los valores más altos el aislado SV-3 fue el más alto, también se demuestra que el género *Fusarium* no es un género que se caracteriza por ser promotor de crecimiento

Los resultados anteriores concuerdan con los encontrados por Xalxo *et al.* (2013) en cultivos de café (*Coffea arabica*), higo blanco (*Picuscarica L.*), melón (*Cucumis melo*) y aguacate (*Persea americana L.*); sin embargo, el incremento en el área foliar de las plantas de arveja fue inferior al café, pero superior a todos los demás cultivos, por lo que la arveja en comparación tiene una reacción intermedia a la aplicación de *Trichoderma*. Efectos similares fueron informados por Danger *et al.* (2000) en *Solanum lycopersicun L.* cuando evaluaron cepas nativas de *Trichoderma spp.* En concentraciones 1×10^6 ufc/ g de sustrato Estos autores determinaron incrementos de 9,87 a 11,39% en la altura de plántula con relación al testigo sin la aplicación de inoculantes.

5.2.5. Peso de raíz

En cuanto a esta variable (Figura 11), los tratamientos del genero *Trichoderma* tratamiento Vernon 6 (4.78 mm), Tomate 2 (4.50 mm) son los que obtuvieron el valor más alto y en segundo lugar se encuentran Hogge 4 (4.32 mm), (Hogge 3 (4.31 mm), 2A Tomate 3 (4.30 mm) Hogge 1 (4.28 mm), Vernon 3 (4.28 mm), Hogge 2 (4.25 mm) con valores superiores al testigo (3.82 mm) mientras que el resto de los tratamientos evaluados no se diferenciaron al testigo.

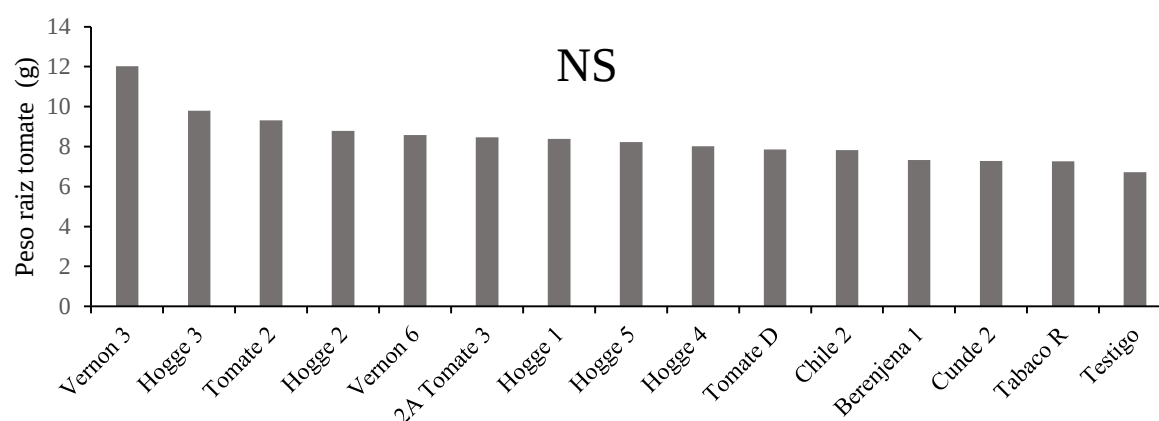


Figura 11. Peso de raíz de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Resultados encontrados por Chaves et al. (2009) demostraron que hongos endofíticos promueven el crecimiento de vitroplantas de banano, encontrando un incremento de peso total en plantas protegidas con el hongo *T. atroviride* de 38.36 g, comparando con el testigo que alcanzó un peso total de 34.06 g.

5.2.6. Volumen de raíz

Los datos obtenidos para esta variable reflejan diferencias estadísticas significativas para los tratamientos según ANAVA con un $p = (0.0001)$ (En la figura 12) para el tratamiento Vernon 3 (12.17ml) es el tratamiento que mostro el valor más alto en segundo lugar se encuentran Hogge 3 (9.83 ml) Tomate 2 (9.42 ml), Hogge 2 (8.80 ml). Fueron los únicos diferentes estadísticamente con valores superiores al testigo (6.75 ml) mientras que el resto de los tratamientos evaluados no son diferentes a este ultimo

