

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN - TACNA

Facultad de Ciencias

Escuela Académico Profesional de Biología - Microbiología

“Efecto biofertilizante de la endomicorriza *Glomus spp* en plantas de ají páprika *Capsicum annuum L.* bajo condiciones de invernadero.”

Tesis presentada por:

Br. Luzmila Cecilia Vilca Huanacuni

Para optar el Título Profesional de:

BIOLOGO MICROBIOLOGO

TACNA - PERÚ

2008

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN

FACULTAD DE CIENCIAS

Tesis N°: 119

Título Profesional de:
BIÓLOGO MICROBIÓLOGO

La Secretaría Académico Administrativa de la Facultad de Ciencias, certifica que por Resolución de Facultad N° 4334-2008-FACI-UN/JBG, fueron designados como jurado para la sustentación de tesis: "Efecto biofertilizante de la endomicorriza *Glomus spp* en plantas de ají páprika *Capsicum annuum* L. bajo condiciones de invernadero".

El mismo que está conformado por:

Presidente : Msc. Juan Heraldo Viloche Bazán.

Secretario : Blga. Isabel Anco Oliva

Vocal : Msc. Liduvina Sulca Quispe

Para examinar y calificar la tesis sustentada en acto público el día 06 de Junio del año 2008.

Presentada por la Srta. Bachiller: LUZMILA CECILIA VILCA HUANACUNI de la Escuela Académico profesional de BIOLOGÍA-MICROBIOLOGÍA.

El jurado calificador en forma secreta e individual emitió su calificativo sobre el trabajo de tesis expuesto y procedió a emitir el siguiente resultado: *aprobada* por *Unanimitad* con *03* votos a favor y promedio de *Buena*.

Para ratificar lo detallado firman:

Msc. Juan Heraldo Viloche Bazán.
Presidente

Blga. Isabel Anco Oliva
Secretario

Msc. Liduvina Sulca Quispe
Vocal

DEDICATORIA

Mi tesis la dedico con todo mi amor y cariño.

- *Agradezco primeramente a Dios por ser mi mejor amigo, mi fortaleza, darme todo lo que tengo y no dejarme caer nunca.*
- *Con mucho cariño a mis padres Juan y Candelaria que me dieron la vida y han estado conmigo en todo momento. Gracias por todo papá y mamá por darme una profesión para mi futuro y por creer en mí, aunque hemos pasado momentos difíciles siempre han estado apoyándome y brindándome todo su amor, por todo esto les agradezco de todo corazón el que estén conmigo a mi lado.*
- *A mis hermanos Gladys, Wilson, Andrea y Yaneth, gracias por estar conmigo y apoyarme siempre, los quiero mucho.*

“Todo lo puedo en Cristo que me fortalece” Fil. 4:13

AGRADECIMIENTOS

Expreso mi más sincero agradecimiento:

- A la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann, por la formación académica brindada a mi persona.
- A mis profesores, por su amplia colaboración y exigencia en el estudio durante mi formación profesional.
- A mi asesor el Magíster Daladier Castillo Cotrina por su apoyo incondicional en la orientación profesional para realizar este trabajo.
- Al Dr. Oscar Fernández Cutire, jefe del laboratorio de Biotecnología Vegetal.
- A mis amigos y compañeros de la universidad, y a todas las personas que siempre me dieron palabras de aliento y que de alguna manera colaboraron para la realización de este trabajo, como es Julio, Bety, Veronica, Ricardo, Edgar, Vicente, Mónica y Angela,

CONTENIDO

	Pág.
RESUMEN	
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Hipótesis.....	4
1.2 Objetivos.....	4
II. MARCO TEÓRICO	5
2.1 Aspectos generales de las micorrizas.....	5
2.2 Clasificación de las micorrizas.....	6
2.2.1 Las ectomicorrizas.....	6
2.2.2 Las ectendomicorrizas.....	7
2.2.3 Las endomicorrizas.....	8
2.3 Características generales de <i>Glomus</i> sp.....	12
2.3.1 Clasificación taxonómica.....	14
2.3.2 Estructuras morfológicas.....	14
2.3.3 Ciclo de vida de <i>Glomus</i> sp.....	18
2.4 Factores que afectan la micorrización.....	27
2.4.1 Factores abióticos.....	27
2.4.2 Factores bióticos.....	32
2.5 Efecto de las Endomicorrizas.....	34
2.5.1 Desarrollo de biomasa.....	34

