

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

ENDOFÍTICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO Y RESISTENCIA A
PLAGAS EN CUCURBITACEAS Y BRASSICACEAS CONTRA *Aphis gossypii* y
Plutella xylostella.

POR:

JOB ADALID HERNÁNDEZ LEMUS

TESIS

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



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

**ENDOFÍTICOS COMO INDUCTORES DE CRECIMIENTO Y RESISTENCIA A
PLAGAS EN CUCURBITACEAS Y BRASSICACEAS CONTRA *Aphis gossypii* y
Plutella xylostella.**

POR:

JOB ADALID HERNÁNDEZ LEMUS

ROY DONALD MENJIVAR BARAHONA, Ph. D.

Asesor Principal

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

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A

JUNIO, 2016

DEDICATORIA

A DIOS, porque es por su gracia y misericordia que estuve y estoy vivo con fortaleza y entendimiento durante y después del desarrollo de mis estudios.

A MI PADRE, FRESVINDO H. BARRERA, Por apoyarme en todas las áreas que se presentaban necesidades y de ésta manera demostrarme su confianza de que este sueño un día se volviera realidad.

A MI MADRE, ROSA F. LEMUS, Porque es a ella a quien Dios decidió utilizar para que yo pudiera conocer este mundo y por las palabras de ánimo que siempre me dio durante cursaba mis estudios.

A MI HERMANO/HERMANAS, Lesman, Yadira, Rut y Yasmin, porque forman parte de mi motivación a seguir adelante y poder así prosperar como equipo.

A MIS AMIGOS, hermanos en Cristo del Ministerio Amigos de Jesús, compañeros de carrera, de sección, de tesis, compañeros de habitación porque compartimos diferentes momentos y conocimientos durante estos cuatro años.

AGRADECIMIENTO

A DIOS UNICO SER PERFECTO, por darme nuevas fuerzas, permitirme alcanzar la meta establecida y estar feliz con el resultado.

A MI CASA DE ESTUDIOS, Universidad Nacional de Agricultura, por brindarme la formación académica.

A MI MADRE ROSA LEMUS Y MI PADRE FRESVINDO BARRERA, por su gran esfuerzo, apoyo económico, y consejos para iniciar y también finalizar mis estudios.

A MIS ASESORES DE TESIS, PhD. ROY DONALD MENJIVAR, M.Sc. ADAN ALVARADO RAMÍREZ Y M.Sc. JOSE ANDREZ PAZ, por haberme compartido parte de sus experiencias, conocimientos y por el esfuerzo que tuvieron que hacer para que este trabajo se lograra desarrollar con éxito.

A DOUGLAS IRIAS, Dra. FERNANDA MARIA, porque siempre que necesite de su ayuda nunca falto debido a su empeño y disposición.

A MIS COMPAÑEROS DE TESIS, Allan Cortes y Matías Castro, por la ayuda que mutuamente nos brindamos en esta labor hasta lograr finalizar.

CONTENIDO

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
CONTENIDO	iii
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
LISTA DE ANEXOS	viii
INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1. GENERAL	2
2.2. ESPECÍFICOS	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA	3
3.1. CULTIVO DE C. SATIVUS (PEPINO)	3
3.1.1. Historia	3
3.1.2. Origen	3
3.1.3. Importancia del cultivo	3
3.1.4. Morfología	5
3.1.5. Plagas	5
3.1.6 MIP	10
3.1.7 Enfermedades	11
3.2. CULTIVO DE B. OLERACEA (REPOLLO)	11
3.2.1 Historia	11
3.2.2. Origen	12
3.2.3. Importancia del cultivo	12
3.2.4. Morfología	12
3.2.5 Plagas	13
3.2.6 Enfermedades	14
3.3. HONGOS ENDOFÍTICOS	18
3.3.1 Historia	18
3.3.2 Origen	18
3.3.3 Descripción	19
3.3.4 Relación planta hongo endofítico	19
3.3.5 Trichoderma spp	19
3.2.6 Fusarium spp	20
3.2.7 Promotores de crecimiento	20

IV. MATERIALES Y MÉTODO	21
4.1. LOCALIZACIÓN GEOGRÁFICA DEL ESTUDIO.....	21
4.2. MATERIALES Y EQUIPO	21
4.3. PRUEBA DE COLONIZACIÓN	22
4.3.1 Asepsia del laboratorio.....	22
4.3.2 Desinfección de la cámara de aislamiento	23
4.4 PREPARACIÓN DEL SUSTRATO.....	23
4.5 REPRODUCCIÓN DE PLANTAS.....	24
4.6 PREPARACIÓN DE LA SOLUCIÓN DE ESPORAS E INOCULACIÓN	24
4.7. AISLAMIENTO DE HONGOS ENDOFÍTICOS	25
4.8. MANEJO DEL EXPERIMENTO	25
4.8.1 Desinfección de vasos.....	25
4.8.2 Siembra del material vegetal a utilizar	26
4.8.3 Vivero en el laboratorio.....	26
4.8.4 Riego.....	26
4.8.5 Fertilización.....	27
4.9. DESCRIPCIÓN DEL EXPERIMENTO.....	27
4.9.1 Porcentaje de colonización.....	27
4.9.2 Descripción de tratamientos	28
4.10. MULTIPLICACIÓN DE INSECTOS.....	29
4.10.1 Palomilla dorso de diamante (<i>plutella xylostella</i>) y plantas.....	29
4.10.2 Pulgón (<i>aphis gossypii</i>)	30
4.11. VARIABLES EN ESTUDIO	31
4.12. LA SELECCIÓN DEL MÉTODO DE EXTRACCIÓN DEPENDIÓ DE LOS SIGUIENTES FACTORES:.....	32
4.13 DISEÑO EXPERIMENTAL.....	33
4.13.1 Modelo estadístico.....	33
4.13.2 Análisis estadístico.....	34
V. RESULTADOS Y DISCUSION	35
5.1. CULTIVO DE C. SATIVUS.....	35
5.1.1 Porcentaje de colonización por tratamiento	35
5.1.2 Porcentaje de colonización de cada zona	37
5.1.3 Diámetro de tallo (mm).....	38
5.1.4 Peso de raíz (g) y volumen de raíz (ml).	39
5.2. CULTIVO DE B. OLERACEA (REPOLLO)	41
5.2.1. Porcentaje de colonización.....	41
5.2.2 Porcentaje de colonización por tratamiento	41
5.2.3 Porcentaje de colonización de cada zona	43
5.2.4 Altura (cm)	43
5.2.5 Diámetro de tallo de b. oleracea (mm).....	44
5.2.6 Peso de raíz (g).....	46

5.2.7 volumen de raíz (ml).	47
5.3 PLAGAS	48
5.3.1 <i>A. gossypii</i> en <i>C. sativus</i>	48
5.3.2 Larvas de <i>P. xylostella</i> en <i>B. oleracea</i>	49
5.3.2.1 Daño de <i>P. xylostella</i>	50
VI. CONCLUSIONES	51
VII. RECOMENDACIONES	52
BIBLIOGRAFIA	53
ANEXOS	61

LISTA DE CUADROS

1. Las producciones de pepino en los diferentes países según la FAO.	4
2. Colonización de aislados de hongos endofíticos en <i>C. sativus</i> (pepino).	28
3. Colonización de aislados de hongos endofíticos en <i>B. oleracea</i> (repollo).	29
4. Colonización de aislados endofíticos por zona radicular en pepino.	36
5. Variables altura, peso de raíz y volumen de raíz en repollo.	40
6. Porcentaje de colonización de hongos endofíticos evaluado en las tres zonas de raíz del cultivo de <i>B. oleracea</i>	42
7. Altura de plantas en repollo inoculado con hongos endofíticos.	44
8. Promedio de larvas en cada tratamiento en el cultivo de <i>B. oleracea</i>	49

LISTA DE FIGURAS

1. Colonización de endofíticos en pepino.....	35
2. Porcentaje de colonización de cada zona de raíz en pepino.	38
3. Diámetro de tallo de pepino evaluado con hongos endofíticos.	39
4. Porcentaje de colonización de cada tratamiento en repollo.....	41
5. Porcentaje de colonización de cada zona de raíz en repollo.....	43
6. Diámetro de tallo en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos. ..	45
7. Peso de raíz en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos	46
8. Volumen de raíz en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos.....	47

LISTA DE ANEXOS

1. Análisis de la varianza para la variable altura de pepino	62
2. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo (mm).	63
3. Análisis de la varianza para la variable peso de raíz	64
4. Análisis de varianza para la variable Volumen de raíz (ml).....	65
5. Comportamiento de <i>A. gossypii</i> en la toma uno en <i>C. sativus</i>	66
6. Tendencia de crecimiento de <i>A. gossypii</i> en la segunda toma	66
7. Tendencia de crecimiento poblacional de <i>A. gossypii</i> en la tercera toma de larvas.....	67
8. Análisis de la varianza para áfidos en pepino.....	68
9. Análisis de varianza para la variable altura (cm).	69
10. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo.	70
11. Análisis de varianza para la variable peso de raíz	71
12. Análisis de varianza para la variable volumen de raíz	72
13. Análisis de varianza de larvas en repollo	73
14. Análisis de varianza para porcentaje de daño de <i>P. xylostella</i> en repollo.	74

Hernández Lemus, J.A. 2016. Endofíticos como inductores de crecimiento y resistencia a plagas en cucurbitáceas y brasicáceas contra *Aphis gossypii* y *Plutella xylostella*. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacámas, Olancho, Honduras. Pág.

RESUMEN

Los hongos endofíticos son microorganismos que colonizan y habitan en el interior de los tejidos y órganos vegetales. En la presente investigación se evaluaron diez aislados del género *Trichoderma* y cinco del género *Fusarium* iniciando con pruebas de colonización, variables de crecimiento y tolerancia a *Plutella xylostella* y *Aphis gossypii* en *Brassica. oleracea* var. capitata y *Cucumis. sativus* var. poinset 76 respectivamente.

Después de dos inoculaciones de cada tratamiento utilizando una concentración de esporas de 1×10^6 ufc/g de sustrato, la prueba de colonización presento el tratamiento con mayor porcentaje de colonización en pepino a vernon 3 (*Trichoderma*) con 97.22%, la zona uno presento el mayor porcentaje de colonización con 92.86% y el promedio total en el cultivo fue de 85.32 % de colonización. En repollo el mayor porcentaje de colonización se encontró en el tratamiento chile 2 (*Fusarium*) con 91.67% y en la zona tres de la raíz con 88.89%. Para promoción de crecimiento, en pepino, la variable altura y diámetro de tallo mostro como mejor tratamiento a hogge 3 (22.35 cm y 6.28 mm) para peso de raíz tomate 2 (4.23g), en repollo el mejor tratamiento para la variable altura fue vernon 3 (5.75cm), en diámetro hogge 1 (6.32mm) y para peso y volumen de raíz fué berenjena 1 con 6.95g y 6.22 cc respectivamente.

Palabras claves: *Trichoderma*, *Fusarium*, inoculación, colonización.

INTRODUCCIÓN

Los hongos endofíticos son definidos como organismos no agresivos que colonizan y viven en el interior de órganos y tejidos vegetales. El término endofítico lo propuso de Bary en (1866), en donde estudios de cuadros toxicológicos observados en animales, se debían al consumo de semillas o partes aéreas de los pastos (Rodríguez y Morales, 2005). Los nutrientes que componen la savia le sirven para su desarrollo, mientras tanto si el hongo brinda protección al huésped son llamados hongos mutualistas (Méndez, 2013).

El cultivo de repollo (*Brassica oleracea* var. *capitata*) originario de las costas del Mediterráneo y oeste de Europa es un alimento versátil, rico en vitamina C. Hoy en día se produce y se consume en estado fresco, en ensaladas o hervido (Rollan, 2014). Se considera que para *C. sativus* su probable ancestro es *Cucumis hardwickii* especie silvestre nativa del Himalaya (Bisognin, 2002).

Trichoderma es un hongo anaerobio facultativo encontrado naturalmente en gran número de suelos agrícolas. Se distribuye a nivel mundial en diferentes zonas de vida y hábitat, especialmente en los que contienen materia orgánica y en residuos de cultivos atacados por otros hongos (Hannan, 2001). *Fusarium* es un hongo con amplia gama de hospederos, presenta variación en su morfología, fisiología y patogenicidad (Nelson *et al.* 1993).

El motivo de esta investigación es conocer el porcentaje de colonización de *Trichoderma* spp. y *Fusarium* spp. Y verificar si promueven o no el crecimiento y resistencia a plagas; *Plutella xylostella* en *B. oleracea* var. *Capitata* (repollo) y *Aphis gossippy* en *C. sativus* (pepino).

II. OBJETIVOS

2.1. General

Evaluar el efecto de hongos endofíticos a través del proceso de inoculación en plantas de *C. sativus* y *B. oleracea* var. *Capitata*.

2.2. Específicos

Determinar el porcentaje de colonización de hongos endofíticos, bajo condiciones de macrotúnel.

Estimar el efecto de hongos endofíticos sobre la promoción del crecimiento en altura, diámetro de tallo, peso y volumen de las raíces de las plantas.

Verificar si *Trichoderma* sp y *Fusarium* sp proveen resistencia contra plagas y enfermedades en *C. sativus* y *B. oleracea* var. *Capitata*.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Cultivo de *C. sativus* (pepino).

3.1.1. Historia

Este cultivo se introdujo en Europa por los romanos, aparecen registros en Francia en el siglo IX y en Inglaterra en el siglo XIV. Cristóbal Colon llevo semillas a América; de ahí que se cultivó en Norteamérica a mediados del siglo XVI y luego en los demás países de Centroamérica (Torres, 2007).

3.1.2. Origen

Se considera que el probable ancestro para *C. sativus*, es *C. hardwickii* especie silvestre nativa del Himalaya. El centro de origen son las regiones tropicales del sur de Asia y en particular se ha considerado la India debido a la aparición de especies silvestres del género *Cucumis*. La mayoría de los trabajos señalan un origen totalmente asiático (Bisognin, 2002; Krískováet al., 2003).

3.1.3. Importancia del cultivo

Presenta un alto índice de consumo, fresco e industrializado, es una alternativa de producción para el agricultor, tanto en el mercado interno, como con fines de exportación. La gran demanda en todo el mundo es por sus cualidades refrescantes, ya que el mayor porcentaje de su composición es agua. Ocupa el cuarto lugar en importancia, en cucurbitáceas, por la superficie sembrada que ocupa, gran demanda de mano de obra, propiedades medicinales

como diurético, tónico, y vermífugo; además de ser utilizado en la industria de farmacéutica y de cosméticos (DICTA, 2005).

Esta hortaliza ha mantenido cierta estabilidad económica en la superficie, con un buen incremento en la productividad. El valor agronómico radica en la producción estacional del mismo, para lo cual necesita desarrollarse en cultivo protegido (Torres, 2007).

En Honduras, aunque no se proyecta un aumento de la exportación, se está en busca de otros mercados con los que se mantienen tratados de libre comercio (Galindo, 2013). Según datos del año 2011, el primer lugar en producción de pepino lo ocupaba la Federación Rusa con 1, 200,000 toneladas aproximadamente y el segundo lugar Ucrania con 960,000 toneladas, el tercer país productor es de la Unión Europea, con un volumen aproximado de 720,000 toneladas (Infoagro, 2011).

Cuadro 1. Las producciones de pepino en los diferentes países según la FAO.

Producción de pepino y pepinillo En toneladas Datos de FAOSTAT (FAO)			
País	Año		
	2000	2005	2011
China	19,869,181	30,053,118	47,360,521
Turquía	1,825,000	1,745,000	1,749,170
Irán	1,342,000	1,720,690	2,352,140
Rusia	1,192,000	1,414,010	1,202,360
Estados Unidos	1,106,350	960,333	759,290
Japón	766,500	674,700	58,600
Ucrania	709.000	687.900	966.000
Egipto	566.980	600.000	665.070
México	459.261	475.443	425.433
orea del sur	453.525	445.000	303.805
Indonesia	423.282	552.891	521.535
Países bajos	410.000	440.000	430.000

FAO, *et al*, 2 de febrero 2016.