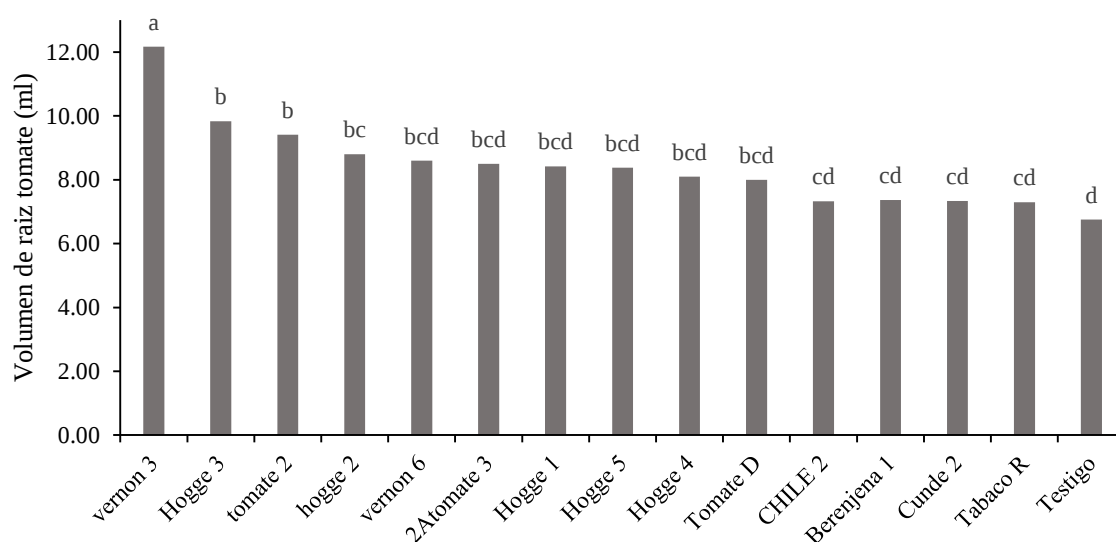


Figura 12. Volumen de raíz de plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Asimismo, Cassambai et al. (2012) encontraron que el volumen de raíces de plantas inoculados con el mismo hongo endofítico (*T. atroviride*) fue de 10.98 cm³, comparado con el testigo que mostró un valor de 6.58 cm³.

Estos resultados concuerdan con los reportes sobre la producción de factores de crecimiento (auxinas, giberelinas y citoquininas) por *T. harzianum*, los cuales son liberados al medio y estimulan la germinación y los desarrollos de las plantas (Altomare et al., 1999; Valencia et al., 2005).

5.2.7. Selección de hospedero *B.tabaci*

Los datos obtenidos demuestran que hay una alta diferencia (figura 13) significativa para los tratamientos que se inocularon con los aislados del genero (*Trichoderma* y *Fusarium*) Los aislados del genero *Trichoderma* (vernon 6 con 35.2%, fue el que mejor respuesta de resistencia obtuvo, seguido por 2A Tomate 3 con 31%, Hogge 3 con 29.8%, Tomate 2 con 29%, Hogge 4 con 29%, con Hogge 1 con 28.4%, Vernon 3 con 27.2%, Hogge 2 con 26%, Hogge 5 con 25.6). todos los HE mostraron ser iguales entre ellos excepto vernon 6 pero superiores y diferentes estadisticamente al testigo, mientras el genero *Fusarium* es el que mejor resistencia a plagas con los promedios mas bajos, siendo el aislado cunde 2 que obtuvo el mejor promedio con 17% menor a todos los aislados de su genero y en comparacion al testigo presento una reduccion (53%) lo cual nos indica que es el superior

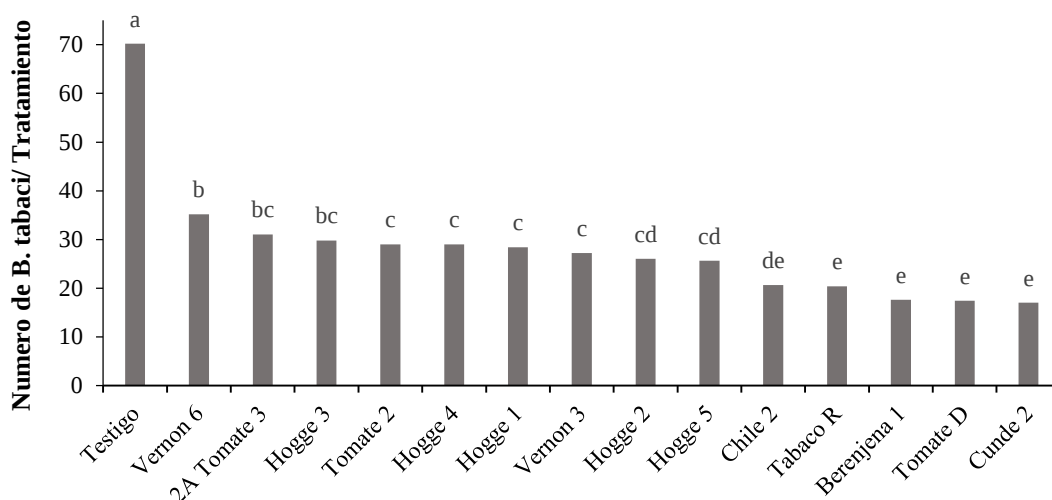


Figura 13. Numero de moscas en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofiticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Según Narisawa *et al.* 2002). Algunos aislados endofiticos actúan antagónicamente contra múltiples plagas y/o patógenos simultáneamente. En los cultivos de plátano y banano, la taxa de hongos endofiticos más predominante, sin duda es el género *Fusarium* spp. (Ali *et al.* 2002; Hallman and Sikora 1996). No obstante, trabajos realizados con cepas de *Trichoderma atroviride* inoculadas en vitro plantas de banano, en etapa de vivero, mostraron un efecto en la Promoción de crecimiento para altura de la planta, diámetro del pseudotallo y emisión foliar (Menjívar 2005). Para este mismo cultivo, Meneses (2003), encontró valores en peso del sistema radical (39%) y sistema foliar (19%) mayores que el testigo absoluto, así como, un incremento en altura y diámetro del pseudotallo.