2.5.2 Nutrición mineral.....	34
2.5.3 Resistencia al estrés hídrico.....	38
2.5.4 Influencia en la fotosíntesis.....	39
2.5.5 Tolerancia a fitopatógenos.....	39
2.6 Aspectos generalés del ají páprika.....	40
2.6.1 Clasificación taxonómica.....	41
2.6.2 Características morfológicas.....	41
2.6.3 Variedades de páprika.....	43
2.6.4 Requerimiento climático.....	44
2.6.5 Características del suelo.....	45
2.6.6 Usos del páprika.....	46
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	47
3.1 Lugar de experimentación.....	47
3.2 Material en estudio.....	47
3.3 Diseño de investigación.....	48
3.4 Metodología.....	49
3.5 Análisis estadístico.....	57
IV. RESULTADOS.....	58
V. DISCUSIÓN.....	74
VI. CONCLUSIONES.....	90
VII. RECOMENDACIONES.....	91

VIII. BIBLIOGRAFÍA	92
IX. ANEXOS	104

RESUMEN

El trabajo tuvo como objetivo determinar el efecto biofertilizante de la endomicorriza *Glomus* sp en plantas de ají páprika *Capsicum annuum* L. bajo condiciones de invernadero. Se realizó en las instalaciones del laboratorio de Biotecnología vegetal e invernadero de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la UNJBG- Tacna, durante las estaciones de Invierno a Primavera del 2007. En una primera etapa se obtuvieron plantines de páprika de la variedad Papri Queen a partir de semillas certificadas, las que germinaron en el almácigo entre 13 a 15 días posteriores a la siembra, a las cuales se las dejó crecer hasta una altura de 8 a 10 cm; en una segunda etapa se transplantaron los plantines en contenedores con 8 kg de suelo agrícola previamente homogenizado y esterilizado, a las que se les aplicó dosis de 0, 2, 3, 4 y 5 ml cada uno con 0, 400, 600, 800 y 1000 Propágulos Infecciosos (PIM) de la endomicorriza *Glomus* sp del producto comercial MYCOSYM TRI-TON[] respectivamente por tratamiento. Las plantas se regaron con agua cada 15 días dependiendo de la necesidad de la planta con 300 a 500 ml por planta y la fertilización dos veces al mes con la solución nutritiva de Hoagland.

Se realizaron evaluaciones al final del experimento a los 160 días de cultivo. Se determinó que la endomicorriza *Glomus* sp coloniza el tejido radicular del páprika en un 39,6 a 66,3 % en los diferentes tratamientos, y que generan una respuesta agronómica variada respecto al volumen radicular, altura de la planta, biomasa foliar, número, tamaño y peso seco de los frutos en las plantas de páprika; así mismo que la aplicación de 4 ml del producto comercial MYCOSYM TRI-TON[®] conteniendo 800 PIM de *Glomus* sp es suficiente para generar el mayor porcentaje de colonización, desarrollo vegetativo e incremento en la producción del ají páprika (*Capsicum annum* L.) bajo condiciones de invernadero.

I. INTRODUCCIÓN

En la actualidad el cultivo mundial de hortalizas y frutales, se realiza exclusivamente en base a la aplicación de fertilizantes inorgánicos para optimizar la producción y de pesticidas sintéticos para el control y prevención de plagas y enfermedades que atacan a estos cultivos, lo que implica una acumulación residual y progresiva de estos compuestos químicos en el suelo, que lentamente originan el deterioro del medio ambiente agrícola además de poner en riesgo la salud de los agricultores.

Una alternativa que permitiría la disminución del uso de estos compuestos agroquímicos se basa en el empleo de técnicas orgánicas de cultivo, mediante la utilización de diferentes grupos microbianos autótrofos o heterótrofos con capacidad de fijar y solubilizar nutrientes y sintetizadores de promotores del crecimiento necesarios para el desarrollo vegetal; la aplicación de abonos orgánicos y el control biológico de plagas, los que pueden mejorar las características físicas, químicas y biológicas de los agrosistemas.