3.1.4. Morfología

Sistema radicular: Es Potente, con raíz principal que ramifica rápidamente en raíces secundarias además de poseer facultad para emisión de raíces adventicias.

Flores: En las axilas de las hojas aparecen flores masculinas y femeninas (plantas monoicas), para ciertos cultivares; plantas ginoicas, con desarrollo partenocárpico (Camacho y Nee, 1993).

Frutos: Inmaduros de tamaño variable, cilíndrico, pepónide o no en estado joven, cáscara (epicarpo) de coloraciones variables, verde claro a verde oscuro cuando están inmaduros, hasta amarillo a anaranjado al madurar, glabros, lisos o ásperos; pulpa (mesocarpo) abundante, carnoso, de coloración blanca a verde claro, sabor de ligeramente dulce a dulce (Nee, 1993; Krístková *et al*, 2003).

Número de frutos: Se tiene reportado que el número de frutos oscila entre cinco a 41 por planta, lo cual dependerá de la variante cultivada, del uso de reguladores hormonales y de las condiciones del medio ambiente (Cardoso y Hossain *et al*, 2002).

3.1.5. Plagas

Plagas del suelo (Gusano de suelo (*Agrotis subterranea*), nemátodos (*Meloidogyne sp*), sinfilidos (*Symphyla sp*).

3.1.5.1 Gusanos de suelo

El sistema radical es afectado por: *Phyllophaga* sp (gallina ciega), *Agriotes* sp (gusano alambre), *Symphyla* sp (sinfilidos), *Agrotis subterranea* (gusano cuerudo), *Meloidogyne* sp (nematodos). Para el control de los tres primeros existen productos químicos, y biológicos como *Beauveria* y *Metarhizium* que controlan muy bien cuando las aplicaciones se hacen en forma correcta (Arias, 2007).

3.1.5.1.1 Nemátodos

Son organismos microscópicos de unos 0.2 mm que succionan la savia contenida en la raíz, algunos géneros son: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Ditylenchus* sp. El género que ataca a cucurbitáceas es el *Meloidogyne* sp. Se conoce como nematodo agallador por el daño en forma de agallas ocasionado en las raíces (Vicente, 2001).

3.1.5.1.2 *Symphyla* sp (sinfilidos)

Son habitantes naturales del suelo y frecuentemente pasan desapercibidos por su pequeño tamaño y comportamiento escurridizo en el suelo. Sin embargo, en los últimos años han tomado importancia como plaga de suelo debido al daño que ocasionan al atacar plantas recién germinadas. Se alimentan de los pelos absorbentes y cofia de las raíces, dificultan la absorción de agua, nutrientes del suelo y atrofian las raíces (Torres, 2007).

Para determinar la presencia de estas plagas en el suelo se debe hacer un muestreo de suelo. Los productos que existen en el mercado para controlar este tipo de plagas son exitosos pero debemos aplicarlos correctamente (Hernández y Quintanilla, 2013).

3.1.5.2 Tríps (*F. occidentalis*)

Los adultos colonizan los cultivos y realizan la puesta en los tejidos jóvenes, flores y frutos y en las axilas de las hojas se encuentran los mayores niveles de población tanto de adultos como de ninfas. El 80% de las poblaciones son hembras y pueden llegar hasta 10 generaciones al año. La ninfa es la que causa el mayor daño, se alimenta de la planta raspando y succionando; luego cae al suelo y empupa por un periodo de 15 a 30 días (Torres, 2007).

Control: Siembra de barreras vivas, limpieza de los bordes de los lotes, utilizar trampas azules para muestreo de las plantas, aplicar agroquímico correcto para su control.

3.1.5.3 Minadores

Minadores de hoja (*Liriomyza trifolii*, *Liriomyza bryoniae*, *Liriomyza strigata*, *Liriomyza huidobrensis*). El minador (*Liriomyza trifolii*) ataca solanáceas y cucurbitáceas (*C. sativus*). Las hembras adultas realizan las puestas dentro del tejido de las hojas jóvenes, donde se desarrolla una larva que se alimenta del parénquima y ocasiona las típicas galerías. Al finalizar el desarrollo larvario, salen para empupar, en el suelo o en las hojas, para dar lugar posteriormente a los adultos (Syngenta, 2015).

Control biológico: Se realiza con especies parasitoides autóctonas como: *Diglyphus isaea*, *Diglyphus minoens*, *Diglyphus crassinervis*, *Chrysonotomyia formosa*, *Hemiptarsenuszi halisebessi* (Torres, 2012).

3.1.5.4 Mosca blanca (*B. tabaci*)

Es una de las plagas más importantes de las hortalizas, los adultos son pequeños insectos de aproximadamente un mm de longitud, con el cuerpo amarillo y las alas blancas. Hay tres

especies que atacan normalmente a las hortalizas. Las más importantes son *Trialeuorodes vaporariorum* esta es transmisora del virus del amarillamiento en cucurbitáceas y *B. tabaci* transmite un mayor número de virus. Para un buen control es importante diferenciar ambas moscas. La mosca blanca que es específica de las coles y similares (*Aleyrodes proletella*) pero da menos problemas (Coello, Gonzales y Díaz, 2009).

3.1.5.5 Pulgón (*A. gossypii*)

A. gossypii y *Myzus persicae* del orden homóptera, familia aphididae son las especies de pulgón más comunes y abundantes en los invernaderos Sánchez, *et al*, 2001. Presentan polimorfismo, con hembras aladas y ápteras de reproducción vivípara. Las formas ápteras del primero presentan sifones negros en el cuerpo verde o amarillento, mientras que las de *M. persicae* son completamente verdes (pardas o rosadas). Forman colonias y se distribuyen en focos que se dispersan, principalmente en primavera y otoño, mediante las hembras aladas (INFOAGRO, 2015).

Ocasionan daños directos como la extracción de savia en las plantas alimentándose e inoculando saliva tóxica, producen como consecuencia de ello: marchitamiento, clorosis, manchas, disminución en los rendimientos y ante graves ataques (dependerá de la especie y del estado fenológico del cultivo) hasta que la planta muere. Daños indirectos ocasiona cuando los pulgones son transmisores de virus, provocando enfermedades viróticas disminuyendo así los rendimientos (Carver, 1991).

Métodos preventivos y técnicas culturales

- Colocación de mallas en las bandas del invernadero.
- Eliminación de malas hierbas y restos del cultivo anterior.
- Colocación de trampas cromáticas amarillas.

- Control biológico mediante enemigos naturales entre los que encontramos entomófagos (predadores y parasitoides), entomopatógenos (*B. bassiana*) y endofíticos (*Trichoderma* sp) que ejercen fuerte presión en mantener las poblaciones por debajo de los umbrales de daño (AIANER, 2014).

3.1.5.6 Barrenador de las cucurbitáceas (*Diaphania nitidalis*)

3.1.5.6.1 Morfología y biología

Tiene metamorfosis holometábola, la hembra deposita los huevos en grupos de dos a siete sobre hojas nuevas, flores y frutos pequeños. Son pequeños (0,4 a 0,6 mm), aplastados y de forma irregular. Las larvas recién emergidas son amarillas y brillantes, y en estadios sucesivos (L2-L4) se tornan verde-amarillas. Todas tienen la cabeza de color carmelita y abundantes puntos negros transversales, y desaparecen en el último estadio. Las larvas maduras miden aproximadamente 20 mm. La pupa se forma en un cocón entre las hojas dobladas, o directamente sobre el suelo entre los residuos; es de color carmelita lustroso, de 12 a 20 mm de largo (Martínez, *et al*, 2006).

3.1.5.7 *D. hyalinata*

Este insecto, barrenador de las cucurbitáceas del orden lepidóptero de la familia Pyralidae es de mucha importancia debido a las pérdidas económicas que provoca en las plantas de la familia cucurbitáceas ya que se alimenta de hojas tiernas, brotes, flores y frutos (Capinera, 2000).

3.1.5.7.1 Daños

Las larvas se alimentan inicialmente de las hojas y flores. Las larvas más grandes afectan principalmente los frutos, perforándolos y alimentándose en su interior. De sus galerías sale una sustancia verdosa parecida al aserrín y sirven como vía de penetración para hongos y bacterias que provocan su pudrición. En plantas pequeñas, las larvas pueden excavar un túnel en el tallo, causando su muerte (Martínez, *et al*, 2006).

3.1.6 MIP

- Realizar las prácticas a tiempo, ya que de esto depende el mejor control.
- Limpieza de restos de cultivos y malas hierbas en la parcela.
- Limpieza de los bordes de los lotes.
- Siembra de barreras vivas.
- Colocación de trampas cromáticas amarillas, para muestreo o control.
- En fuertes ataques realizar poda de levantamiento para eliminar las hojas que están pegadas al suelo.
- El muestreo de las plantas se recomienda realizar dos veces por semana y dependiendo los resultados se decide aplicar o no el producto fitosanitario necesario para controlar minadores.
- Al final del cultivo es primordial eliminar totalmente los rastrojos y hacer rotación con cultivos que no sean de la familia anterior.
- Las aplicaciones se deben dirigir a toda la planta y calibrar el equipo de pulverización para asegurar que el producto sea aplicado correctamente.

3.1.7 Enfermedades

3.1.7.1 Mildiu lanoso (*Pseudoperonospora cubensis*)

Es de las enfermedades foliares más importantes y las condiciones propicias para su desarrollo son cuando la humedad se mantiene por periodos prolongados de tiempo. Esta es la razón por la cual el mildiu lanoso causa tanto problema ya que sólo necesita el rocío de la noche para activarse y desarrollarse. Tiene la facilidad de sobrevivir en plantas hospedadoras silvestres de la familia de las cucurbitáceas (Arias, 2007).

3.1.7.2 Damping off (*Phytophthora* spp., *Pythium* spp. y *Fusarium* spp)

Estos patógenos son habitantes naturales del suelo, por lo que se encuentran prácticamente en todo el país. Dentro de los síntomas más comunes se encuentran: fallas en la germinación, las plantas recién emergidas se marchitan rápidamente y se observa un estrangulamiento del cuello. En plantas adultas, se pueden observar pudriciones de los frutos en contacto con el suelo (Arias, 2007).

3.2. Cultivo de *B. oleracea* (repollo)

3.2.1 Historia

Cultivada al parecer por los egipcios 2,500 años (AC) y posteriormente por los griegos en la antigüedad siendo ésta considerada una planta digestiva y eliminadora de la embriaguez (Rollan, 2014). Crece de manera silvestre en lugares como Dinamarca, Inglaterra, Francia y Grecia, aunque siempre en zonas litorales y costeras, pero se desarrolla mejor en zonas de clima fresco (Centa, 2013).

3.2.2. Origen

Es originario de las costas del Mediterráneo y oeste de Europa donde se ha encontrado de forma silvestre, otros consideran que mucha de la evidencia encontrada apunta como su lugar de origen a la zona del este del Mediterráneo y también a Asia Menor (Centa, 2013).

3.2.3. Importancia del cultivo

El repollo es un alimento versátil, rico en vitamina C. Hoy en día se produce principalmente para ser consumido en su estado fresco, en ensaladas o hervido. Por su versatilidad también se utiliza como ingrediente en la preparación de diversos platos, incluyendo sopas, ensaladas, mezclado en tajadas de plátano y pollo frito. Antes de que el repollo se cultivara para alimento, el mismo ya era utilizado y reconocido como planta medicinal (Rullan, 2014).

3.2.4. Morfología

Planta perenne cultivada como anual, de tallo corto, raíz pivotante profunda y gruesa, sistema radical ramificado y superficial, sus hojas parten del tallo, se definen y compactan formando cabeza, color verde azulado, verdes y rojas flor en racimos, corola amarillenta de pétalos ovalados, el fruto es una silicua alargada, terminada en un cuernillo cilíndrico con numerosas semillas redondeadas, pequeñas y de color café en un grano se encuentra un promedio de 342 semillas (López, *et al*, 2011).

3.2.5 Plagas

3.2.5.1 Palomilla dorso de diamante o palomilla del repollo (*Plutella xylostella*)

La Palomilla Dorso de Diamante (PDD), polilla de las coles, oruga verde del repollo, polilla de la col, polilla de las crucíferas, se dice que es originaria de Asia Menor y que por medio de la exportación de productos de las crucíferas se ha diseminado a todo el mundo, ocupando un sitio como plaga cosmopolita. Sus hospederos son de la familia Brassicaceae (Monrroy, 2015). Las larvas pequeñas minan la superficie inferior de las hojas, las más grandes comen las hojas, produciendo desde agujeros hasta la destrucción total (CATIE, 2012).

3.2.5.2 Gusano rayado o gusano verde (*Leptophobia aripa*)

El gusano rayado o gusano verde del repollo *L. aripa* (Boisduval, 1836) se encuentra desde México hasta el Sur del Brasil (Robins y Henson 1986). Es una plaga importante en cultivos de brasicáceas, ya que afecta el crecimiento, causa malformaciones en el tallo floral del brócoli y coliflor, o imperfecciones en las hojas del repollo. Las larvas consumen el follaje, inicialmente en las hojas exteriores, posteriormente consumen los tejidos más jóvenes e incluso pueden alcanzar la zona meristemática. El ciclo de vida de *L. aripa* varía entre 25 a 40 días y son más activas durante la época seca del año (Jácome, 2001).

Aunque *L. aripa* es una especie que afecta los cultivos de las coles, produciendo grandes pérdidas económicas, es escasa la información sobre controladores naturales. Terán (1980), reporta algunos enemigos naturales como: *Diadegma insulare* (Ichneumonidae); *Brachymeria comitator* (Chalcididae) y otras especies no determinadas, pertenecientes al mismo género. García (1992), señala a *Ephialtesbazani* Blanchard (Ichneumonidae), a *Brachymeria* sp., *Conura* sp. (Chalcididae) y *Tetrastichus* sp. (Eulophidae), especies que

pueden actuar como parásitos primarios o secundarios, mientras que otras son estrictamente hiperparásitos (Clausen, 1940).

3.2.5.3 MIP

- Realizar las prácticas de control cultural a tiempo.
- Limpieza de restos de cultivos y malas hierbas en la parcela.
- Limpieza de los bordes de los lotes.
- Siembra de barreras vivas para contrarrestar plagas.
- Colocación de trampas, para muestreo o control.
- Se recomienda realizar el muestreo de las plantas infectadas y dependiendo los resultados se decide aplicar o no el producto fitosanitario necesario para controlar la plaga que haya ingresado.
- Al final del cultivo es primordial eliminar totalmente los rastrojos y hacer rotación con cultivos que no sean de la misma familia.
- Las aplicaciones se deben dirigir a toda la planta y calibrar el equipo de pulverización para asegurar que el producto sea aplicado correctamente.

3.2.6 Enfermedades

3.2.6.1 Tizón temprano (*Alternaria solani*)

Los síntomas se presenta generalmente formando lesiones foliares con anillos concéntricos de color púrpura, el patógeno ingresa al tejido a través de estomas, heridas o directamente por las células epidermales (Agrios, 2005). Este hongo puede sobrevivir por largos periodos de tiempo sobre los residuos de cosecha (Lardizábal, 2007).

Entre las prácticas de manejo integrado que se pueden llevar a cabo para esta enfermedad están:

- Utilizar semilla certificada.
- Eliminar residuos de cosecha.
- Realizar rotación de cultivos con especies no susceptibles a esta enfermedad, esto con el fin de evitar que el patógeno no encuentre un hospedero permanente.
- Intensificar el monitoreo en época lluviosa para determinar la presencia de la enfermedad en el cultivo.
- Realizar riegos de acuerdo a los requerimientos del cultivo y evitar el riego en las horas de mayor radiación solar.
- De acuerdo a la dinámica de la enfermedad, recurrir al control con productos químicos, rotando los productos según el modo de acción y respetar los períodos de carencia.