En términos de producción de biomasa, plantas de banano de los cultivares Nakyetengu y Nfuuka (AAA-EA), inoculadas con aislados endofíticos de *Fusarium concentricum* mostraron incrementos significativos para esta variable (Griesbach 2000).

5.2.8 Porcentaje de huevos por tratamiento

Para el análisis de esta variable (figura 14) se tomó el número de huevos del testigo como un 100% y así determinar cuáles fueron los aislados que se comportaron diferente

al testigo los tratamientos a base de *Trichoderma* Hogge 2 (67.71%), 2A Tomate 3 (67.71%) fueron los que mejor resultado obtuvieron en la reducción de la ovoposición en comparación a los de su género pero los que mejor se comportaron fueron los aislados del genero *Fusarium* el que indujo una mejor respuesta fue el aislado chile 2 (30.21%) seguido de berenjena 1 (33.33%), Tomate D (38.54%), Cunde 2 (40.63%), Tabaco R (44.79) explícitamente está demostrado gráficamente y porcentualmente que los aislados del genero *Fusarium* son los mejores.

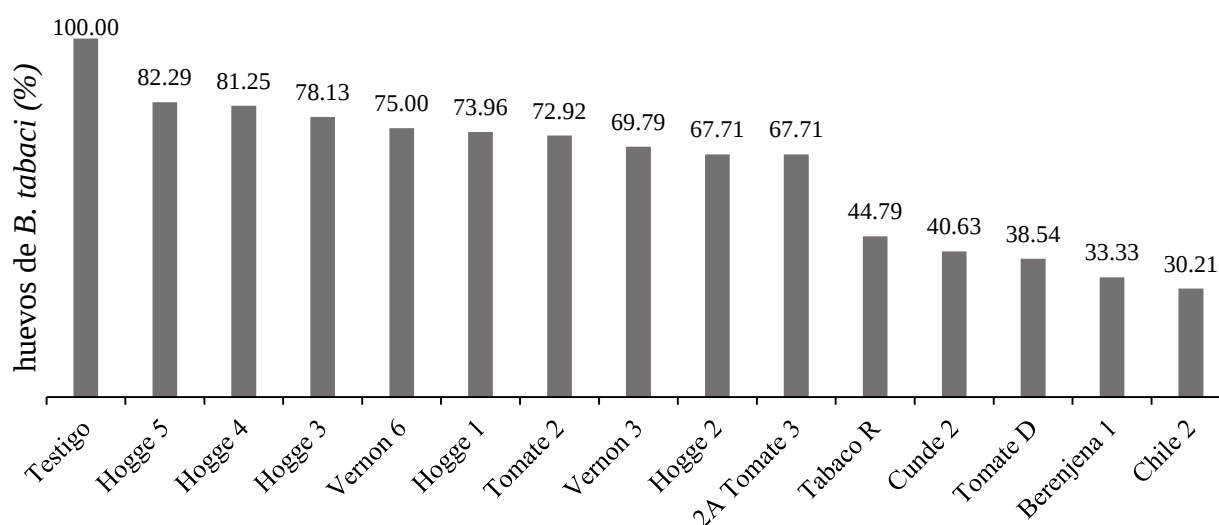


Figura 14. Porcentaje de huevos por tratamiento en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

Yadidia et al. (1999) y Vinale et al. (2008) demostraron que el movimiento de las especies de *Trichoderma* en la rizosfera, se realiza por medio de sus hifas en continuo crecimiento que exploran y penetran la corteza de las raíces, colonizando los tejidos de las plantas. Esto favorece un nicho nutricional para *Trichoderma* y una simbiosis con la planta al protegerla de las enfermedades.

5.2.9. Porcentaje de ninfas por tratamiento

Para el análisis de esta variable (figura 15) se contó el número de huevos del testigo y se tomó como un 100% y así determinar cuáles fueron los aislados que se comportaron diferente al testigo los tratamientos a base de *Trichoderma* Vernon 3 (47.83%), 2A Tomate 3 (55.43%) fueron los que mejor resultado obtuvieron en la reducción del

porcentaje de ninfas en comparación a los de su género pero los que mejor se comportaron fueron los aislados del genero *Fusarium* el que indujo una mejor respuesta fue el aislado Berenjena 1 (17.39%) seguido Chile 2 (18.48%), Cunde 2 (25%), Tabaco R (27.17%), Tomate D (29.35%) explícitamente está demostrado gráficamente y porcentualmente que los aislados del genero *Fusarium* son los mejores para la reducción de la eclosión de ninfas.