Dentro de la gran diversidad morfológica y fisiológica de microorganismos, los hongos constituyen el segundo grupo microbiano de más amplia distribución en los diferentes ecosistemas agrícolas, donde interactúan por afinidad o dependencia interespecífica con un gran número de plantas a quienes benefician, destacando los hongos micorrízicos vesículo arbusculares, quienes forman asociaciones simbióticas mutualistas con un gran número de plantas, siendo las especies del género *Glomus* sp los más comunes en diferentes suelos agrícolas cultivados, los que al asociarse con las plantas, les proporcionan nutrientes que muchas veces se encuentran en estado insoluble como los fosfatos; microelementos que influyen en el desarrollo de la planta; hormonas y protección frente a los fitopatógenos mediante el mecanismo de inhibición competitiva y la producción de metabolitos secundarios.

El ají páprika (*Capsicum annuum* L.), es una hortaliza originaria de América del Sur, que por sus características organolépticas su demanda a nivel mundial viene incrementándose constantemente, es así que casi toda la producción de páprika en el Perú está orientado a la exportación a los mercados de los Estados Unidos, Canadá, Reino Unido y Alemania, donde es utilizado en la industrias farmacéutica y alimentaria.

En los últimos años el área de producción del páprika fue incrementándose en los valles de Tacna, Majes, Ica, Chincha, Cañete, Huaraz, Viru, Motupe y Piura, con una producción promedio de 4 a 5 toneladas por hectárea. Pero su producción requiere ciertas condiciones climatológicas y edafológicas para poder prosperar, siendo muy afectada por plagas y enfermedades durante las diferentes fases fenológicas, además requiere una buena fertilización nitrogenada y fosfatada para poder producir frutos comercialmente competitivos.

A pesar de que el páprika es conocida hace años en el Perú, su cultivo en los diferentes valles tiene grandes problemas debido a su inadecuado manejo agronómico, sobre explotación de los suelos de cultivo, el uso indiscriminado de fertilizantes químicos que empobrecen y causan el deterioro del suelo, que se refleja en una baja producción.

El presente trabajo, tuvo como objetivo determinar el efecto biofertilizante de diferentes dosis de la endomicorriza *Glomus* sp en el cultivo del ají páprika a nivel de invernadero. Este hongo tiene la capacidad de solubilizar nutrientes del suelo y transferirlo por sus hifas hacia las raíces de la planta colonizada mejorando la producción de biomasa aérea y formación de frutos, permite obtener un producto orgánico cuyo precio en el mercado internacional es mayor al producido comúnmente lo cual beneficia económicamente a los agricultores.

1.1 HIPÓTESIS

La endomicorriza del género *Glomus* sp produce un efecto biofertilizante que genera un mayor crecimiento y desarrollo de las plantas de ají páprika, bajo condiciones de invernadero.

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo general:

- Determinar el efecto biofertilizante de la endomicorriza *Glomus* sp en plantas de ají páprika *Capsicum annum* L. bajo condiciones de invernadero.

1.2.2 Objetivos específicos:

- Determinar si la endomicorriza *Glomus* sp a diferentes dosis es capaz de colonizar las plantas de ají páprika.
- Establecer la dosis efectiva de la endomicorriza *Glomus* sp aplicadas al cultivo de ají páprika, en base al volumen radicular, altura de la planta, biomasa aérea, número, tamaño y peso seco de frutos.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 ASPECTOS GENERALES DE LAS MICORRIZAS

Las micorrizas fueron descubiertas por el botánico alemán Frank en 1885, en las raíces de algunos árboles forestales; sin embargo fue recién en 1900 el francés Bernard quien puso de manifiesto su importancia estudiando las orquídeas, eran consideradas excepciones. Ahora se sabe que casi la totalidad de las plantas verdes, con algunas excepciones, viven en simbiosis con hongos. Las primeras micorrizas que despertaron interés fueron las micorrizas de los árboles forestales, y aunque las de las plantas cultivadas comenzaron a estudiarse en 1910, es recién después de los trabajos de Mosse en Inglaterra, 1955, cuando se empieza a reconocer la importancia y la generalidad de esta simbiosis (Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000).

El nombre de micorriza hace referencia a la simbiosis hongo-raíz (mycorrhiza), en la que el hongo ante la incapacidad de sintetizar productos orgánicos, los obtiene a través de la planta. La planta a su vez se beneficia mejorando la captación de agua y minerales del suelo, optimizando el metabolismo del fósforo (P) y de nitrógeno (N) (Paul & Clark, 1989).

Los hongos micorrícicos están compuestos de filamentos finos y tubulares, las hifas, las cuales forman el cuerpo del hongo o micelio (Smith & Read 1997; Bonfante, 2001).