3.2.6.2 Hernia de las crucíferas (*Plasmodiophora brassicae*).

Es microorganismo mucilaginoso cuya estructura somática es un Plasmodio, el cual produce zoosporangios y esporas de reposo. Cuando ambas germinan, producen zoosporas que penetran en los pelos radicales y forman un plasmodio, este se fragmenta y forma un zoosporangio, este sale a través de poros que hay en la pared celular y cada uno de ellos libera de cuatro a ocho zoosporas secundarias que producen nuevas infecciones y un nuevo plasmodio que produce de nuevo esporas de resistencia que son liberadas al suelo después de desintegrar las paredes celulares del hospedante (Agrios, 2005).

Esta enfermedad ha llegado a adquirir un gran nivel de epidemia, en los géneros de esta familia a los cuales generalmente ataca, portándose como un parasito obligado. A medida que el desarrollo del cultivo aumenta la incidencia y severidad de la enfermedad aumenta,

otros factores que influyen; son la alta precipitación y cultivos permanentes (Castillo y Guerrero, 2008).

3.2.6.2.1 Manejo

Varias prácticas culturales que se pueden seguir para frenar la afección del hongo:

- El manejo de esta enfermedad es preventivo y debe iniciar en los semilleros, construyéndolos en suelos libres de esta enfermedad.
- Lavar y desinfectar las herramientas de uso en el cultivo.
- Conocer la calidad sanitaria del agua utilizada en el riego.
- En lotes infestados, las prácticas de control son a largo plazo. Una de ellas aplicar cal al suelo, con el fin de subir el pH a valores de siete a 7.5 con los cuales se inactiva el patógeno.
- El ajuste de pH se debe hacer mínimo seis semanas antes de establecer el cultivo (Pinzón y Isshiki, 2001).

3.2.6.3 Pudrición blanca (*Sclerotinia sclerotiorum*)

Los primeros síntomas son como manchas acuosas generalmente en la base del tallo, un crecimiento algodonoso de color blanco del micelio del hongo se desarrolla en las lesiones y el tejido infectado se vuelve suave y acuoso. El hongo se mantiene en el suelo como esclerocios, que son cuerpos de resistencia capaces de sobrevivir por muchos años. Lo normal es la germinación del esclerocio formando un pequeño cuerpo fructífero llamado apotecio, el cual libera las esporas en el período de floración.

Su transporte es por aire infectando los pétalos, los que al caer en los reservorios que se forman en las zonas de inserción de las hojas y ramillas, se descomponen estimulando al

hongo a producir enzimas degradativas con las cuales inicia el proceso de infección de los tallos (Andrade, 2010).

Los esclerocios germinan ya sea directamente como micelio, que puede infectar tallos, cerca de la superficie del suelo o que producen cuerpos fructíferos. Estos tienen forma de copa y textura carnosa, de color naranja pálido o marrón claro. Miles de ascosporas se forman en cada apotecio y se expulsan a la atmósfera (Johnson y Kunaan, 2002).

3.2.6.3.1 Manejo

- Utilizar semilla certificada libre del patógeno
- Las plantas enfermas y los residuos de cosecha deben retirarse del lote y quemarse
- Evitar los excesos de humedad construyendo canales en el suelo con buen drenaje

3.2.6.4 Podredumbre (*R. solani*)

Es un hongo muy reconocido y a la vez importante como patógeno de las plantas. Presenta una amplia gama de hospederos en los cuales causa enfermedad y afecta tanto partes aéreas como subterráneas. Debido a que durante muchos años se pensó que era incapaz de producir algún tipo de esporas ya sea sexual o asexual se le conoce usualmente como hongo estéril. En la actualidad se sabe que *R. solani* produce basidiosporas que hacen que esta especie sea un basidiomiceto al que se le denomina *Thanatephorus cucumeris* (Agrios, 2004).

3.2.6.4.1 Diseminación

Es un habitante corriente del suelo, sobrevive en forma de esclerocios o en micelio asociado con desechos de un cultivo anterior. El patógeno es capaz de penetrar en el tejido, por medio de estomas o de heridas. La temperatura en que se desarrolla es de 5 a 36°C. La aparición de síntomas puede durar dos días. En los mecanismos de liberación intervienen factores

externos como el agua de lluvia y riego por aspersión. El agua de riego es el medio por el cual más se disemina esta enfermedad (Raid, 2001).

El manejo de esta enfermedad consiste en integrar varias prácticas:

- Rotar los cultivos con especies no susceptibles y reducir la cantidad de inóculo.
- Regular el riego para evitar encharcamientos o excesos.
- Manejo eficiente de malezas.
- Recolección y destrucción de residuos de cosecha.
- Control químico con productos registrados y en el momento oportuno.

3.3. Hongos endofíticos

3.3.1 Historia

En las plantas de la familia gramínea se realizaron los primeros estudios de hongos endofíticos, la presencia de micelio fúngico en los carpelos y semillas de plantas sanas fue descrita por varios científicos a finales del siglo XIX, plantas como *Lolium arvense*, *L. linicolum*, *L. remotum* y *L. temulentum* (Remer, 1902). En ese entonces la cizaña (*L. temulentum*) era conocida como una mala hierba en cultivos de cereal en la antigüedad, debido a que poseía propiedades tóxicas las cuales conforme el descubrimiento de hongos endofíticos le fue atribuida a su micelio presente en la planta (Guerin, *et al*, 1998).

3.3.2 Origen

Endofítico o endófito es un término que se conoce en el siglo XIX y se utilizó para agrupar organismos fúngicos que viven dentro de las plantas (Léveillé, 1846; de Bary, 1866). En la actualidad los endófitos se aceptan como organismos que viven asintóticamente dentro de

los tejidos aéreos y subterráneos vegetales vivos excluyendo los hongos productores de micorrizas (Carroll, 1986; Saikkonen *et al*, 1998).

Según Wilson (1995), los organismos endofíticos son como hongos o bacterias que durante parte o todo su ciclo de vida invaden tejidos vegetales vivos y causan infecciones asintomáticas completamente dentro del tejido vegetal.

3.3.3 Descripción

Se reporta el efecto negativo de los endófitos en plantas tropicales de interés comercial (Rodríguez y Costa *et al*, 2000). Las especies de endofíticos varían en sus requerimientos y preferencias nutritivas, por ello podrían afectar la tasa de uso de fotosintatos, afectando al hospedero, al agotar ciertos productos según la presencia y dominancia de ciertos endófitos. No afectan la tasa fotosintética de sus hospederos naturales en el estadio de plántula (Gamboa-Gaitán *et al*. 2005).

3.3.4 Relación planta hongo endofítico

Un posible campo de acción, es en la protección de cultivos mediante la producción de metabolitos que evitan o disminuyen tanto la herbivoría como la susceptibilidad a patógenos y la tensión ambiental (sequía). Algunos hongos muestran actividad enzimática en la degradación de contaminantes (Bogan y Lamar, 1996; Bayman y Bennett, 1998).

3.3.5 *Trichoderma* spp

Hongo anaerobio facultativo encontrado naturalmente en un número importante de suelos agrícolas. Está distribuido a nivel mundial en diferentes rangos de zonas de vida y hábitat, especialmente en aquellos que contienen materia orgánica, así mismo en residuos de cultivos que son atacados por otros hongos. La capacidad de adaptarse a diversas condiciones

medioambientales y sustratos, le confiere la posibilidad de ser utilizado en la industria de la biotecnología (Hannan, 2001).

3.2.6 *Fusarium* spp

Identificado y clasificado tomando como base sus características morfológicas: colonia de cultura monosporica, pigmentación y tasa de crecimiento, especificidad de hospederos y perfil de metabolitos secundarios (Thrane, 1990). Posee amplia gama de hospederos además de presentar variación en su morfología, fisiología y patogenicidad (Nelson *et al*, 1993).

Su habilidad para colonizar los tejidos de las plantas hospederas permite la propagación del antagonismo en los tejidos por medio de la generación de tóxicos (Detert, 1996). La inducción de resistencia ha sido considerada como un mecanismo que podría ser responsable del control de enfermedades inducidas por cepas no patogénicas de *F. oxysporum* (Kroon *et al*. 1992; Fuchs y Defago, 1994).

3.2.7 Promotores de crecimiento

Producen metabolitos secundarios que pueden proteger la planta contra herbívoros favoreciendo su desarrollo (Clay *et al.*, 1985; Clay, 1988). El tema es de tan crucial importancia para la existencia de esta simbiosis, que se ha postulado recientemente que el estado fisiológico de la planta determina si la relación será de carácter mutualista o parasítico (Redman *et al*, 2001).

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 macrotúnel instalado en la sección de hortalizas, en la Universidad Nacional de Agricultura, carretera que conduce a Dulce Nombre de Culmí ubicado a 6 km de distancia de la ciudad de Catacámas, Olancho, con una altitud de 350 msnm a una precipitación promedio anual de 1350 mm y a una temperatura promedio de 28 °C (Matute, 2013).

4.2. Materiales y equipo

Balanza digital para pesar el medio de cultivo, papa dextrosa agar (PDA) y diluirlo con agua destilada en un beaker Erlenmeyer de 500 ml. Luego sobre un calentador y agitador (Fisher scientific) se utilizó alcohol al 95% para desinfectar la cámara de flujo laminar (biosafetyclass II labconco) y luego limpiarla con papel toalla. El alcohol al 70% se utilizó para desinfectar manos. Un marcador permanente para marcar las placas Petri de 90 mm x 150 mm. Alcohol para quemar usado para mantener encendido el mechero y purificar las azas utilizadas en la siembra de hongos luego el papel parafilm fue usado para sellarlas. Se utilizaron dos baldes para halar suelo y arena un cedazo o tamice para colarlo y hacer sustrato el cual fué pesado en una balanza granataria, almacenado en bolsas de polipropileno y esterilizado en autoclave (all américa model 25x), el hipoclorito de sodio (NaClO) al 2% se utilizó para desinfectar bandejas plásticas de 200 alveolos y vasos térmicos para sembrar semillas de pepino y repollo, microscopio (Meiji TECHNO), estereoscopio (Meiji TECHNO), cubre y porta objeto para el conteo de esporas, jeringas para inocular, bisturí para

cortar raíces, refrigeradora para preservar las soluciones de esporas, estante para colocar las placas Petri, piseta para riego, para construir un macrotúnel y mantener las plantas protegidas y limpias se utilizaron estacas, palas, cuerda, agribón, machete, barra, azadón, piocha, rastrillo, zaranda, metro, escalera, martillo, serrucho, hilo, aguja, máquina de costurar, extensión eléctrica, tubos pvc de una pulgada, jama para atrapar *P. xylostella*, bomba jacto para aplicar herbicida, cámara digital, cámara usb (motib 350), libreta de campo, lápiz y computadora portátil para redactar la actividad realizada.

4.3. Prueba de colonización

4.3.1 Asepsia del laboratorio

El laboratorio de entomopatógenos fue sometido a procesos de limpieza y desinfección general, desde equipo hasta infraestructura; para ello se utilizó como agente desinfectante el hipoclorito de sodio al 3.62 % concentración comercial y este fué disuelto hasta una concentración del 2 %. Todos los materiales fueron lavados con agua destilada y detergente para remover cualquier residuo de materia orgánica, luego se sometió a abundante agua para remover partículas del detergente que podían haber quedado en los materiales.

Después de lavado y secado fue sometido a esterilización bajo dos métodos: la esterilización húmeda (Auto clave 121.6 °C a 124 °C 20 minutos) y esterilización con aire caliente (horno), los métodos se utilizaron en función 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 fue manejado a una atmosfera (15 lbs) de presión hasta que alcanzó una temperatura de 121.6 °C a 124 °C, la cual se mantuvo durante 20 minutos, por lo general se esterilizaron los medios de cultivo, placas Petri, tubos de ensayo, papel toalla y probetas.

4.3.2 Desinfección de la cámara de aislamiento

La cámara de aislamiento se desinfectó antes de cada aislamiento con alcohol al 70%, por dentro y fuera de la misma, el mechero se encendió y la cámara se mantuvo cerrada por término de dos minutos, el mechero se mantuvo encendido en todo el proceso de siembra, las azas con que se realizó la siembra se desinfectaban colocándolas sobre la llama del mechero hasta lograr el color rojizo en el metal, luego se procedió a la realización de los aislamientos. La desinfección personal consistió en la aplicación por aspersión en las manos con alcohol al 70% se llevó a cabo antes de realizar los aislamientos.

También se realizó la desinfección en la cámara de flujo laminar (biosafetyclass II labconco) con luz ultravioleta tipo C, para poder así eliminar cualquier contaminante que hubiese ingresado antes del momento de realizar el aislamiento.

4.4 Preparación del sustrato.

Primero se extrajo la humedad (secado), vertiendo capas delgadas de arena en bandejas de aluminio a una temperatura de 270°C durante dos horas, después se extrajo la arena del horno y se ubicó sobre una bandeja de aluminio por 20 minutos, a temperatura de 20°C para su respectivo enfriamiento, luego se introdujo en bolsas de polipropileno y estas introducidas en el autoclave a una temperatura de 121.6°C a 124°C y se mantuvieron de 30 a 45 minutos, aquí es donde inició el proceso de esterilización, eliminando microorganismos, mismo proceso que se aplicó en la esterilización del suelo y por último se realizó la mezcla para formar el sustrato.

4.5 Reproducción de plantas

Primero se realizó desinfección de bandejas con hipoclorito de sodio al 3% para bloquear el efecto de otros microorganismos ya sean biológicos benéficos o patógenos que podrían haber afectado los cultivos en estudio o interrumpir el efecto de los hongos endofíticos utilizados.

4.6 Preparación de la solución de esporas e inoculación

En papa dextrosa agar (PDA) 100 % durante un periodo de 15 días los hongos endofíticos obtenidos se colocaron a crecer y según la agresividad que presentaron se procedió a remover las esporas aplicando la cantidad de 10 ml de agua estéril. Luego se efectuó un rayado con una espátula de aluminio, que facilitó el raspado del micelio del hongo.

Luego de esta solución (solución madre) se extrajo un ml y se introdujo en un tubo de ensayo conteniendo nueve ml de agua destilada, el cual se nombró 1×10^1 y así se continuó con el proceso para obtener una solución de esporas.

De cada solución resultante se realizaron conteos para medir la concentración de esporas mediante un hematocímetro o cámara de Neu bauer. La suspensión de esporas se ajustó a una concentración de 1×10^6 esporas/ml para cada tratamiento. Una vez que ya el biopreparado estuvo listo se procedió a la inoculación del hongo en las plantas.

Las inoculaciones se llevaron a cabo al cumplir cinco días de emergidas las plantas, esto en la primera siembra donde se conoció el porcentaje de colonización y también para la segunda siembra en la cual se conoció el efecto sobre altura de la planta, diámetro de tallo, peso de raíz y volumen de raíz además del efecto de plagas en ambos cultivos a una concentración de 1×10^6 conidios/g de suelo.

4.7. Aislamiento de hongos endofíticos

Las raíces se cortaron en secciones de 0.5-1 cm luego se introdujeron y agitaron en el interior de un beaker que contenía hipoclorito de sodio al 3% después lavarlos tres veces con agua estéril. Las raíces ya lavadas se colocaron en un papel toalla para disminuir la humedad. La raíz se cortó en pequeños trozos y se sembraron en agar papa dextrosa (APD 100%) a esta se le diluyó de una a dos gotas de gentamicina A-80 luego se colocaron en oscuridad a 25°C, este proceso se repite hasta su purificación.

4.8. Manejo del experimento

Incluyó actividades a realizar en el cultivo, tanto a nivel de laboratorio como dentro del macrotúnel.

4.8.1 Desinfección de vasos.

Para la desinfección de los vasos se utilizó Hipoclorito de sodio, el cual se encuentra de manera comercial como hipoclorito de sodio (NaClO) al 3.62%. Este fue disuelto a una concentración al 2%. Luego los vasos se sumergieron en un recipiente que contenía la solución de Hipoclorito de sodio (NaClO) al 2%.