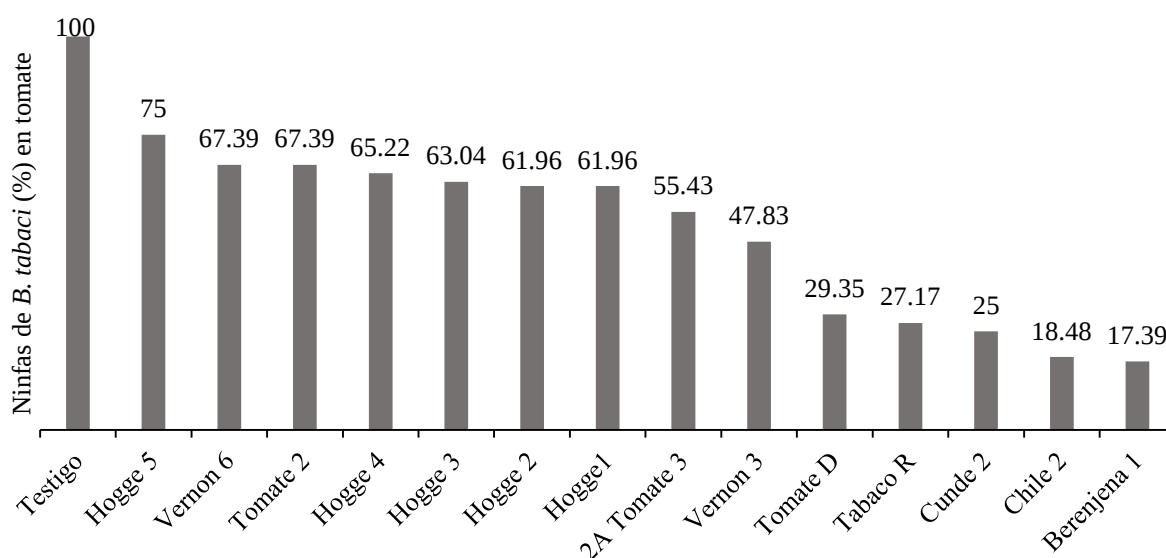


Figura 15. Porcentaje de huevos por tratamiento en plantas de tomate evaluadas con 14 aislados de hongos endofíticos. Columnas con letras distintas, representan diferencia significativa según la prueba de LSD ($p < 0.05$).

La relación de *Trichoderma* en la planta ha sido estudiada por varios autores (Yadidia et al., 2003; Harman et al., 2004; Hanson y Howell, 2004), quienes determinaron que el hongo activa la expresión de los genes de la planta respondiendo con un sistema de defensa, promoviendo el crecimiento de la planta, desarrollando el sistema radical y mejorando la absorción y disponibilidad de nutrientes; creando una zona favorable para el biocontrol de patógenos e incrementando el antagonismo. También las especies de *Trichoderma* son capaces de colonizar la superficie de las raíces y causar cambios sustanciales en el metabolismo de las plantas, promoviendo el crecimiento, incrementando la disponibilidad de nutrientes, mejorando la producción de los cultivos y aumentando la resistencia de las enfermedades y plagas (Harman et al., 2004; Vinale et al., 2008).

VI. CONCLUSIONES

Los aislados del genero *Trichoderma* revelan un mayor éxito en la colonización en tejido de raíz por planta del cultivo de tomate, comparado con los aislamientos de *Fusarium*, hecho que se atribuye a la rápida capacidad reproductiva y adaptación de *Trichoderma* a las diferentes condiciones fisiológicas.

El porcentaje de colonización de algunos aislados es mayor en la zona dos esto se debe a que en la zona uno hay una constante división celular y el tejido de esta zona 1 se convierte en tejido celular de la zona 2.

En el cultivo de maíz el porcentaje de colonización de la zona 2 es superior a la zona 1 y 3, en el cultivo de tomate el porcentaje de colonización de la zona tres es superior a la zona 2 con un porcentaje de 0.51%.

No se muestra una relación directa entre porcentaje de colonización y promoción de crecimiento de HE en los cultivos de maíz y tomate..

No se observó una relación directa entre porcentaje de colonización e inducción de resistencia de HE en los cultivos de maíz y tomate..

Los aislados del genero *Trichoderma* son mejores inductores de crecimiento comparados con los aislados del genero *Fusarium*.

Los aislados del genero *Fusarium* son superiores a los aislados del genero *Trichoderma* para inducir resistencia en tomate contra *B. tabaci*.

Las cepas que obtuvieron resultados superiores en cuanto a promoción y crecimiento fueron las que se obtuvieron del banano vernon (Vernon 3 y 6) en cada una de las variables de promoción y crecimiento en ambos cultivos (Tomate y Maíz).

VII. RECOMENDACIONES

Realizar estudios más amplios para evaluar el porcentaje de colonización en diferentes cultivos, en especial los de mayor demanda a nivel nacional como internacional.

Efectuar estudios con los hongos endofíticos para determinar que otras áreas de la planta se pueden hacer pruebas de colonización.

Crear diferentes tipos de metodologías de inoculación para determinar cuál es la más efectiva no solo en condiciones semi controladas, también en campo abierto.

Considerar realizar un análisis costo/beneficio

BIBLIOGRAFÍA

Alabouvette, C; Lemanceau, P; Steinberg, C. 1993. Recent advances in the biological control of Fusarium wilts. Pesticides Science 37(4):365-373.

Aplicación de Bokakashi en el cultivo de maíz 2014 (en línea) consultado el 19 de julio 2015 disponible en <http://www.monografias.com/trabajos104/aplicacion-bokakashi-cultivo-maiz/aplicacion-bokakashi-cultivo-maiz.shtml>.

Arauz Cavallini, L. F. 1998. Fitopatología: un enfoque agroecológico. 1era edición. Editorial de la Universidad de Costa Rica. 467 pp.

Arauz, L. F. Fitopatología: Un Enfoque Agroecológico. San José, Costa Rica. Editorial de la Universidad de Costa Rica. 1998.

Banano y plátano 15 de Agosto Guayaquil, Instituto Nacional EC; Autónomo Investigaciones Agropecuarias. 35 p.