2.2. CLASIFICACIÓN DE LAS MICORRIZAS

En general se reconocen tres grupos principales de micorrizas, clasificadas de acuerdo a las estructuras que desarrollan para relacionarse con su hospedero, estas son las ectomicorrizas, ectendomicorrizas y endomicorrizas, como se muestra en el Anexo 1 (Harley & Smith, 1985).

2.2.1 LAS ECTOMICORRIZAS

Es una asociación donde el micelio del hongo invade la raíz sin entrar en el interior de las células formando una estructura característica, la “red de Hartig”, de aquí el nombre de ectomicorrizas, estas ectomicorrizas se encuentran asociadas a plantas de ambientes templados, observándose la simbiosis entre especies arbóreas y hongos filamentosos terrestres (Ascomicetes y Basidiomicetes esencialmente) (Smith & Read, 1997; Barker *et al.*, 1998).

Las ectomicorrizas están ampliamente dispersas en la naturaleza y se estima que el 10% de la flora mundial presenta este tipo de asociación. Principalmente las familias Pinaceas, Betulaceas, Fagaceas; también Ericaceas; algunas Myrtaceas, Juglandaceas y Salicaceas (Bonfante, 2001).

2.2.2 LAS ECTENDOMICORRIZAS

Se caracterizan por formar un manto miceliar más delgado y una red de Hartig más gruesa que las ectomicorrizas, junto con la penetración de hifas a las células, clasificadas en micorrizas arbutoide y monotrofoide (Reid, 1990).

ARBUTOIDE

Forman un manto externo junto con hifas que penetran a las células para formar rulos, con hifas intra e intercelulares; las intercelulares no forman red de Hartig. Esta micorriza relaciona a los miembros del género *Boletus*.

MONOTROFOIDE

Diferenciada apenas por la forma de penetración de las hifas a las células radicales.

2.2.3 LAS ENDOMICORRIZAS

Es el segundo tipo más extendido de micorrizas, se caracterizan por la penetración intercelular e intracelular en las células corticales y epidérmicas de la raíz, formando arbusculos, que aseguran una gran superficie de contacto entre ambos simbioses, las endomicorrizas no se introducen en los sistemas vasculares y meristemáticos. El abundante micelio que se ramifica a través de la raíz que se extiende hacia a fuera del suelo provoca pocos cambios en la estructura de la raíz, estas micorrizas no forman el manto externo de sheating ni la red interna de hartig (Morton & Benny, 1990; Wilcox, 1991).

De acuerdo a Scnnerini y Bonfante-Fasolo (1982), las endomicorrizas se subdividen en micorrizas Ericoides, Orquidoideas y Vesículo - Arbuscular.

ERICOIDE

Se encuentran en la mayoría de los géneros de las plantas de la familia Ericaceae, están asociados con los sistemas radicales ramificados, carentes de pelos radicales y con diámetro radical muy corto (1 - 3 capas de células corticales), penetran la pared de las células corticales e invaginan la membrana plasmática. Forman un manto rudimentario, presentan hifas intercelulares e intracelulares donde las intracelulares forman masas

compactas que pueden ser digeridas. No se forman vesículas ni arbusculos. Los hongos que intervienen pertenecen a los Ascomicetos (Azcón-Aguilar *et al.*, 1998; Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000).

ORQUIDOIDE

Llamadas de ovilleo, es un tipo de endomicorriza importante en las orquídeas por que promueve la germinación de sus diminutas semillas y le confiere todos los nutrientes en estado juvenil, pero una vez que la planta crece y fotosintetiza, generalmente se independiza del hongo.

Se desarrollan principalmente en tierras calientes, con pH ácido y en suelos pantanosos. Generalmente no forman manto de hifas, ni red de Hartig, las hifas están retorcidas en las células radicales. Los hongos que participan de esta simbiosis pertenecen a los Basidiomicetos (Blanco & Salas, 1997).

VESÍCULO - ARBUSCULAR

El micelio del hongo invade la raíz, inicialmente es intercelular, pero luego penetra en el interior de las células radicales, desde la epidermis hasta las células corticales (Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000).

La importancia de las endomicorrizas se debe a que la mayoría de las plantas que presenta asociación con hongos exhiben micorrizas vesículo

arbusculares, siendo éstas las que infectan a la mayor parte de los cultivos económicamente más importantes entre ellos el trigo, maíz, cebada, arroz, olivo, vid, cítricos, café y tabaco con excepción de las crucíferas y las quenopodiáceas (Barker *et al.*, 1998; Azcón - Aguilar *et al.*, 1986).