La cantidad de vasos desinfectados fue 156 para repollo y 96 para pepino, siendo en total 252 vasos. Esto debido al número de tratamientos que colonizaron (12 en repollo y siete en pepino) más el testigo en cada uno, también debido a que se tomaron seis plantas/tratamiento para ver el efecto sobre altura de la planta, diámetro de tallo, peso de raíz y volumen de raíz y seis plantas/tratamiento para ver el efecto de plagas en cada cultivo tomando 6 plantas/tratamiento.

4.8.2 Siembra del material vegetal a utilizar

En una bandeja plástica (color negro) de 200 alveolos, con una capacidad de 22.4g de sustrato cada alveolo, este sustrato fué remojado hasta capacidad de campo y luego la siembra de plantas se realizó de la siguiente manera: se introdujeron las semillas de *C. sativus* var. *poinset* 76. a una profundidad de 1-1.3 cm y las semillas de *B. oleracea* a 0.5-1cm de profundidad la cual es la necesaria para su germinación sembrando cinco plantas por tratamiento. En caso de *Fusarium* 25 plantas y de *Trichoderma* se sembraron 50 plantas para la prueba de colonización y para medir las variables: altura de la planta, diámetro de tallo, peso de raíz y volumen de raíz se sembraron seis plantas por tratamiento sumando en total 78 plantas de repollo y 48 de pepino además de seis plantas/tratamiento para conocer el efecto la plaga a evaluar en cada cultivo siendo estas 78 para evaluar la plaga en repollo y 48 en pepino.

4.8.3 Vivero en el laboratorio.

El vivero se estableció en el laboratorio aprovechando su asepsia, su temperatura y evitando contaminaciones, el vivero se mantuvo en el laboratorio hasta que fue vista la germinación de las primeras plantas. Luego en el macrotúnel se realizaron otras actividades aparte de riego (limpieza, inoculación, fertilización) en dicho vivero hasta que alcanzó la edad necesaria para ser trasplantado a los vasos.

4.8.4 Riego.

El riego se realizó con agua normal, utilizando una piseta cuando las plantas se encontraban en sus primeros estadios y luego unas botellas plásticas con un agujero en el tapón ambas para evitar el salpique del agua siendo esta una de las principales maneras en que se da la

diseminación de hongos, debido a las esporas que se suspenden unidas con las porciones de suelo.

Se realizaron tres riegos por día en las horas siguientes: 07:00 am, 11:00 am y 03:00 pm debido a la rápida infiltración del agua en el sustrato. En caso de llover o que hubiesen temperaturas bajas no se realizaban los riegos para evitar el exceso de humedad y el posible ataque de otros hongos a las plantas.

4.8.5 Fertilización.

Debido a las necesidades de nutrientes que las plantas presentaron en sus diferentes etapas de crecimiento, se realizó la fertilización dos veces en ambos cultivos, la primera vez se realizó a los ocho días de germinado el cultivo y la segunda a los 16 días de edad, aportando así los nutrientes que estos requirieron. En la primera fertilización se aplicaron 3g de 18-46-0 disueltos en tres litros de agua, en la segunda se aplicaron 5g de 18-46-0 en tres litros de agua esta solución se realizó de la misma manera para ambos cultivos.

Las plantas utilizadas como hospederos de plagas también fueron fertilizadas con una solución de siete gramos de 18-46-0 en tres litros de agua, aplicando aproximadamente 187 ml de solución por planta, realizada cada 10 días para mantener un buen follaje en las plantas y suficiente alimento para las plagas.

4.9. Descripción del experimento

4.9.1 El porcentaje de colonización

Se midió tomando muestras radiculares de las plantas seleccionadas de cada tratamiento. La parte radicular se dividió en tres zonas, zona uno la parte cercana al tallo, zona dos la parte central y la zona tres cercana a la cofia parte de mayor división celular. Se hicieron tres cortes en cada

zona, utilizando cuatro repeticiones de cada tratamiento. Posteriormente se colocaron los tejidos en PDA 100% luego se obtuvo el porcentaje de colonización según el número de tejidos con presencia de micelio. Para calcular el porcentaje de colonización se utilizó la siguiente fórmula:

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

Dónde:

X = % de colonización.

NTC = Numero de tejidos colonizados

NTT = Numero de tejidos totales

4.9.2 Descripción de Tratamientos

En *C. sativus* colonizaron siete tratamientos de 15 inoculados con hongos endofíticos de estos tratamientos seis fueron de *Trichoderma* y uno de *Fusarium* (Cuadro 2).

Cuadro 2. Colonización de aislados de hongos endofíticos en *C. sativus* (pepino).

Tratamiento	Descripción	Concentración ufc/g de sustrato
T1	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 1	1x10 ⁶
T2	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 2	1x10 ⁶
T3	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 3	1x10 ⁶
T4	<i>Trichoderma spp</i> cepa Hogge 5	1x10 ⁶
T5	<i>Trichoderma spp</i> cepa verson 3	1x10 ⁶
T6	<i>Trichoderma spp</i> cepa tomate 2	1x10 ⁶
T7	<i>Fusarium spp</i> cepa cunde 2	1x10 ⁶

(Hernández Lemus, 2016).

En el cultivo de repollo el número de tratamientos que colonizaron fue mayor mostrando 12 tratamientos en total, de los cuales ocho fueron del género *Trichoderma* y cuatro de *Fusarium* (Cuadro 3).

Cuadro 3. Colonización de aislados de hongos endofíticos en *B. oleracea* (repollo).

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

(Hernández Lemus, 2016).

4.10. Multiplicación de insectos

4.10.1 Palomilla dorso de diamante (*Plutella xylostella*) y plantas.

Para poder realizar la multiplicación de palomillas se sembraron 18 plantas de la familia *brassicaceae*, seis de *B. oleracea* (brócoli), seis de *B. oleracea* (coliflor) y seis de *B. oleracea* var. *Capitata* (repollo) en maceteros plásticos (La parte base de botellas de tres litros) y a una edad de 20 días se utilizaron como hospederos de *P. xylostella* estas se recolectaron en campus de la Universidad Nacional de Agricultura en la sección de hortalizas, en un cultivo de *B. oleracea* var. *Capitata*, luego introducidas en el macrotúnel donde se mantuvieron en jaulas de reproducción en condiciones controladas.

Las palomillas realizaron su ovoposición sobre las plantas hospederas y estas nacieron y se alcanzaron a realizar tres ciclos en 40 días que fueron los días que permanecieron las plantas en el interior del macrotúnel.

Pasos para la reproducción de *P. xylostella*.

- Introducir suelo a nueve recipientes plásticos y humedecerlos hasta capacidad de campo.
- Siembra de nueve plantas hospederas (tres de brócoli, tres de coliflor y tres de repollo).
- Recolección de adultos de.
- Introducción de 78 adultos en las jaulas (cajas) de reproducción a los 20 días de edad de los hospederos.
- Palomillas dorso de diamante (*P. xylostella*) y plantas de repollo (*B. oleracea*).
- Fertilización cada 10 días de edad.
- Los riegos se realizaron dos veces al día uno en horas de la mañana (07:00-08:00 am) y otro en la tarde (03:30-04:30 pm).
- Se mantuvieron 40 días y su reproducción alcanzó tres ciclos.
- Los adultos fueron introducidos en jaulas junto a plantas inoculadas con los hongos endofíticos *Trichoderma* y *Fusarium* para verificar su efecto.

4.10.2 Pulgón (*Aphis gossypii*)

Se recolectaron en estado adulto dentro del campus de la Universidad Nacional de Agricultura en la sección de hortalizas en una plantación de pepino en su último estado de cosecha. Se sembraron siete plantas de pepino en recipientes plásticos (en la parte base de las botellas plásticas de tres litros) para realizar la multiplicación de pulgones y se colocaron dentro de jaulas (cajas selladas con malla antivírica para evitar su escape). Se introdujeron 75 áfidos adultos, un promedio de 10 pulgones por planta debido a algunos que murieron en el traslado de su antiguo al nuevo hábitat.

Los áfidos se reproducen de dos formas por ovoposición y por bipartición, en el interior de la jaula su reproducción fué mayormente por bipartición debido a las altas temperaturas, alcanzando así un número elevado de individuos en pocos días.

Pasos para la reproducción de *A. gossypii*.

- Introducir suelo a siete recipientes plásticos y humedecerlos hasta capacidad de campo.
- Siembra de siete plantas hospederas de *C. sativus*.
- Recolección de adultos.
- Introducción de 75 adultos en las jaulas (cajas) de reproducción a los 20 días de edad de los hospederos.
- Pulgones (*A. gossypii*) y plantas hospederas.
- Fertilización cada 10 días de edad.
- Los riegos se realizaron dos veces al día uno en horas de la mañana (07:00-08:00 am) y otro en la tarde (03:30-04:30 pm).
- Se mantuvieron 12 días en reproducción.
- Después los adultos fueron introducidos en jaulas junto a plantas inoculadas con los hongos endofíticos *Trichoderma* y *Fusarium* para verificar su efecto.

4.11. Variables en estudio

El porcentaje de colonización: se midió tomando muestras radiculares de las plantas seleccionadas de cada tratamiento. La parte radicular se dividió en tres zonas, zona uno la parte cercana al tallo, zona dos la parte central y la zona tres cercana a la cofia parte de mayor división celular. Se hicieron tres cortes en cada zona, utilizando cuatro repeticiones de cada tratamiento. Posteriormente se colocaron los tejidos en PDA 100% luego se obtuvo el porcentaje de colonización según el número de tejidos con presencia de micelio.

Peso de raíz: La planta se extrajo del alveolo y con un bisturí se separó la parte foliar de la parte radicular esta fué lavada bajo caudal para evitar dañarla y después de secada se obtuvo el peso de raíz.

Volumen de raíz: Se obtuvo después de obtener el peso de raíz, sumergiéndola en un recipiente con agua y el volumen desplazado es el volumen de raíz esto se logró aplicando el principio de Arquímedes.

Diámetro del tallo: El tallo se midió en milímetros cada tres días utilizando un pie de rey. La prueba de LSD – Fisher solo fue realizada a los datos tomados de la última medida de diámetro, para hacer comparación con el testigo y conocer si hubo o no efecto por parte de los hongos endofíticos.

Altura de planta: Las medidas se obtuvieron colocando una regla (graduada en cm) desde el comienzo del rizoma (base del tallo de la planta) hasta la parte más reciente de la planta. Con las medidas se obtuvo el crecimiento de la planta cada tres días y con la última medida realizar el análisis de varianza y la prueba LSD – Fisher.

4.12. La selección del método de extracción dependió de los siguientes factores:

Objetivo del estudio: Las raíces fueron extraídas en la primera ocasión para conocer el porcentaje de colonización y en la segunda para conocer el peso y el volumen de raíz y de esta forma verificar el efecto de *Trichoderma* y *Fusarium* en estas variables.

Eficiencia deseada: Las raíces fueron el medio principal por el cual los hongos ingresaron en el interior de la planta hasta lograr una colonización y un efecto eficiente.

Equipo disponible: El porcentaje de colonización fue conocido por medio del equipo con el que cuenta el laboratorio donde fue realizado el experimento.

Condición de la muestra: Las raíces de las plantas estuvieron colonizadas, con buen desarrollo y buen estado.

4.13 Diseño experimental

Para ver el efecto de las variables: altura de planta, diámetro de tallo, peso y volumen de raíz, y el efecto de plagas, se utilizó un diseño completamente al azar (DCA), el cual constó de ocho tratamientos para *C. sativus* y 13 para *B. oleracea* contando con seis repeticiones para ver el efecto de las variables y seis para el efecto de las plagas. Los datos obtenidos fueron tabulados para su análisis mediante un paquete estadístico InfoStat versión 2013, y se realizaron pruebas de LSD - Fisher para el análisis de medias.

Las pruebas de LSD – Fisher para el análisis de medias se realizó en cuatro variables las cuales son: diámetro de tallo, altura de la planta, peso de raíz y volumen de raíz, para la variable porcentaje de colonización fue evaluada en porcentaje.

4.13.1 Modelo estadístico

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

Dónde:

Y_{ij} = Variable de respuesta observada

μ = Media general

α_i = Efecto del i-ésimo tratamiento

ϵ_{ij} = Efecto del error experimental

Tratamiento = cepa del hongo a inocular.

Repeticón es cada planta de las cuales cada una se vuelve una unidad experimental.

4.13.2 Análisis estadístico

Se realizó a cada una de las variables en estudio una prueba de ANAVA, al resultar significativo indicó promoción de crecimiento y tolerancia a plagas por parte de los hongos endofíticos aplicados en los cultivos estudiados, luego se procedió a la aplicación de prueba de medias LSD - FISHER, a través de la cual se identificó con mayor precisión las diferencias entre tratamientos respecto a las variables estudiadas.

V. RESULTADOS Y DISCUCION

5.1. Cultivo de *C. sativus*.

5.1.1 Porcentaje de colonización por tratamiento

Las pruebas de colonización indicaron la capacidad de *Trichoderma* y *Fusarium*, para establecer una relación de beneficio tanto para ellos como para el cultivo *C. sativus* (pepino). De las 15 cepas inoculadas, siete de ellas colonizaron sobre este, del total, seis pertenecen al género *Trichoderma* y una al género *Fusarium*. Cada cepa inoculada se tomó como un tratamiento por lo cual solo hubo colonización en siete de los 15 tratamientos (Figura 1).

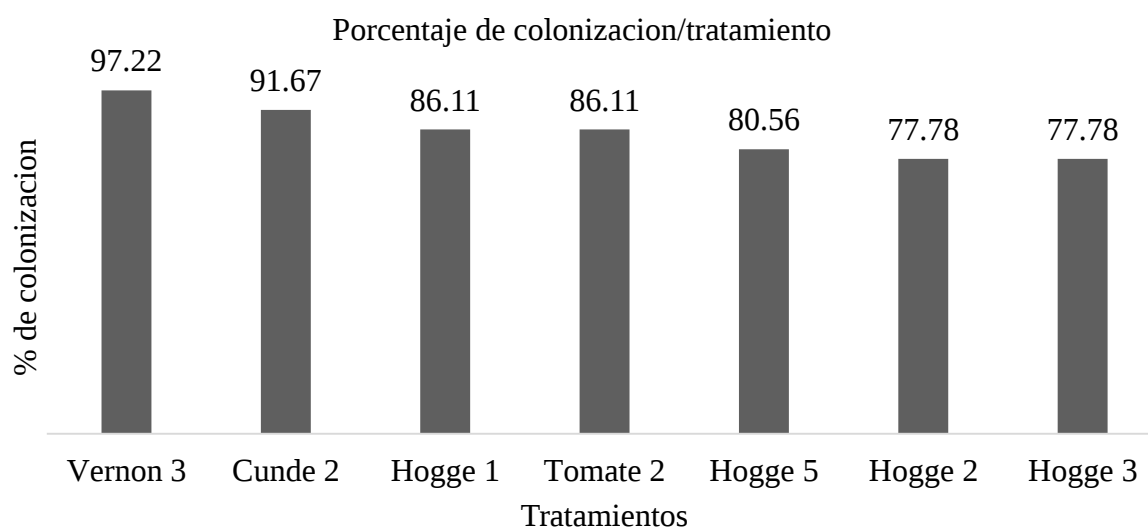


Figura 1. Colonización de endofíticos en pepino

El 60% de los aislados de *Trichoderma* presentaron colonización en este cultivo y del género *Fusarium* el 20%, de los aislados inoculados *Trichoderma* el tratamiento vernon 3 colonizó con el 97.22% y Hogge 3 colonizó un 77.78% mientras que para el aislado de *Fusarium* que fue Cunde 2 colonizó con un 91.67% (Figura 1).