Bandara, WMMS; Seneviratne, G; Kulasooriya, SA. 2006. International among endophytic bacteria and fungi: effect and potentials. J. Biosci 31:645-650. Beckman, CH. 1987. The Nature of Wilt Diseases of Plants. St. Paul, Minnesota, US. 182 p.

Beckman, CH. 1987. The Nature of Wilt Diseases of Plants. St. Paul, Minnesota, US. 182 p

Booth, C. 1984. The Fusarium problem: historical, economic, and taxonomic aspects. In Moss, MO; Smith, JE. eds. The Applied mycology of Fusarium. Cambridge. GB. Cambridge University Press. 1-13 p.

CATIE (Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza) 1994, guía técnica para el manejo integrado de plagas en el cultivo de maíz (en línea).consultado 23 julio de 2015. Disponible en <http://orton.catie.ac.cr/repdoc/A7040E/A7040E.PDF>

CESAVEG. 2011, manejo integrado de plagas en el cultivo de maíz (en línea) consultado 25 de agosto de 2015. Disponible en <http://cse.naro.affrc.go.jp/konishi/isaea.htm>.

Clement, S.L., Kaiser, W.J., Eichenseer, H., 1994. *Acremonium* endophytes in germplasms of major grasses and their utilization for insect resistance. In: Bacon, C.W., White, J. (Eds.), *Biotechnology of Endophytic Fungi of Grasses*. CRC Press, Boca Raton, FL, pp. 185–199.

Esposito, E.; Da Silva M. 1998. Systematical and environmental application of the genus *Trichoderma*. *Critical Review in Microbiology*. 24: 89-98.

Estay Palacios, P. s.f. manejo integrado de plagas del tomate en chile (en línea). Consultado el 22 de julio de 2015. Disponible en <http://www2.inia.cl/medios/biblioteca/serieactas/NR33531.pdf>

Félix, G.R. 1993. Control de Tizón tardío *Phytophthora infestans* en tomate industrial considerando la influencia de algunos factores ambientales para el usode fungicidas. Memorias XX Congreso Nacional de Fitopatología. Sociedad Mexicana de Fitopatología. Resumen 31 pp.

Friting, B.; Regrind, M. 1993. *Mechanisms of Plant Defense Responses*. Kluwer Academic Publishing, Dondrecht, The Netherlands, 480 pp.

Hammerschmidt, R.; Kuc, J. 1995. *Induced Resistance to Disease in Plants*. Kluwer Acad. Public., Dordrecht, The Netherlands, pp. 182.

Hannan, G.E. 2001. *Trichoderma* spp., Including *T. harzianum*, *T. virtde*, *T. koningil*, *T.hamatum* and other spp. Deuteromycetes, moniliales (asexual classification system), (en línea). Consultado el 6 de julio del 2015. Disponible en: <http://www.birdhybrids.com/t-22 .htm>.

Hillocks, R.J.; Waller, J. M. 1997. Associations between soilborne pathogens and other soilinhabiting microorganisms. *CAB International*. p. 351-364.

INIAP, 1994. (Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias, EC). Información básica sobre el cultivo de banano y plátano en el Ecuador.

Izquierdo, J. 2008 Manejo integrado de plagas de cultivos hortícolas en España (en línea). Consultado el 20 de julio del 2015. Disponible en <https://books.google.hn/books?isbn=8461256417>

Kader, A. 2002. Tecnologías de productos hortofrutícolas. 3ª Edición. Publicación 3311. Universidad de California. 580 p.

Kúc, J. 2002. The practical application of induced resistance for disease control now and for the future. En: Memoria Taller Internacional Inducción de Resistencia y uso de tecnologías limpias para el manejo de plagas en plantas. Riveros, AS; Pocasangre, LE; Rosales, F. (eds.). CATIE, Turrialba. CR. 54-60 p

Matson, P.A., W.J. Parton, A.G. Power and M.J. Swift, 1997. Agricultural Intensification and Ecosystem Properties. Sci., 25. 277: 504-509

Matute, JZ. 2013. Hongos endofíticos como indicadores de promoción de crecimiento en cultivos agrícolas Honduras, Tesis Ing. Catacamas, HN. UNA (Universidad Nacional de Agricultura) 10 P

Mena, J.; Pimentel, E.; Veloz, L.; Hernández, A.T.; León, L.; Ramírez, Y.; Sánchez, I.; Mencho, J.D.; López, A.; Pujol, M.; Borroto, C.; Ramos, E.; Alvarez, J.M.; Marín, M.; Jiménez, G.; García, G.; Pico, V.M.; Expósito, M.; Coca, Y.; Gómez, M.; Olazabal, A.; Hernández, A.; Falcón, V.; De la Rosa, M.; Menéndez, I.; Raíces, M. 2003. Aislamiento y determinación de cepas bacterianas con actividad nematocidas, mecanismo de acción de *C. paurometabolum* C-924 sobre nematodos. Biotecnología Aplicada 20(4):248-252.

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

Morales, V.; M. Rodríguez. 2005. Hongos endófitos un nuevo paradigma para la fitopatología. Revista Digital CENIAP HOY Número 7, 2005. Maracay, Aragua, Venezuela. Consultado el 28 de abril. 2015, disponible en: URL:www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n7/arti/morales_v/arti/morales_v.html.

Moss, MO; Smith, JE. eds. The Applied mycology of Fusarium. Cambridge. GB. Cambridge University Press. 1-13 p.

Niere, B. I. 2001. Significance of non-pathogenic isolate of *Fusarium oxysporum* Schlecht:Fries for the biological control of the burrowing nematode *Radopholus similis* (Cobb)Thorne on tissue cultured banana. Ph. D. Thesis, University of Bonn, Germany. 118 pp.

Nuez, F. 2001. El cultivo del tomate. Editorial Mundi-Prensa Libros Gandhi. ISBN: 84-7114-549-9. México D.F. 797 p.

OTG, 2011. Manual de plagas y enfermedades del cultivo de maíz (en línea). Consultado el 26 de julio del 2015. Disponible en (<http://www.centa.gob.sv/docs/guias/granos%20basicos/GuiaTecnica%20Maiz%202014.pdf>)

Petrini, O; Sieber, TN; Toti, L; Viret, O. 1992. Ecology, metabolite production and substrate utilization in endophytic fungi. Natural Toxins, Vol. 1, 185-196.

Petrini, O; Stone, J. y Carroll, F.E. 1982. Endophytic fungi in evergreen shrubs of Western Oregon: a preliminary study. Canadian Journal of Botany 60:789-796.

Pocasangre, L.; Sikora, R.A.; Araya, M. 2001. Estado actual de la situación nematológica en los bananos y plátanos en América Latina. InfoMusa 10(2): I-XII.

Ramos Martínez, LM. 2006. Efecto de Hongos Endofíticos sobre Promoción de Crecimiento in Vitro plantas de Banano y Piña. Tesis Ing. Tegucigalpa, HN: EAP (Escuela Agrícola Panamericana) 42 P

Riveros, AS. 2002. Bases bioquímicas de la resistencia en plantas. En: Memoria Taller Internacional Inducción de Resistencia y uso de tecnologías limpias para el manejo de plagas en plantas. Riveros, AS; Pocasangre, LE; Rosales, F. (eds.). CATIE, Turrialba. CR. 13-23 p.

Rodríguez, R. Tavares, R. y Medina, 2001. Cultivo moderno del tomate. 2ª Edición. SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación) ,2010. Monografía de cultivos “Jitomate”, Subsecretaría de Fomento a

los agronegocios. 10 p. Disponible en línea: <http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/Monografias/Jitomate.pdf> (consulta abril, 2013).

Sañudo Torres, RR. 2013. El cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y el potencial endofítico de diferentes aislados de *Beauveria bassiana*. Tesis M.Sc. Distrito federal, MX: UAIM (Universidad Autónoma Indígena de México) 70 p

Serra A, 2006. Manejo Integrado de Plagas de Cultivos Estado Actual y Perspectivas para la República Dominicana (en línea).consultado 20 de julio de 2015. Disponible en docplayer.es/3538346-Manejo-integrado-de-plagas-de-cultivos.html

Sikora, R. A. 1992. Management of the antagonistic potential in agricultural ecosystems for the control of plant parasitic nematodes. Annual Review of Phytopathology 30: 245-270.

Snowdon A. 1991. Postharvest diseases and disorders of fruits and vegetables. Vol II, Scientific. Aylesbury England. 416 p.

Sosa.2013.Guía para el reconocimiento de enfermedades en el cultivo de tomate (en línea) consultado el 17 de julio de 2015. Disponible en http://inta.gob.ar/documentos/guia-para-el-reconocimiento-de-enfermedades-en-el-cultivo-de-tomate/at_multi_download/file/INTA_Guia_de_Reconocimiento_de_Enfermedades_e_el_Cultivo_de_Tomate.pdf.

Stern, V.M.; Smith, R.F.; van den Bosch, R.; Hagen, K.S. 1959. The integrated control Concept. Hilgardia, 29: 81-101.

Vicente Cobbe, R 1998. Capacitación Participativa en el Manejo Integrado de Plagas (en línea). Consultado 20 de julio de 2015. Disponible en <http://www.bvsde.paho.org/bvsapc/e/fulltext/plagas/plagas.pdf>

Vu, TT. 2005. Modes of action of non-pathogenic *Fusarium oxysporum* endophytes for bio-enhancement of banana toward *Radopholus similis* activity in absence of banana. Comm. Appl. Biol. Sci. Ghent. University, Vol. 69, No.3, 381-385.

Wicklow, D.T., Roth, S., Deyrup, S.T., Gloer, J.B., 2005. A protective endophyte of maize: *Acremonium zeae* antibiotics inhibitory to *Aspergillus flavus* and *Fusarium verticillioides*. *Mycological Research* 109, 610–618.

Yutaka Kimura (2007): Control de Plagas y Enfermedades, JICA Ecuador. (en línea).consultado el 17 de julio de 2015. Disponible en http://www.jica.go.jp/project/panama/0603268/materials/pdf/04_manual/manual_04.pdf

Zum Felde, AKV. 2002. Screening of Endophytic Fungi from Banana (*Musa*) for Antagonistic Effects towards the Burrowing Nematode, *Radopholus similis* (Cobb) Thorne. Thesis Mag. Sc. Bonn, Germany. Universität Bonn. 53 p.