Núñez (2002) encontró un 92% de colonización en el sistema radicular del cultivo de arroz. Mientras que Matute (2013) en plantas de tomate familia solanácea reportó un 96% de colonización en el sistema radicular del mismo, siendo estos resultados similares a los encontrados en *C. sativus*.

La evaluación del porcentaje de colonización en el sistema radical se realizó por zonas: uno (alta), dos (media) y tres (baja).

Cuadro 4. Colonización de aislados endofíticos por zona radicular en pepino.

Tratamiento	Zona 1 (%)	Zona 2 (%)	Zona 3 (%)
Hogge 1	100	83.34	75
Hogge 2	83.34	83.33	66.67
Hogge 3	91.67	75	66.67
Hogge 5	91.67	83.33	66.67
Vernon 3	91.67	83.34	83.33
Tomate 2	91.67	91.67	91.67
Cunde 2	100	91.67	100

(Hernández Lemus, 2016).

En la zona uno: el mayor porcentaje de colonización lo presentaron los tratamientos Vernon 3 y Hogge 1 (*Trichoderma*) presentando 100 % mientras que el menor porcentaje fue obtenido en Hogge 2 (*Trichoderma*) con 83.34 % siendo superado por la cepa Cunde 2 (*Fusarium*) quien se encuentra en la media con 91.67%. Similar a la investigación realizada en la raíz de melón y chile por Mendoza y Sikora (2008) quienes registraron mayor colonización en la zona alta de la raíz de ambos cultivos.

En la zona dos: El mayor porcentaje de colonización encontrado en esta zona fué en los tratamientos Cunde 2 (*Fusarium*), Vernon 3 (*Trichoderma*) con 91.67 % cada uno y el menor porcentaje Hogge 3 con 75 %.

En la zona tres: El mayor porcentaje de colonización lo obtuvo el tratamiento Vernon 3 (*Trichoderma*) con 100 % y el menor en los tratamientos Hogge 2, Hogge 3 y Hogge 5 (*Trichoderma*) con 66.67 % cada uno. La cepa Cunde 2 (*Fusarium*) con 91.67 % supera los tratamientos Tomate 2 y Hogge 1 con 83.34 %, Hogge 2 y Hogge 5 con 83.33 % y Hogge 3 con 75 % (*Trichoderma*).

Los porcentajes de colonización encontrados superan el mayor porcentaje de colonización encontrado en *C. sativus* (FHIA, 2007) que fue del 6%.

5.1.2 Porcentaje de colonización de cada zona

El mayor porcentaje de colonización se obtuvo en la zona uno de su sistema radical con 92.86 % y el menor en la zona tres del mismo con 78.57% (Figura 2). Según Páez (2006) estudios realizados en cucurbitáceas *Trichoderma* producen sustancias estimuladoras de crecimiento y desarrollo de la planta debido a que sustancias actúan como catalizadores o aceleradores de los tejidos meristemáticos primarios en las partes jóvenes de éstas por lo que se trasladan hacia la parte superficial donde las cucurbitáceas extienden los pelos absorbentes (Figura 2).

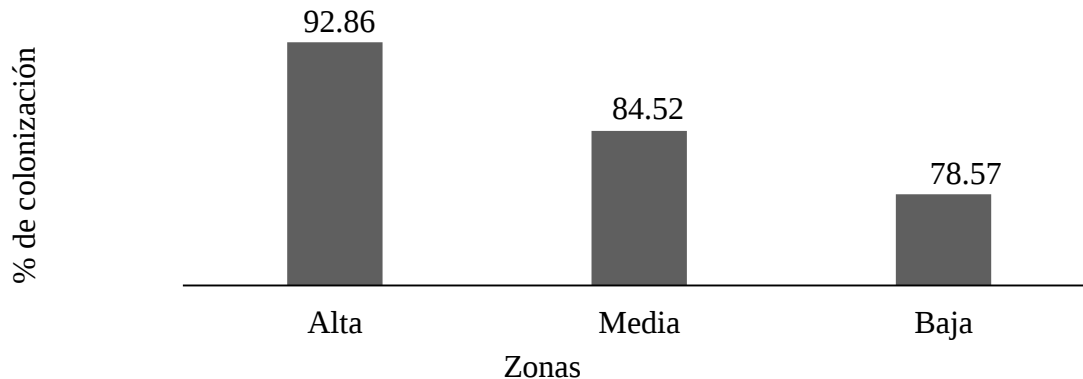


Figura 2. Porcentaje de colonización de cada zona de raíz en pepino.

Según Harman *et al.* (2004) y Barrios (2006), la colonización de *Trichoderma* es debido a su característica oportunista de invadir rápidamente la planta através de diferentes tejidos y órganos vegetales por lo cual cada vez existen más investigaciones donde emplean hongos endofíticos para conocer su efecto sin importar el tipo de cultivo. El promedio total de colonización alcanzado por los aislados inoculados en *C. sativus* es de 85.32 %.

5.1.3 Diámetro de tallo (mm)

Los tratamientos evaluados presentaron diferencias significativas donde Hogge 3 (*Trichoderma*) con 6.28 mm mostró el mayor diámetro y diferente estadísticamente en comparación al testigo que mostró un menor desarrollo con 5.39 cm (Figura 3). Los Tratamientos Hogge 3 y Hogge 2 inoculados con *Trichoderma* mostraron un comportamiento similar en grosor de tallo.

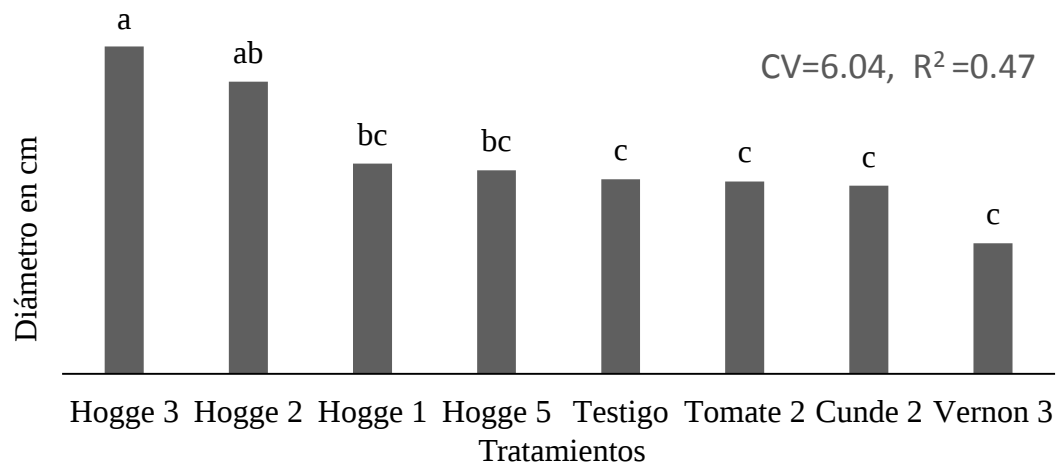


Figura 3. Diámetro de tallo de pepino evaluado con hongos endofíticos.

Estimula el crecimiento de los cultivos, porque posee metabolitos que promueven los procesos de desarrollo en las plantas Chiriboga, Garcés y Gómez (2015). Esto puede dar lugar a que no se activen los mecanismos de respuesta en la planta, lo cual requiere un alto consumo de nutrientes y energía de las plantas (Walters y Heil, 2007).

Investigación realizada por Mejía y Valero (2009) inoculando *Trichoderma* sp Tratamiento (TCC-OO5 106) en *Passiflora edulis* var. flavicarpa Deneger encontró mayores efectos sobre el grosor del tallo.

5.1.4 Peso de raíz (g) y volumen de raíz (ml).

No se encontró diferencia estadística en ambas variables. El tratamiento con mayor peso de raíz fué tomate 2 (*Trichoderma*) con 4.63 g comportándose similar al testigo que presentó 4.25 g y el menor tratamiento fue cunde 2 (*Fusarium*) con 2.77 g.

Cuadro 5. Variables altura, peso de raíz y volumen de raíz en repollo.

Tratamiento	Peso de raíz	Volumen de raíz	Altura (cm)
Tomate 2	4.63 a	3.08 a	20.53 ab
Hogge 2	4.27 ab	3 ab	17.85 ab
Testigo	4.25 ab	3 ab	19.15 ab
Hogge 3	3.83 abc	2.92 ab	22.35 ab
Hogge 5	3.65 bcd	2.42 bc	20.78 ab
Hogge 1	3.02 cde	2.17 c	17.98
Vernon 3	2.82 de	2.17 c	16.78 ab
Cunde 2	2.77 e	1.92 c	18.32 ab

(Hernández Lemus, 2016).

En repollo no presentaron diferencia estadística significativa en los tratamientos inoculados con hongos endofíticos (CV=19.47, $R^2=0.57$ para peso de raíz, CV=20.97, $R^2=0.54$ para volumen de raíz y CV=18.42, $R^2=0.35$ para altura).

En estas variables no se encontraron diferencias estadísticas significativas. En volumen el tratamiento testigo con 3.08 ml resultó ser superior a todos los tratamientos inoculados con hongos endofíticos, pero comportándose similar a los tratamientos: Hogge 2, Tomate 2 y Hogge 3.

En la variable altura de los tratamientos evaluados Hogge 3 (*Trichoderma*) con 22.35 cm es el de mayor altura y los tratamientos Hogge 1, Hogge 2 y Vernon 3 (*Trichoderma*) mostraron el menor crecimiento vegetativo, el resto de los tratamientos mostraron un comportamiento similar con alturas dentro del rango de 18.32 – 20.78 cm mostrándose no influenciados respecto a la altura con la presencia de hongo (Cuadro 4).

5.2. Cultivo de *B. oleracea* (Repollo)

5.2.1. Porcentaje de colonización

Se inocularon 15 cepas en el cultivo de repollo de las cuales 12 de ellas colonizaron sobre dicho cultivo, del total de estas, ocho pertenecen al género *Trichoderma* y cuatro al género *Fusarium*. Cada cepa inoculada representa un tratamiento por lo cual 12 de los 15 tratamientos inoculados colonizaron en el cultivo de repollo, cada tratamiento estaba compuesto por cuatro plantas como unidades experimentales.

5.2.2 Porcentaje de colonización por tratamiento

Según el promedio general del porcentaje de colonización de los 12 aislados de hongos endofíticos inoculados el tratamiento Chile 2 (*Fusarium*) presentó el mayor porcentaje de colonización y el menor porcentaje Berenjena 1 (*Fusarium*) con 55.56% (Figura 4).

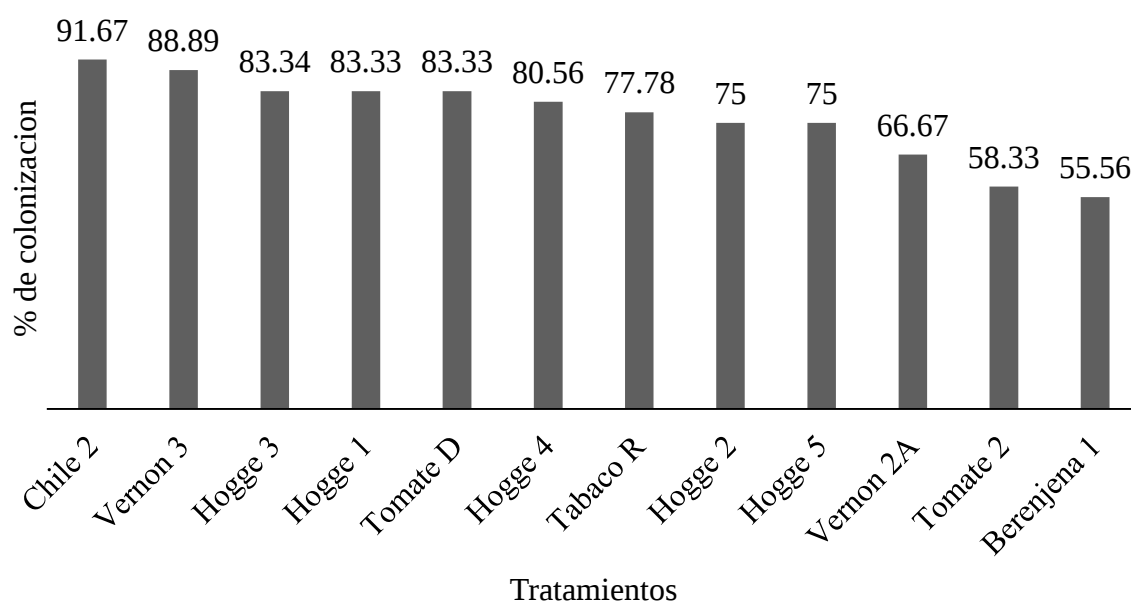


Figura 4. Porcentaje de colonización de cada tratamiento en repollo.

El importante grado de variación respecto a morfología microscópica y características fisiológicas le confiere a *Fusarium* la habilidad de colonizar en diversos hábitats (Samson *et al.* 1981; Nelson *et al.* 1994).

La evaluación del porcentaje de colonización en repollo al igual que en pepino el sistema radical se realizó por zonas: uno (alta), dos (media) y tres (baja).

Cuadro 6. Porcentaje de colonización de hongos endofíticos evaluado en las tres zonas de raíz del cultivo de *B. oleracea*.

Tratamiento	Zona 1 (%)	Zona 2 (%)	Zona 3 (%)
Tomate D	91.67	66.67	91.67
Chile 2	83.34	100	91.67
Hogge 1	83.33	75	91.67
Tabaco R	83.33	66.67	83.33
Hogge 3	75	91.67	83.34
Vernon 3	75	91.67	100
Hogge 2	66.67	58.33	100
Hogge 5	58.33	83.34	83.34
Hogge 4	50	91.67	100
Tomate 2	41.67	58.34	75
Vernon 2A	33.33	75	91.67
Berenjena 1	33.33	58.33	75

(Hernández Lemus, 2016).

En la zona alta sistema radicular del cultivo de repollo se encuentra el menor porcentaje de colonización, en el cual el mayor porcentaje de colonización lo presento el tratamiento Tomate D (*Fusarium*) con 91.67% y el menor Berenjena 1 (*Fusarium*) y Vernon 2A (*Trichoderma*) con 33.33 % cada uno.

El mayor porcentaje de colonización en la parte media de la raíz del cultivo de repollo lo presentó el tratamiento Chile 2 (*Fusarium*) con 100 % mientras que el menor porcentaje, Hogge 2 (*Trichoderma*) y Berenjena (*Fusarium*) con 58.33 % cada uno.

El mayor porcentaje de colonización por parte de los aislados de hongos endofíticos en el cultivo de repollo se presentó en la zona baja, mediante los tratamientos Vernon 3, Hogge 4, Hogge 2 (*Trichoderma*) con 100 % y el menor porcentaje en Tomate 2 (*Trichoderma*) y Berenjena 1 (*Fusarium*) con 75 %.

5.2.3 Porcentaje de colonización de cada zona

El mayor porcentaje de colonización en el cultivo de repollo se llevó a cabo en la zona baja de su sistema radical con 88.89 % y el menor en la zona alta del mismo con 64.58% (Figura 5).

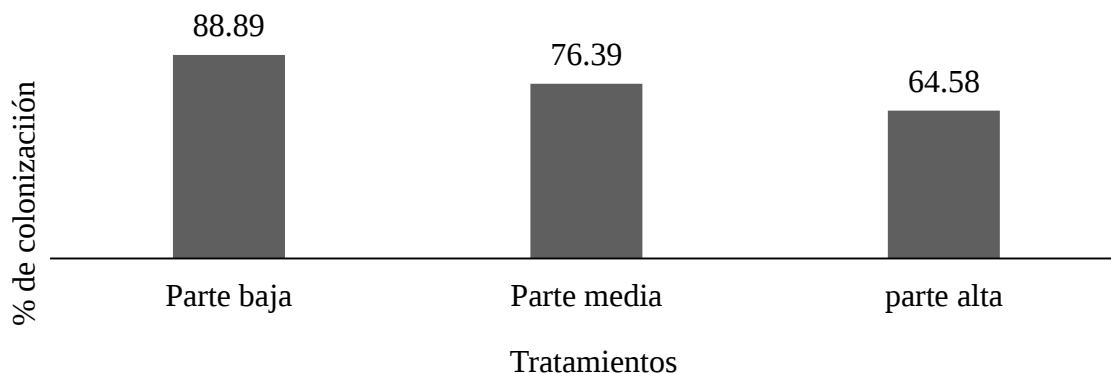


Figura 5. Porcentaje de colonización de cada zona de raíz en repollo.