Zum Felde, A; Pocasangre, L; Sikora, RA; Mancilla, R. 2002. Estudios sobre poblaciones de hongos endofíticos provenientes de suelos supresivos al nematodo barrenador *Radopholus similis* en plantaciones comerciales de banano en Bandegua. In 2do encuentro de investigadores en Agricultura Orgánica (2,2002, CATIE, Turrialba) Memoria, Turrialba, Costa Rica, Proyecto Agroforestal CATIE/GTZ, pp. 73.

ANEXOS

Anexo 1. Altura de plantas del cultivo de maíz.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura Maiz cm	90	0.43	0.28	7.33

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	393.55	19	20.71	2.82	0.0008
Tratamiento	193.54	14	13.82	1.88	0.0430
Repeticion	200.01	5	40.00	5.45	0.0003
Error	513.37	70	7.33		
Total	906.91	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=3,11835

Error: 7,3338 gl: 70

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
8	38.67	6	1.11	A
1	38.51	6	1.11	A
7	38.45	6	1.11	A
3	38.16	6	1.11	A
11	38.04	6	1.11	A
5	37.86	6	1.11	A B
6	37.65	6	1.11	A B
10	37.20	6	1.11	A B
15	37.17	6	1.11	A B
9	36.82	6	1.11	A B C
13	36.10	6	1.11	A B C
12	35.98	6	1.11	A B C
14	34.91	6	1.11	B C
4	34.89	6	1.11	B C
2	33.71	6	1.11	C

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

Anexo 2. Diámetro de tallo de plantas de maíz inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Diámetro maíz mm	90	0.36	0.19	5.21

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	9.79	19	0.52	2.07	0.0150
Tratamiento	8.52	14	0.61	2.44	0.0073
Repetición	1.26	5	0.25	1.02	0.4154
Error	17.43	70	0.25		
Total	27.22	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,57467

Error: 0,2491 gl: 70

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
1	10.11	6	0.20	A
8	10.02	6	0.20	A B
7	9.96	6	0.20	A B
5	9.93	6	0.20	A B
3	9.91	6	0.20	A B C
10	9.60	6	0.20	A B C D
9	9.54	6	0.20	A B C D
6	9.47	6	0.20	B C D
15	9.35	6	0.20	C D
11	9.33	6	0.20	D
4	9.33	6	0.20	D
13	9.31	6	0.20	D
12	9.30	6	0.20	D
14	9.28	6	0.20	D
2	9.22	6	0.20	D

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

Anexo 3. Peso de raíz de plantas de maíz inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Peso.Raiz.maiz	90	0.44	0.29	24.96

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	21161.90	19	1113.78	2.92	0.0006
Tratamientos	16937.83	14	1209.85	3.17	0.0007
Repeticion	4224.07	5	844.81	2.21	0.0626
Error	26732.39	70	381.89		
Total	47894.30	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=22,50244

Error: 381,8913 gl: 70

Tratamientos	Medias	n	E.E.			
1	100.83	6	7.98	A		
9	99.50	6	7.98	A		
8	89.68	6	7.98	A	B	
11	87.00	6	7.98	A	B	
7	87.00	6	7.98	A	B	
5	86.57	6	7.98	A	B	
15	84.57	6	7.98	A	B	
6	78.58	6	7.98	A	B	C
3	73.38	6	7.98		B	C D
10	72.25	6	7.98		B	C D
12	69.13	6	7.98		B	C D
4	68.93	6	7.98		B	C D
14	68.02	6	7.98		B	C D
13	56.10	6	7.98			C D
2	52.88	6	7.98			D

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

Anexo 4. Volumen de raíz de plantas de maíz inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
V.de.Raiz.maiz	90	0.45	0.29	27.58

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	18762.25	19	987.49	2.96	0.0005
tratamientos	15839.29	14	1131.38	3.39	0.0003
Repeticiones	2922.95	5	584.59	1.75	0.1345
Error	23377.45	70	333.96		
Total	42139.70	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=21,04308

Error: 333,9636 gl: 70

tratamientos	Medias	n	E.E.	
1	89.67	6	7.46	A
9	86.82	6	7.46	A
8	77.33	6	7.46	A B
11	76.00	6	7.46	A B
7	75.33	6	7.46	A B
5	74.83	6	7.46	A B
15	64.17	6	7.46	B C
6	63.83	6	7.46	B C
3	63.17	6	7.46	B C
10	62.50	6	7.46	B C
12	60.83	6	7.46	B C
4	60.78	6	7.46	B C
14	47.25	6	7.46	C
13	45.77	6	7.46	C
2	45.73	6	7.46	C

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

Anexo 5. Altura de plantas de tomate de plantas inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura tomate cm	90	0,58	0,47	7,47

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	161,79	19	8,52	5,18	<0,0001
Tratamiento	149,29	14	10,66	6,48	<0,0001
Repeticiones	12,50	5	2,50	1,52	0,1950
Error	115,14	70	1,64		
Total	276,92	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=1,47679

Error: 1,6448 gl: 70

Tratamiento	Medias	n	E.E.						
10	19,48	6	0,52	A					
13	18,98	6	0,52	A	B				
6	18,19	6	0,52	A	B	C			
2	18,19	6	0,52	A	B	C			
12	17,82	6	0,52		B	C	D		
4	17,61	6	0,52		B	C	D		
14	17,52	6	0,52		B	C	D	E	
5	17,33	6	0,52			C	D	E	F
9	17,04	6	0,52			C	D	E	F
1	16,92	6	0,52			C	D	E	F
15	16,66	6	0,52				D	E	F
11	16,06	6	0,52					E	F
7	16,01	6	0,52					F	G
3	14,90	6	0,52						G
8	14,86	6	0,52						G

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

Anexo 6. Diámetro de tallo de plantas de inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Diámetro tomate mm	90	0,45	0,30	7,74

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	5,92	19	0,31	2,97	0,0005
Tratamiento	5,38	14	0,38	3,66	0,0001
Repeticiones	0,54	5	0,11	1,03	0,4077
Error	7,34	70	0,10		
Total	13,26	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,37298

Error: 0,1049 gl: 70

Tratamiento	Medias	n	E.E.	
2	4,78	6	0,13	A
12	4,50	6	0,13	A B
9	4,32	6	0,13	B C
4	4,31	6	0,13	B C
5	4,30	6	0,13	B C
6	4,28	6	0,13	B C
10	4,28	6	0,13	B C
13	4,25	6	0,13	B C
14	4,07	6	0,13	C D
15	3,99	6	0,13	C D
11	3,96	6	0,13	C D
1	3,96	6	0,13	C D
3	3,96	6	0,13	C D
7	3,96	6	0,13	C D
8	3,82	6	0,13	D

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

Anexo 7. Numero de moscas blancas (B. tabacci) por tratamiento en plantas de tomate inoculadas con HE.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
# de moscas por planta	75	0,90	0,87	16,88

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	11598,69	18	644,37	28,26	<0,0001
Tratamientos	11551,15	14	825,08	36,19	<0,0001
Repeticiones	47,55	4	11,89	0,52	0,7204
Error	1276,85	56	22,80		
Total	12875,55	74			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=6,04978

Error: 22,8010 gl: 56

Tratamientos	Medias	n	E.E.			
8	70,20	5	2,14	A		
2	35,20	5	2,14		B	
5	31,00	5	2,14		B	C
4	29,80	5	2,14		B	C
9	29,00	5	2,14			C
12	29,00	5	2,14			C
6	28,40	5	2,14			C
10	27,20	5	2,14			C
13	26,00	5	2,14			C D
14	25,60	5	2,14			C D
11	20,60	5	2,14			D E
3	20,40	5	2,14			D E
1	17,60	5	2,14			E
15	17,40	5	2,14			E
7	17,00	5	2,14			E

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

Anexo 8. Peso de raíz de tomate de plantas inoculadas con HE

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
P de Raiz Tomate g	90	0,29	0,10	29,53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	174,95	19	9,21	1,50	0,1128
tratamientos	141,07	14	10,08	1,64	0,0894
Repeticion	33,88	5	6,78	1,10	0,3664
Error	429,80	70	6,14		
Total	604,75	89			

Test:LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=2,85328

Error: 6,1400 gl: 70

tratamientos	Medias	n	E.E.
10	12,03	6	1,01 A
4	9,80	6	1,01 A B
12	9,32	6	1,01 A B C
13	8,78	6	1,01 B C
2	8,58	6	1,01 B C
5	8,47	6	1,01 B C
6	8,38	6	1,01 B C
14	8,22	6	1,01 B C
9	8,02	6	1,01 B C
15	7,85	6	1,01 B C
11	7,82	6	1,01 B C
1	7,33	6	1,01 B C
7	7,28	6	1,01 B C
3	7,27	6	1,01 B C
8	6,72	6	1,01 C

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

Anexo 9. Daños de larvas de *Spodoptera* en plantas de maíz inoculadas con hongos endofíticos.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
RAIZ Larvas de <i>spodoptera</i> ..	90	0,28	0,08	61,84

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	26,18	19	1,38	1,43	0,1407
Tratamientos	17,68	14	1,26	1,31	0,2226
Repeticiones	8,50	5	1,70	1,77	0,1313
Error	67,37	70	0,96		
Total	93,54	89			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Daño causado la larva <i>spod</i> ..	90	0,55	0,42	32,13

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	54,91	19	2,89	4,44	<0,0001
tratamientos	50,16	14	3,58	5,50	<0,0001
Repeticiones	4,76	5	0,95	1,46	0,2138
Error	45,58	70	0,65		
Total	100,49	89			

Test: LSD Fisher Alfa=0,05 DMS=0,92915

Error: 0,6511 gl: 70

tratamientos Medias n E.E.

Testigo	4,00	6	0,33	A
Hogge 5	3,17	6	0,33	A B
Vernon 6	3,00	6	0,33	B
Tomate 2	3,00	6	0,33	B
2A Tomate 3	2,83	6	0,33	B
Hogge 3	2,83	6	0,33	B
Vernon 2A	2,67	6	0,33	B
Vernon 3	2,67	6	0,33	B
Hogge 1	2,67	6	0,33	B
Hogge 4	2,67	6	0,33	B
Hogge 2	2,50	6	0,33	B C
Chile 2	1,67	6	0,33	C D
Cunde 2	1,50	6	0,33	D
Berenjena 1	1,33	6	0,33	D
Tomate D	1,17	6	0,33	D

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