5.2.4 Altura (cm)

No hay diferencia estadística, sin embargo vernon 3 (*Trichoderma*) el de mayor altura con 5.75 cm se mostró similar al testigo con 5.7 cm y a los tratamientos Berenjena 1, Chile 2, Hogge 4, Tomate 2 y Tabaco R. El tratamiento Hogge 3 (*Trichoderma*) con 4.95 cm fué el de menor altura.

Cuadro 7. Altura de plantas en repollo inoculado con hongos endofíticos.

Tratamiento	Cepa	Altura (cm)
T1	Hogge 1	5.15 cde
T2	Hogge 2	5.33 abcde
T3	Hogge 3	4.9 e
T4	Hogge 4	5.48 abcd
T5	Hogge 5	5.27 bcde
T6	Vernon 3	5.75 a
T7	Vernon 2A	5.3 abcde
T8	Tomate 2	5.48 abcd
T9	Tomate D	5.05 de
T10	Chile 2	5.58 abc
T11	Tabaco R	5.47 abcd
T12	Berenjena 1	5.63 ab
T13	Testigo	5.7 ab

(Hernández Lemus, 2016).

5.2.5 Diámetro de tallo de *B. oleracea* (mm).

Para esta variable se encontraron diferencias estadísticas significativas en los tratamientos evaluados, siendo Hogge 1 (Figura 6) inoculado con *Trichoderma* con 6.32 mm el de mayor diámetro y diferente estadísticamente en comparación al testigo que mostró un menor diámetro con 3 mm. Hogge 1 presenta un comportamiento similar a Tabaco R y Berengena 1 ambos inoculados con *Fusarium*. Hallmann & Sikora (1994) encontraron promoción de crecimiento en tomate utilizando hongos endofíticos.

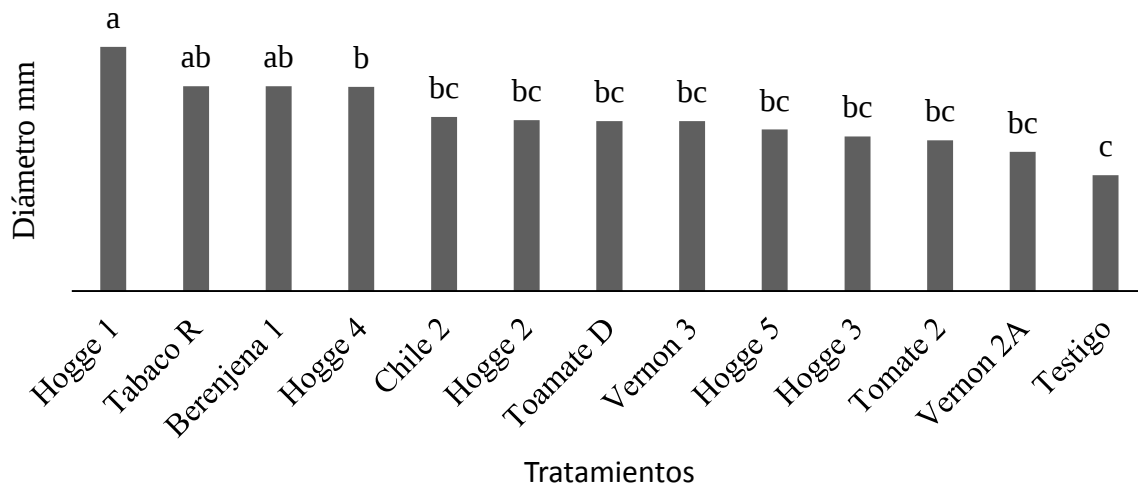


Figura 6. Diámetro de tallo en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos.

Según Chet *et al.* (1997), el éxito de la colonización de *Trichoderma* es debido a su elevada capacidad reproductiva, habilidad para soportar condiciones desfavorables y ser eficaz en la utilización de nutrientes modificando la rizosfera para promover crecimiento mediante la activación de mecanismos de defensa de la planta.

Este efecto de promoción de crecimiento fué demostrado por Pocasangre (2004), quien encontró una promoción de crecimiento para las variables altura, diámetro y emisión de hojas en plantas de banano. Según Leandro *et al.* (2007) *Trichoderma* es considerado estimulador del crecimiento vegetal. Similares resultados fueron documentados con endofíticos no patogénicos de *Fusarium* sp, promoviendo crecimiento en diferentes cultivares de banano, tres meses después de la inoculación (Niere *et al.* 1999)

Menjivar (2005), para la variable circunferencia de pseudotallo de plantas de banano encontró que plantas protegidas con hongos endofíticos fueron estadísticamente superiores al tratamiento químico y al testigo absoluto.

5.2.6 Peso de raíz (g)

Esta variable presentó diferencia estadística significativa en los tratamientos evaluados, donde Berenjena 1 (Figura 7) tratada con el aislado de *Fusarium* con 6.95 g resultó ser el de mayor diámetro y diferente estadísticamente en comparación al testigo que mostró un menor desarrollo con 4.43 g quien superó a Hogge 2 con 0.01 g.

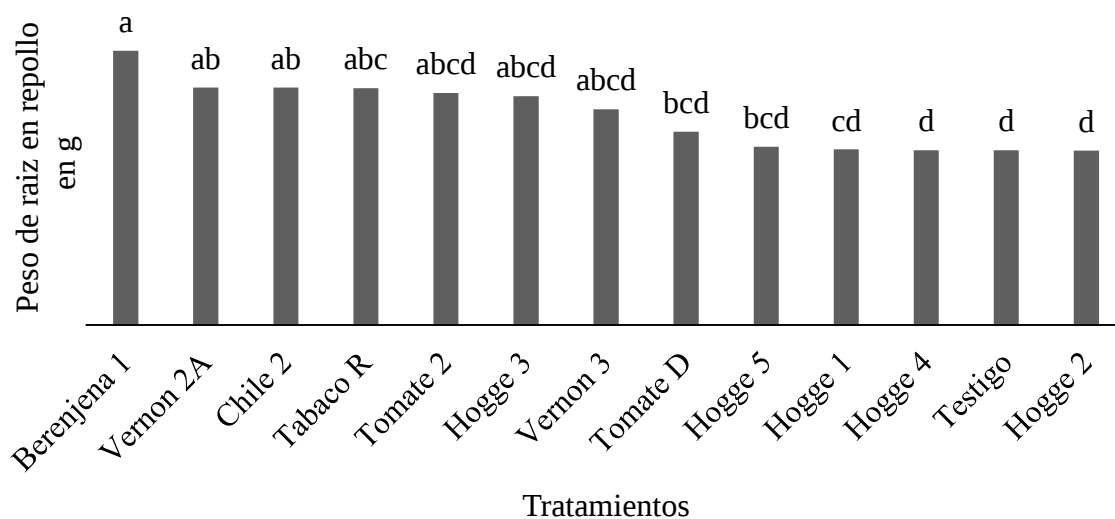


Figura 7. Peso de raíz en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos

Resultados similares fueron encontrados por zum Felde (2002), quien encontró que plantas inoculadas con los aislados del género *Trichoderma* y *Fusarium*, incrementan el peso de raíces en banano.

De igual forma Pocasangre (2002), menciona que plantas inoculadas con aislados endofíticos presentaron pesos superiores del sistema radical y foliar en comparación con plantas no protegidas. Además Cañizares (2003), también obtuvo resultados similares, encontrando vitro-plantas inoculadas con endofíticos, con un 38% más de peso radical que el testigo.

5.2.7 Volumen de raíz (ml).

El grafico muestra el efecto tanto de *Trichoderma* como de *Fusarium* sobre el volumen de raíz en las plantas de repollo, el tratamiento “Berenjena 1” del género *Fusarium* es el que mayor volumen de raíz presentó con 6.22 ml y “Hogge 2” del género *Trichoderma* es el de menor volumen con 3.72 ml superado por el testigo con 0.56 ml. El volumen de raíz del testigo superó a “Hogge 1”, “Hogge 2” y “Hogge 5” los tres tratamientos fueron inoculados con *Trichoderma* (Figura 8).

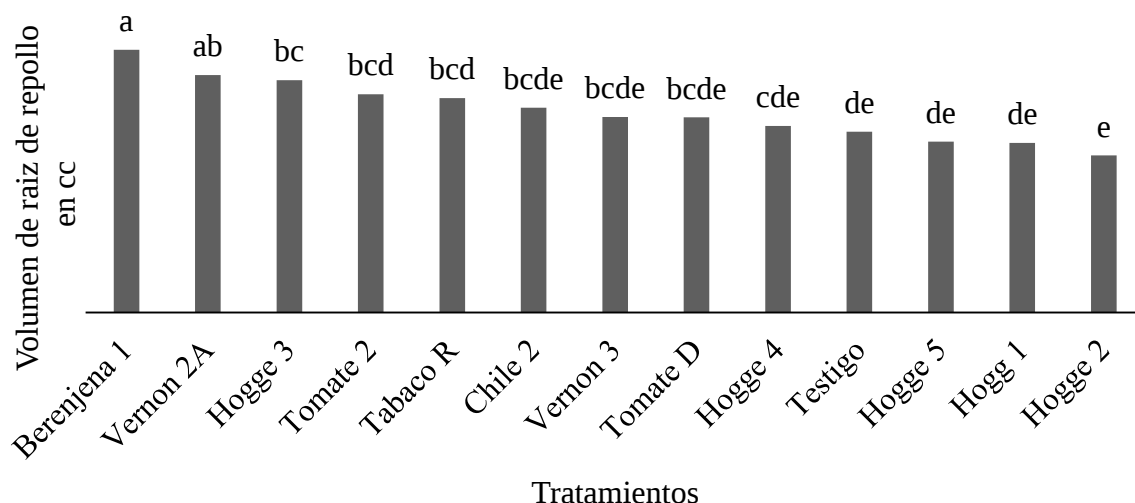


Figura 8. Volumen de raíz en repollo inoculado con aislados de hongos endofíticos

El importante grado de variación respecto a morfología microscópica y características fisiológicas le confiere a *Fusarium* la habilidad de colonizar en diversos hábitats (Samson *et al.* 1981; Nelson *et al.* 1994).

5.3 Plagas

5.3.1 *A. gossypii* en *C. sativus*

Para conocer la tendencia de crecimiento poblacional de *A. gossypii* sobre plantas de pepino inoculadas con siete aislados de hongos endofíticos y hacer comparación con un testigo se realizaron tres tomas o muestreos. La primera toma se realizó a los tres días después de haber inoculado 10 áfidos por planta, la segunda se llevó a cabo a los siete días y la tercera toma se realizó a los 10 días después de inoculados los áfidos en las plantas de pepino.

En la primera toma, *A. gossypii* tanto en la primera como en la segunda toma, muestra su mayor tendencia de crecimiento poblacional sobre el tratamiento Hogge 3 (*Trichoderma*) con un promedio de 25.17 áfidos encontrándose su menor tendencia de crecimiento poblacional en el testigo con 12.67 áfidos en promedio el cual estaba libre de inóculo (Anexo 5).12.67. En el segundo conteo de áfidos realizada a los siete días después de inoculados 10 áfidos por planta, muestra su tendencia de crecimiento poblacional en el tratamiento Hogge 3 (*Trichoderma*) con 16.33 áfidos, y su menor tendencia es reflejada en el testigo con 7.5 áfidos en promedio por planta dando a conocer una disminución de la población de áfidos (Anexo 6).

A los 10 días después de haber inoculado 10 áfidos en cada unidad experimental se realizó la tercera toma. Esta vez dando a conocer que el tratamiento Hogge 1 (*Trichoderma*) con un promedio de 23.67 áfidos por planta, muestra mayor crecimiento poblacional de áfidos en comparación con el testigo con 6.5 áfidos por planta, en el cual se encontró que la población tendió a descender en comparación con el número de áfidos inoculados por planta (Anexo 7).

Se realizó el ANAVA al promedio de áfidos por tratamiento no encontrando diferencia estadística significativa, debido a que todos los tratamientos mostraron un comportamiento similar respecto a la tendencia de crecimiento poblacional de *A. gossypii* (Anexo 8).

5.3.2 Larvas de *P. xylostella* en *B. oleracea*.

Cuadro 8. Promedio de larvas en cada tratamiento en el cultivo de *B. oleracea*.

Tratamiento	Cepa	Promedio de larvas/tratamiento
T1	Hogge 1	0.64 a
T2	Hogge 2	0.74 a
T3	Hogge 3	0.88 a
T4	Hogge 4	1.29 a
T5	Hogge 5	0.47 a
T6	Vernon 3	0.8 a
T7	Vernon 2A	0.62 a
T8	Tomate 2	0.94 a
T9	Chile 2	6 a
T10	Tabaco R	1.18 a
T11	Tomate D	0.74 a
T12	Berenjena	0.71 a
T13	Testigo	0.47 a

(Hernández Lemus, 2016).

A los 20 días de edad del cultivo de repollo se introdujeron 78 adultos de palomillas dorso de diamante sobre dicho cultivo ubicado en el interior del macrotúnel, estas realizaron su ovoposición sobre las plantas y se realizaron siete muestreos de larvas uno cada tres días. El ANAVA para estas variables refleja que el comportamiento de la plaga bajo el efecto de HE no fueron diferentes estadísticamente con respecto al testigo.

Según el promedio de larvas obtenido por tratamiento, Hogge 4 inoculado con *Trichoderma* es el más poblado por larvas de *P. xylostella*. El testigo junto con el tratamiento Hogge 5 (*Trichoderma*) muestran el menor promedio de larvas por lo tanto son los menos afectados por esta plaga en estado larval. En el tratamiento Tabaco R (*Fusarium*) con el ataque de 18 larvas es el más susceptible en comparación con las demás cepas inoculadas con el mismo

género y en comparación con las cepas de *Trichoderma* quien tiene el menor ataque mediante el tratamiento Hogge 5 con 4 larvas.

5.3.2.1 Daño de *P. xylostella*

El porcentaje de daño en *B. oleracea* se midió contando todas las hojas de la planta y de ellas contar las hojas afectadas y utilizando la regla de tres se obtuvo el porcentaje de daño. El tratamiento Tomate 2 inoculado con *Trichoderma* es el más afectado por *P. xylostella* con 57% de daño y el tratamiento con menos porcentaje de daño fue el tratamiento Vernon 2A con 22% de daño inoculado bajo el mismo endofítico. De los tratamientos inoculados con *Fusarium* Tabaco R fué el que mayor porcentaje de daño mostro con 43 % (Anexo 14).

VI. CONCLUSIONES

En pepino colonizaron siete de las 15 cepas inoculadas de las cuales seis pertenecen al género *Trichoderma* y una al género *Fusarium*, mientras que en repollo colonizaron 12 de las 15 cepas inoculadas entre ellas ocho son del género *Trichoderma* y cuatro del género *Fusarium*.

El porcentaje de colonización alcanzado por los hongos endofíticos en pepino fué de 85.32 % y en repollo de 76.62%.

En pepino la zona que presento mayor porcentaje de colonización fué la zona uno y en repollo la zona tres.

Las plantas de pepino inoculadas con hongos endofíticos presentaron mayor altura, diámetro, peso de raíz, en donde altura y diámetro fué Hogge 3 y peso de raíz tomate 2, ambos del genero *Trichoderma*.

En repollo las plantas inoculadas con aislados de hongos endofíticos presentaron mayor altura, diámetro, peso y volumen de raíz, el mejor tratamiento en altura fué vernon 3, diámetro hogge 1, peso y volumen de raíz berenjena 1, siendo los dos primeros tratamientos del genero *Trichoderma* y el ultimo del genero *Fusarium*.

Las plantas de pepino y repollo bajo el efecto de los tratamientos de HE evaluados, resultaron ser más susceptibles *A. gossypii* y *P. xylostella* respectivamente al ser comparadas con el testigo.

VII. RECOMENDACIONES

Profundizar la investigación respecto a estudios de hongos endofíticos incentivando alumnos a la recolección de más cepas.

Desarrollar la investigación sobre hongos endofíticos a nivel de campo.

Disponer de más equipo para el manejo de cepas de hongos endofíticos en el laboratorio.

BIBLIOGRAFIA

Castillo, JA; Guerrero, O. 2008. Efecto de controladores biológicos sobre la hernia de las crucíferas Fitopatología. 2a.ed. 4 p. (298-302). México: Editorial LIMUSA.

AIANER (Asociación de ingenieros agrónomos del nordeste de entre ríos), 2014. Pulgones transmisores de virus. Umbrales, control y condiciones predisponentes. Concordia, Entre Ríos, Argentina. Consultado (en línea) el sábado 29 de agosto 2015. Disponible en: <http://www.agritotal.com/nota.asp?did=11224>. P 1.

Álvarez, C. y Fernández, SA. 1988. Biología de *Plutella xillostella* (L) (Lepidóptera: Yponomeutidae polilla del repollo (Brassica oleracea) en condiciones de laboratorio. Estación Experimental Barquisimeto, Venezuela.

Arias, S. 2007. Manual de producción. Producción de pepino. USAID-RED (Del Pueblo de los Estados Unidos de América Programa de Diversificación Económica Rural) Oficinas de la FHIA, La Lima, Cortes, Honduras (en línea) Consultado el 20/07/2015. Disponible en: www.ussaid-red.org www.fintrac.com. 4 p

Bayman P, Bennett J.W. 1998. Nitrate-Nonutilizing Mutant and Vegetative Self-Incompatibility in *Cunninghamella echinulata* var. *Elegans* Biotechnol Lett.; 20 p (901-903).

Bisognin, DA. 2002. Krístková et al., 2003. Centro de origen del pepino. Origin and evolution of cultivated cucurbits. Ciência Rural, Volúmen 32, Número 5. 2 p (14-15).

Bogan, BW. Lamar RT. 1996. Polycyclic Aromatic Hydrocarbon-Degradating Capabilities of *Phanerochaete chrysosporium* HHB-1625 and Its Extracellular Ligninolytic Enzymes. *Appl Environ Microbiol*; 6 p (1597-1603).

Capinera, L. 2000. *Diaphania hyalinata* (Linnaeus) (Lepidoptera: Pyralidae: Pyraustinae): nuevo registro para Arica. Melonworm-*Diaphania hyalinata*. En: Featured Creatures. University of Florida. Consultado en línea el 12/06/2016 y disponible en: <http://www.ifas.ufl.edu/insect/veg/leaf/melonworm.htm>. Vol. 1 4 p.

Cardoso, AI. 2002. Avaliação de cultivares de pepino tipo caipira sob ambiente protegido em duas épocas de semeadura. *Bragantia* (Campinas), Volumen 61, Número 1. 3 p (45-47).

Carroll, GC. 1998. The Biology of Endophytism in Plants with Particular Reference to Woody Perennials. Fokkema NJ, van den Heuvel J (eds.). *Microbiology of the Phyllosphere*. Cambridge, Inglaterra: University Press. p. 205-222.

Carver, M.; Gross, GF.; Woodward, TE. 1991. Superfamilia Aphidoidea, Hemiptera. In: CSIRO Division of Entomology: The insect of Australia. A textbook for students and research workers. Vol 1 (Second edition): 452-457. Melbourne University Press. Melbourne (Australia). In: Nieto Nafria, J., Delfino M. A. y Mier Durante, M. P. 1994. La afido fauna de la Argentina, su conocimiento en 1992. Universidad de León, España, p. 26.

Castillo, JA.; Guerrero, O. 2008. Efecto de controladores biológicos sobre la hernia de las crucíferas. *Inventum* No. 5 Ingeniera en Agroecología de la Corporación Universitaria Minuto de Dios, (UNIMINUTO), 32 - ISSN 1909 – 2520. P 10.

Chávez, C. 2001. Polinización en Cucurbitáceas. Folleto Número 23. INIFAP-SAGAR, Hermosillo, Sonora, México.

Clausen CP. 1940. Entomophago usinsects. , Sociedad Venezolana de Entomología ISSN 1317-5262. Consultado en línea el 19/04/16 disponible en http://www.nhm.ac.uk/resources/researchcuration/projects/chalcidoids/pdf_X/PerezMoSa2012.pdfMcGraw-Hill, New York. EE. UU. 688 pp.

Clay, K.; Hardy, TN., Hammond, A.M., 1985. Fungal Endophytes of Grasses and their Effects on an Insect Herbivore. *Oecologia*; 66: 4 p (1-5).

Coello Santos, B.; Hernández, VM.; Gonzales Pereira, S.; Díaz Trujillo, L.; Luces Solaz, C.; Martin Amador, S. 2009. Guía de lucha contra las plagas de las hortalizas. Mosca blanca. Servicio técnico de agricultura y desarrollo rural.

De Bary, A. 1866. *Morphologie und Physiologie der Pilze, Flechten und Myxomyceten*. Engelann, Leipzig, Alemania.

Fornaris Rullan, GJ., 2014. Características de la planta. Usos del repollo. Conjunto Tecnológico para la Producción de Repollo. Estación Experimental Agrícola. Recinto Universitario de Mayagüez. Universidad de Puerto Rico. 1 p.

Galindo, M. 2013. Honduras a nivel de Centroamérica es líder en producción y exportación de pepino. *El Herald*. Tegucigalpa Honduras. (en línea) Consultado el 20/07/2015. Disponible en: www.innovacion.gob.sv/.../Manual%20para%20Producción%20de%20Pepino.pdf. www.latribuna.hn.

Gamboa Gaitán, MA. 2006. Hongos endofíticos tropicales. Conocimiento actual y perspectivas Tropical Endophytic Fungi: Current Knowledge and Perspectives Departamento de Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia, Sede Bogotá, AA 14490, Bogotá, Colombia. 3 p magamboaga@unal.edu.com. Consultado el 18/07/15 disponible en: https://www.google.com/search?q=hongos+endofiticos+pdf*.

Hernández Alonzo, LD.; Quintanilla Chicas, SJ. 2013. Determinación de la concentración letal 50 (CL50) de dos plaguicidas sintéticos utilizando *Eisenia foetida* S. (Lombriz de tierra roja californiana) en el cultivo de *Cucumis sativus* L. (Pepino) en el distrito de riego del valle de Zapotitan, La Libertad. Tesis Lic. San Salvador El Salvador, Universidad del Salvador. 53 p.

Hernández Hernández, LO. 2005. Efecto supresivo de hongos endofíticos provenientes de plantaciones de banano sobre el nematodo barrenador *Radopholus similis* (Thorne). Tesis Ing. Agr. Catacâmas, Honduras. Universidad Nacional de Agricultura. 80 p.

Jácome, C. 2001. Registro de *Conura* sp. grupo *immaculata* (Hymenoptera: Chalcididae) parasitando *Leptophobia aripa* (Lepidoptera: Pieridae) en *Brassica oleracea* var. *italica*. Acercamiento a la problemática de plagas en el valle del Chota. Ecuador. Consultado en línea el 19/04/16 disponible en: <http://idrinfo.idrc.ca/archive/corpdocs/117543/acercamiento.pdf>. Universidad Nacional de Colombia. Vol.27. Apartado 7495, Bogotá D.C., Colombia 99-101 p.

Krístkova, E.; Lebeda, A.; Vinter, V.; Blahousek, O. 2003. Genetic resources of the genus *Cucumis* and their morphological description. Horticultural Science (Prague), Volumen 30, Número 1. 1 p.

Léveillé, JH. 1846. Considérations mycology quessuivisd'une nouvelle classification des champignons. Paris.

López Montes, J. 2011. López Pérez, R.; Lacayo, L., Reyes, R.; Gutiérrez, S. Manual de prácticas agrícolas en el cultivo de repollo (*Brassica oleracea* var. *Capitata*). Aspectos botánicos del cultivo de repollo. Gef-repcar – Colombia, Costa rica y Nicaragua. Consultado el 21/06/16 pdf 10 p.

López Zamora, CM. 2013. Cultivo de pepino. Importancia. Edit. HernánEver Amaya Meza. CENTA (Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria y Forestal) Guía técnica No. 17. Santa Ana, San Andrés, La libertad El Salvador. 7 p. (en línea) Consultado el 19/07/2015 disponible en: www.centa.gob.sv.

Hossain, MR.; Karim, S.; Begum, MA. Haque, 2002. Effect of cephalixin on sex expression, fruitdevelo pment and yield of cucumber (*Cucumis sativus* L.). Journal of Biological Sciences (online), Volumen 2, Número 10. 657 p.

Martínez González, E.; Barrios Sanromá G.; Rovesti L. y Santos Palma R. 2006. Manejo Integrado de Plagas. Manual Práctico. Centro Nacional de Sanidad Vegetal (CNSV), Cuba. Consultado en línea el 20/04/16. Disponible en <http://www.revperuentomol.com>. Pdf. 31p.

Matute, JZ., 2013. Hongos endofíticos como indicadores de promoción de crecimiento en cultivos agrícolas. *Trichoderma* sp. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional de Agricultura. Catacámas, Olancho, Honduras. P. 6.

Meneses Hernández, A. 2003. Utilización de hongos específicos para el control biológico del nematodo barrenador *Radopholus similis* (Cobb). Tesis M. Sc. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 67 p.

Menjivar Barahona RD. 2005. Estudio del potencial antagonista de hongos endofíticos para el biocontrol del nematodo barrenador *Radopholus similis* en plantaciones de banano. Consultado el 27/06/2016 (en línea). Tesis M. Sc. Turrialba, Costa Rica, CATIE. 81 p

Morales, V.; Rodríguez, M.; Wilson, D., 2005. Revista Digital CENIAP HOY Numero 7, 2005. Hongos endofíticos un nuevo paradigma para la fitopatología. Maracay, Aragua, Venezuela. (en línea) Consultado 17/07/2015 disponible en: www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n7/arti/morales_v/arti/morales_v.htm.

Morales, V. Rodríguez, M. 2005. Hongos endofíticos un nuevo paradigma para la fitopatología. Revista digital CENIAP HOY (Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias), Número 7. Maracay, Aragua, Venezuela. Consultado en línea el 14/03/16, disponible en: www.ceniap.gov.ve/ceniaphoy/articulos/n7/arti/morales_v/arti/morales_v.htm 3p.

Nee, M., 1993. Cucurbitáceae; Juss L. En: Flora de Veracruz. Fascículo 74. Instituto de Ecología A.C. y Universidad de California, Riverside. Xalapa.

OPS (Oficina Panamericana Para La Salud), 1996, Tabla de composición de alimentos de Centro América, Guatemala.

Pinzon, H.; Issiki, M. 2001. El cultivo de algunas hortalizas promisorias en Colombia. Corpoica. Regional 4. Hernia de las crucíferas. 2 p.

Redman, R.S.; Dunigan, DD., Rodríguez, RJ. 2001. Fungal Symbiosis from Mutualism to Parasitism: Who Controls the Outcome, Host Or Invader? New Phytol. 12 p (705-716).

Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 2013. Hongos endófitos: fuente potencial de metabolitos secundarios bioactivos con utilidad en agricultura y medicina consultado el 08 de junio del 15. 14 p (132-146).

Rollan, G.J., 2014. conjunto tecnológico para la producción de repollo características de la planta EEA (estación experimental agrícola) Recinto Universitario de Mayagüez UPR (Universidad de Puerto Rico) Colegio de Ciencias Agrícolas. 158 P.

Rodríguez Costa, L.S. Azevedo, J.L. Pereira, J.O. Carneiro Vieira, M.L., Labate, C.A., 2000. Symptomless Infection of Banana and Maize by Endophytic Fungi Impairs Photosynthetic Efficiency. New Phytol. 6 p (609-615).

Continuum of Interactions with Host Plants. Annu Rev Ecol Syst. 25 p (319-343).

Sánchez Fernández, RE. Sánchez Ortiz, BL. Sandoval Espinoza, YK. Ulloa Benítez, A. Armendáriz Guillen, B. García Méndez, CM. Macías Rubalca, ML. 2013. Hongos endofíticos: fuente potencial de metabolitos secundarios bioactivos con utilidad en agricultura y medicina. Departamento de Productos Naturales, Instituto de Química, Universidad Nacional Autónoma de México. Circuito Exterior, Ciudad Universitaria, Deleg. Coyoacán, C.P. 04510, México, D.F. Consultado en línea el 14/03/16 y disponible en: www.scielo.org. Email: *mamaciasr@gmail.com, revistatip@yahoo.com Vol. 16 No 2

Syngenta, 2015. Minadores de la hoja. (En línea) consultado el 22/07/2015. Disponible en: <http://www3.syngenta.com>.

Torres, MA. 2007. Infoagro, 2011. Manual de producción de pepino / Programa de diversificación económica rural. PROMEC (Promoción Económica de Japoneses) Republica de Mozambique, España. 4 p.

Torres, MA. 2012. Producción de hortalizas todo el año. Daño por minador de la hoja en pepino. Mosanbique, Provincia de Sofala. 30-31 p. código 300420 (en línea) consultado el 22/07/2015. Disponible en: www.fundesyam.info.

Unterladstaetter, RK., 2000. La horticultura en el subtrópico húmedo y subhúmedo de Bolivia. Universidad Autónoma Gabriel René Moreno. Facultad de Ciencias Agrícolas. Ed. Asociación XXI. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia. 4 p (249-251).

Vicente, N. 2001. Conjunto tecnológico para la producción de pepinillo de ensalada. Nematodos. Estación experimental agrícola. Colegio de ciencias agrícolas. Recinto universitario de Mayagüez. Universidad de Puerto Rico. (en línea) consultado el 20/07/2015. Disponible en: www.eea.uprm.edu/sites/.../PEPINILLO%20%20NEMATODOS_0.pdf.

Wilson, D. 1995. Endophyte; The Evolution of a Term, and Clarification of its Use and Definition. *Oikos*, 73:274-276.

ANEXOS

Cultivo de *C. sativus*

Anexo 1. Análisis de la varianza para la variable altura de pepino

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura	48	0.35	0.13	18.42

Cuadro de análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	144.78	7	20.68		
Repetición	95.37	5	19.07	1.65	0.1540
Error	438.72	35	12.53	1.52	0.2083
Total	678.87	47			

LSD - Fisher Alfa=0.05 DMS=4.14971

Error:12.5349 gl: 35

Tratamiento	Medias	n	E.E.		
Hogge 3	22.35	6	1.45	A	
Hogge 5	20.78	6	1.45	A	B
Tomate 2	20.53	6	1.45	A	B
Testigo	19.15	6	1.45	A	B
Cunde 2	18.32	6	1.45	A	B
Hogge 1	17.98	6	1.45		B
Hogge 2	17.85	6	1.45		B
Vernon 3	16.78	6	1.45		B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 2. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo (mm).

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Diámetro	48	0.47	0.28	6.04

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	3.37	7	0.48	3.95	0.0028
Repetición	0.34	5	0.07	0.56	0.7295
Error	4.26	35	0.12		
Total	7.97	47			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.40898

Error: 0.1218 gl: 35

Tratamientos	Medias	n	E.E.			
Hogge 3	6.28	6	0.14	A		
Hogge 2	6.12	6	0.14	A	B	
Hogge 1	5.75	6	0.14		B	C
Hogge 5	5.72	6	0.14		B	C
Testigo	5.68	6	0.14			C
Vernon 3	5.67	6	0.14			C
Cunde 2	5.65	6	0.14			C
Tomate 2	5.39	6	0.14			C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

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

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Peso	48	0.57	0.43	19.47

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	21.7	7	3.1	6.13	0.0001
Repetición	2.13	5	0.43	0.84	0.5288
Error	17.71	35	0.51		
Total	41.54	47			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.63493

Error: 0.2935 gl: 35

Tratamientos	Medias	n	E.E.					
Tomate 2	4.63	6	0.29	A				
Hogge 2	4.27	6	0.29	A	B			
Testigo	4.25	6	0.29	A	B			
Hogge 3	3.83	6	0.29	A	B	C		
Hogge 5	3.65	6	0.29		B	C	D	
Hogge 1	3.02	6	0.29			C	D	E
Vernon 3	2.82	6	0.29				D	E
Cunde 2	2.77	6	0.29					E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 4. Análisis de varianza para la variable Volumen de raíz (ml)

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Volumen	48	0.54	0.38	20.97

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	9.17	7	1.31	4.46	0.0012
Repetición	2.73	5	0.55	1.86	0.1267
Error	10.27	35	0.29		
Total	22.17	47			

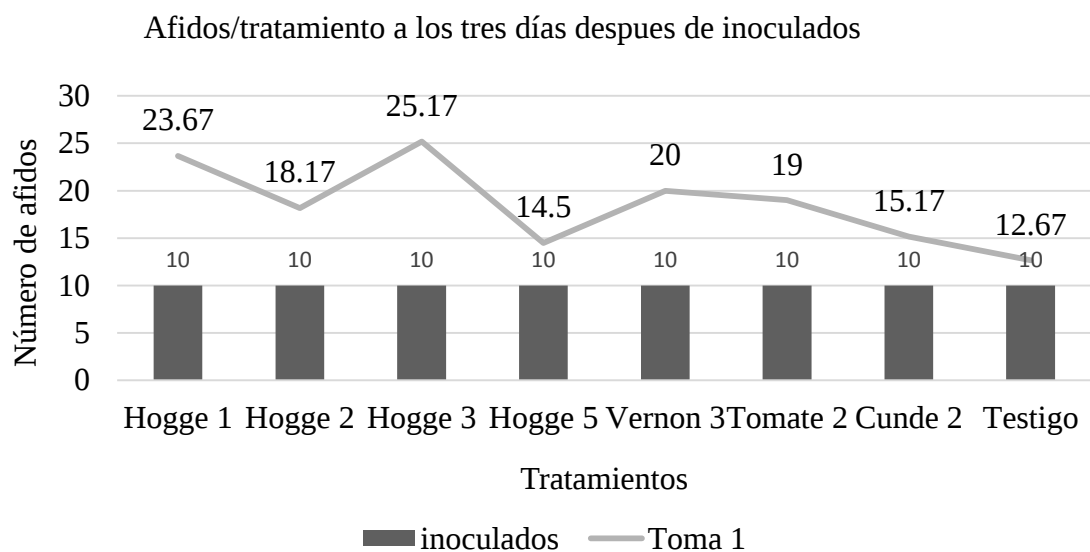
Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.63493

Error: 0.2935 gl: 35

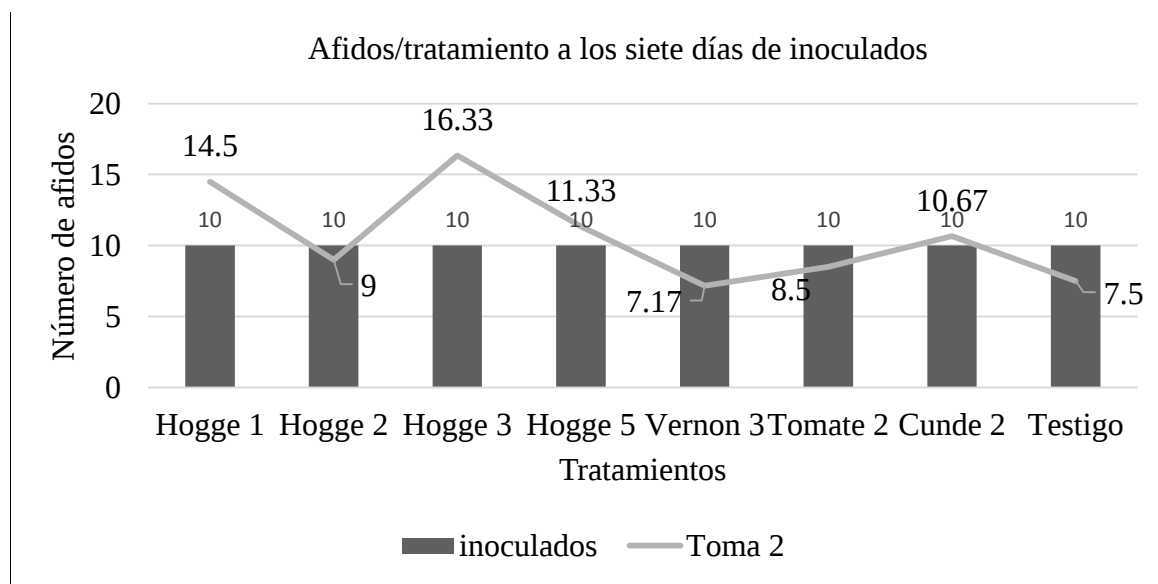
Tratamientos	Medias	n	E.E.			
Testigo	3.08	6	0.22	A		
Tomate 2	3	6	0.22	A	B	
Hogge 3	3	6	0.22	A	B	
Hogge 2	2.92	6	0.22	A	B	
Hogge 5	2.42	6	0.22		B	C
Vernon 3	2.17	6	0.22			C
Hogge 1	2.17	6	0.22			C
Cunde 2	1.92	6	0.22			C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

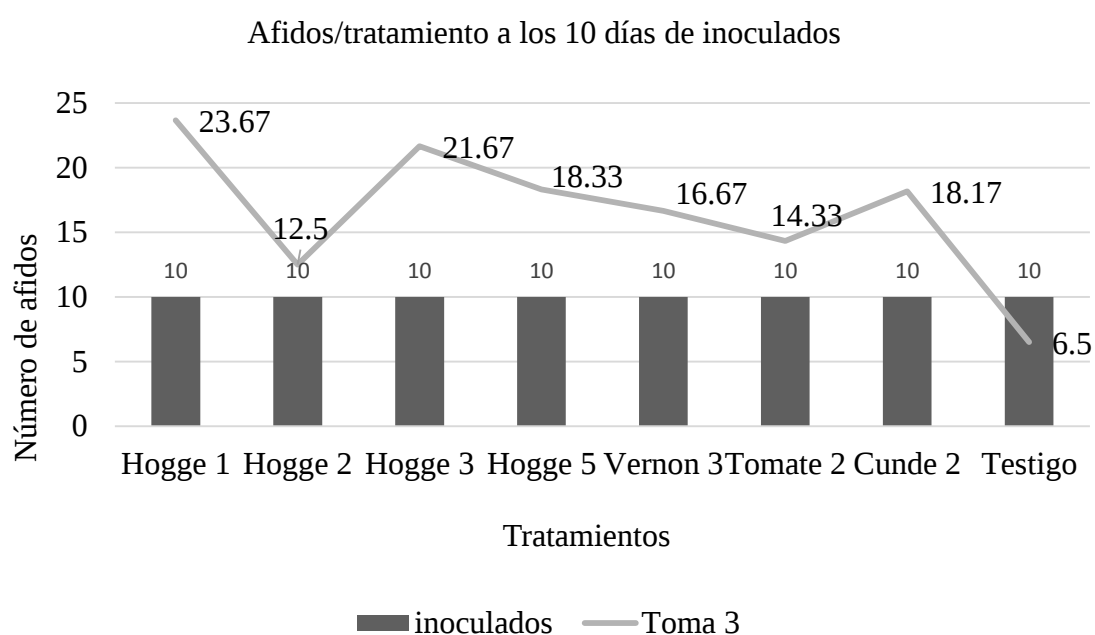
Anexo 5. Comportamiento de *A. gossypii* en la toma uno en *C. sativus*



Anexo 6. Tendencia de crecimiento de *A. gossypii* en la segunda toma



Anexo 7. Tendencia de crecimiento poblacional de *A. gossypii* en la tercera toma de larvas.



Anexo 8. Análisis de la varianza para áfidos en pepino

Variable	N	R ²	R ² aj	CV
Raíz Larvas	48	0.17	0	43.71

Cuadro de análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	13.01	7	1.86	0.75	0.6351
Repetición	4.38	5	0.88	0.35	0.878
Error	87.2	35	2.49		
Total	104.59	47			

Test: LSD-Fisher

Alfa=0.05

DMS=1.05205

Error: 2.4915 gl:35

Tratamientos	Medias	n	E.E.	
Hogge 1	4.5	6	0.64	A
Hogge 3	4.19	6	0.64	A
Vernon 3	3.79	6	0.64	A
Tomate 2	3.67	6	0.64	A
Cunde 2	3.56	6	0.64	A
Hogge 2	3.27	6	0.64	A
Hogge 5	3.13	6	0.64	A
Testigo	2.79	6	0.64	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Cultivo de *B. oleracea* (repollo).

Anexo 9. Análisis de varianza para la variable altura (cm).

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Altura	78	0.39	0.21	7.54

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	4.43	12	0.37	2.23	0.0212
Repetición	1.8	5	0.36	2.17	0.0695
Error	9.94	60	0.17		
Total	16.17	77			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.47010

Error:

0.1657 gl: 60

Tratamientos	Medias	n	E.E.					
Vernon 3	5.75	6	0.17	A				
Testigo	5.7	6	0.17	A	B			
Berenjena 1	5.63	6	0.17	A	B			
Chile 2	5.58	6	0.17	A	B	C		
Hogge 4	5.48	6	0.17	A	B	C	D	
Tomate 2	5.48	6	0.17	A	B	C	D	
Tabaco R	5.47	6	0.17	A	B	C	D	
Hogge 2	5.33	6	0.17	A	B	C	D	E
Vernon 2A	5.3	6	0.17	A	B	C	D	E
Hogge 5	5.27	6	0.17		B	C	D	E
Hogge 1	5.15	6	0.17			C	D	E
Tomate D	5.05	6	0.17				D	E
Hogge 3	4.95	6	0.17					E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 10. Análisis de la varianza para la variable diámetro de tallo.

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Diámetro	78	0.57	0.44	14.88

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	30.26	12	2.52	5.52	<0.0001
Repetición	5.55	5	1.11	2.43	0.0452
Error	27.42	60	0.46		
Total	63.23	77			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.78077

Error: 0.4571 gl: 60

Tratamientos	Medias	n	E.E.			
Hogge 1	6.32	6	0.28	A		
Hogge 4	5.28	6	0.28		B	
Tabaco R	4.75	6	0.28		B	C
Berenjena 1	4.63	6	0.28		B	C
Chile 2	4.58	6	0.28		B	C
Hogge 2	4.42	6	0.28			C D
Vernon 2A	4.38	6	0.28			C D
Vernon 3	4.32	6	0.28			C D
Tomate D	4.25	6	0.28			C D
Hogge 5	4.18	6	0.28			C D
Tomate 2	4.17	6	0.28			C D
Hogge 3	4	6	0.28			C D
Testigo	3.8	6	0.28			D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 11. Análisis de varianza para la variable peso de raíz

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Peso	78	0.4	0.23	25.45

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	51.75	12	4.31	2.34	0.0153
Repetición	22	5	4.4	2.39	0.0481
Error	110.39	60	1.84		
Total	184.14	77			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 0.56649

Error: 0.8399 gl: 60

Tratamientos	Medias	n	E.E.				
Berenjena 1	6.95	6	0.55	A			
Vernon 2A	6.02	6	0.55	A	B		
Chile 2	6.02	6	0.55	A	B		
Tabaco R	6	6	0.55	A	B	C	
Tomate 2	5.88	6	0.55	A	B	C	D
Hogge 3	5.8	6	0.55	A	B	C	D
Vernon 3	5.47	6	0.55	A	B	C	D
Tomate D	4.9	6	0.55		B	C	D
Hogge 5	4.52	6	0.55		B	C	D
Hogge 1	4.45	6	0.55			C	D
Hogge 4	4.43	6	0.55				D
Testigo	4.43	6	0.55				D
Hogge 2	4.42	6	0.55				D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 12. Análisis de varianza para la variable volumen de raíz

Variable	N	R2	R2Aj	CV
Peso	78	0.41	0.25	21.22

Cuadro de Análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	37.21	12	3.1	3.01	0.0023
Repetición	6.26	5	1.25	1.21	0.3133
Error	61.81	60	1.03		
Total	105.27	77			

Test: LSD - Fisher Alfa = 0.05 DMS = 1.17213

Error:

1.0301 gl: 60

Tratamientos	Medias	n	E.E.						
Berenjena 1	6.22	6	0.41	A					
Vernon 2A	5.62	6	0.41	A	B				
Hogge 3	5.5	6	0.41	A	B	C			
Tomate 2	5.17	6	0.41	A	B	C	D		
Tabaco R	5.08	6	0.41	A	B	C	D		
Chile 2	4.85	6	0.41	B		C	D	E	
Vernon 3	4.63	6	0.41	B		C	D	E	
Tomate D	4.62	6	0.41	B		C	D	E	
Hogge 4	4.42	6	0.41	C			D	E	
Testigo	4.28	6	0.41					D	E
Hogge 5	4.05	6	0.41					D	E
Hogge 1	4.02	6	0.41					D	E
Hogge 2	3.72	6	0.41						E

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 13. Análisis de varianza de larvas en repollo

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² aj	CV
Raíz Larvas	78	0.18	0	110.03

Cuadro de análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	5.26	12	0.44	0.53	0.8879
Repetición	5.48	5	1.1	1.32	0.2674
Error	49.79	60	0.83		
Total	60.53	77			

Test: LSD-Fisher

Alfa=0.05

DMS=1.05205

Error:	0.8299	gl:60		
Tratamientos	Medias	n	E.E.	
Hogge 4	1.29	6	0.37	A
Chile 2	1.23	6	0.37	A
Tabaco R	1.18	6	0.37	A
Tomate 2	0.94	6	0.37	A
Hogge 3	0.88	6	0.37	A
Vernon 3	0.86	6	0.37	A
Hogge 2	0.74	6	0.37	A
Tomate D	0.74	6	0.37	A
Berenjena 1	0.71	6	0.37	A
Hogge 1	0.64	6	0.37	A
Vernon 2A	0.62	6	0.37	A
Testigo	0.47	6	0.37	A
Hogge 5	0.47	6	0.37	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).

Anexo 14. Análisis de varianza para porcentaje de daño de *P. xylostella* en repollo.

Análisis de la varianza

Variable	N	R	Raj	CV
Raiz % de daño	78	0.15	0	91.71

Cuadro de análisis de la varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tratamiento	0.8	12	0.07	0.59	0.8411
Repeticion	0.42	5	0.08	0.74	0.596
Error	6.73	60	0.11		
Total	7.94	77			

Test: LSD-Fisher Alfa=0.05 DMS=0.38685

Error:

0.1122 gl:60

Tratamientos	Medias	n	E.E.
Tomate 2	0.57	6	0.14 a
Tabaco R	0.5	6	0.14 a
Vernon 3	0.43	6	0.14 a
Hogge 4	0.43	6	0.14 a
Hogge 5	0.41	6	0.14 a
Hogge 3	0.39	6	0.14 a
Chile 2	0.37	6	0.14 a
Berenjena 1	0.36	6	0.14 a
Hogge 1	0.3	6	0.14 a
Testigo	0.27	6	0.14 a
Tomate D	0.26	6	0.14 a
Hogge 2	0.24	6	0.14 a
Vernon 2A	0.22	6	0.14 a

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$).