Estos hongos inferiores que forman endomicorrizas vesículo arbusculares pertenecen a un solo grupo, los Glomales (*Zygomycetes*), con seis géneros y un centenar de especies distribuidas en todos los continentes (Read & Boyd, 1986).

El orden Glomales incluye alrededor de 150 especies de hongos micorrícicos arbusculares, las cuales se han clasificado en base a las características morfológicas y estructurales, de las esporas (asexuales), como se observa en el Cuadro 1 (Hawksworth & Kirk, 2001; Morton & Redecker, 2001).

Cuadro 1: Clasificación taxonómica de las micorrizas vesículo arbusculares

Reino:	Fungi	
Filo :	Zygomycota	
Clase:	Zygomycetes	
Orden:	Glomales	
Suborden	Familias	Géneros
Glomineae	Glomaceae	<i>Glomus</i>
	Paraglomaceae	<i>Paraglomus</i>
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>
		<i>Entrophospora</i>
Gigasporineae	Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
		<i>Scutellospora</i>

Fuente: Hawksworth & Kirk (2001), Morton & Redecker (2001).

2.3 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE *Glomus* sp

El género *Glomus*, fue descrito por Tulasne y Tulasne en 1945, etimológicamente deriva del latín *Glomus* (bola de hielo) y hace referencia a una posible forma de un esporocarpo (Morton & Benny, 1990).

Las especies de este género son muy comunes en diferentes suelos agrícolas cultivados o no, y algunas pueden mantenerse durante años en cultivos en macetas; sus clamidosporas están situadas en posición Terminal sobre las hifas indiferenciadas, algunas veces están agrupadas en un número no mayor de 2 ó 3, el poro de la hifa conectado está cerrado por un septo o por el engrosamiento de la pared celular (Alexopolus & Mins, 1985; Sánchez & Sieverding, 1997).

En el Cuadro 2, se observan las características de algunas especies del género *Glomus* según Cerrato y col. (1993).

Cuadro 2: Características de las principales especies del género *Glomus*

S	R	Especie	H	Y	Br	Tamaño de la espora (µm)	Paredes	
							Número	Grosor
S	-	<i>aggregatum</i>	III	.	.	(20-)40-85(-120)	1-2	2-6 (-10)
-	R	<i>ambisporum</i>	.	.	.	54-197 x 44-163	2-6	2-9
S	-	<i>australe</i>	.	.	III	(120-)160 (-180)	2	11-19
S	-	<i>boreale</i>	.	.	.	100 - 145	2	8
-	R	<i>claroides</i>	III	.	.	(70-)130 (-180)	1-2	7,6
S	R	<i>deserticola</i>	.	.	III	(47-)54-115(33-)	1	2-2,5
-	R	<i>dimorphicum</i>	.	.	.	90-300	3	5-17
.	.	<i>etunicatum</i>	II	.	.	68-144	2	4-13
S	R	<i>fasciculatum</i>	III	.	.	35-105	1	2-2,5
.	.	<i>fragile</i>	.	.	.	53-73 x 49-62	2	2,5-3,5
.	.	<i>gerdemannii</i>	.	.	III	140-198x149-320	5	5-10
S	.	<i>heterosporum</i>	.	.	III	99-206 x 61-201	2	3-10
.	R	<i>intraracides</i>	.	.	.	(40,5-)98,5(-190)	1-4	3-15
.	.	<i>mosseae</i>	.	.	.	105-310x110-305	2	2-7
.	.	<i>reticulatum</i>	.	.	.	130 - 170	2	10-15
.	.	<i>vesiculiferum</i>	.	.	.	49-85 (-100)	2	4-8

S: Puede formar esporocarpos

R: Puede esporular en la raíz

H: Hialina a amarilla brillante

Y: Amarilla o café rojiza

Br: Café oscura a negra

. : Color usual

III: Color ocasional

Fuente: Cerrato *col.* (1993)

2.3.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

De acuerdo a Morton & Redecker (2001), el género *Glomus* pertenece al:

Reino: Fungi

Filo: Zygomycota

Clase: Zygomycetes

Orden: Glomales

Suborden: Glomineae

Familia: Glomaceae

Géneros: *Glomus*

Especies: *G. intraradices*, *G. etunicatum*, *G. fasciculatum*

2.3.2 ESTRUCTURAS MORFOLÓGICAS

ARBÚSCULOS

Las especies de *Glomus* y casi la mayor parte de las micorrizas vesículo arbusculares (MVA), al ponerse en contacto con la raíz forman una estructura sobre las células epidérmicas vegetales conocida como aprésorio y a partir de este cuerpo se producen las hifas que son filamentos tubulares, que penetran la epidermis radicular hasta llegar a la endodermis sin

atravesarla, allí comienza su ramificación para formar los arbuscúlos, que tienen un tamaño comparable al de las mitocondrias y su vida aproximada es de 1 a 2 semanas, después de lo cual colapsa y parte de él se reabsorbe hacia el citoplasma hifal y el resto de componentes permanecen en la célula hospedera, rodeados por el plasmalema (Walker, 1992).

VESÍCULAS

Son estructuras de almacenamiento de los hongos, cuya formación de sustancias como lípidos es posterior a la de los arbuscúlos y tiene lugar a partir del hinchamiento de una hifa generalmente terminal. Esta estructura principalmente en las especies del género *Glomus* puede llegar a engrosar sus paredes y convertirse en esporas (Walker, 1992; Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000).

MICELIO EXTERNO

Es el componente más importante en la simbiosis, formado por las hifas principales, gruesos y ramificados dicotómicamente, así como por hifas también ramificadas, siendo las encargadas de la absorción del fósforo y otros nutrientes de lugares donde las raíces no pueden acceder por sí mismas. Pero cuando el sustrato se agota el citoplasma de las hifas finas se retrae hacia la hifa principal donde se forman septos. Este fenómeno puede

ser un indicador de deficiente aireación y / o agotamiento de nutrientes del suelo, entre otros ((Morton & Benny, 1990).

ESPORAS

Se forman sobre el micelio extramático y son órganos de conservación sexual o asexual de las MVA. Formadas en el extremo o no de una hifa, con características propias que constituyen la única estructura externa que puede permitir el reconocimiento morfológico de las especies de las micorrizas vesículo arbuscular (Walker & Trappe, 1993)

Las esporas son de color blanco cremoso a amarillo cafezoso, a veces con tintes verdes. La forma es globosa a subglobosa, irregular y elíptica, con un tamaño variable que va de 40 a 140 μm (Walker & Trappe, 1993; Cerrato y col., 1993).

Las esporas poseen tres capas L₁, L₂ y L₃, donde solamente la L₁ está presente en las esporas juveniles y sigue hacia la hifas L₂ y L₃, luego se forman secuencialmente tanto en las esporas como en las hifas (Walker & Trappe, 1993).

Características de las Capas:

L₁: Es la capa más externa, hialina y mucilaginosa de 0,6 a 3,2 μm de grosor. Con el tiempo, esta capa casi siempre se degrada y descompone naturalmente por acción de los microorganismos, después de lo cual aparecen gránulos que se acumulan en restos.

L₂: Está adherida a la capa mucilaginosa externa, hialina de 1,5 a 4,9 μm de grosor en esporas intactas. Con el tiempo, esta capa se degrada junto con la L₁ y también adquiere una apariencia granular. Las esporas maduras carecen de las capas L₁ y L₂ o si están presentes aparecen juntas como parches.

L₃: Capa que posee el color blanco cremoso y algunas subcapas que pueden permanecer unidas o separadas cuando se aplica presión. El grado de separación entre las subcapas varía considerablemente entre las esporas y siempre es afectado por la edad y grado de parasitismo. En esporas juveniles, la subcapa es de 0,5 a 1 μm de espesor y va engrosando con la formación de otras subcapas. El grosor varía entre 3,2 a 12 μm en las esporas maduras. Esta capa se forma simultáneamente en la pared de las hifas.

Las esporas en los hongos vesículo arbusculares de acuerdo a Walker & Trappe (1993), se dividen en dos grupos:

Las Clamidosporas: Son células especializadas formadas de manera asexual y que agrupa a los géneros *Glomus* y *Sclerocystis*.

Las Azigosporas: Son esporas formadas sexualmente y que agrupa a los tres géneros: *Gigaspora*, *Acaulospora* y *Entrophospora*.

2.3.4 CICLO DE VIDA DE *Glomus* sp

a.) GERMINACIÓN DE LAS ESPORAS

Las esporas de *Glomus* requieren de condiciones adecuadas de humedad y temperatura, aunque ciertos factores químicos, como las elevadas concentraciones de dióxido de carbono y factores biológicos como la presencia de exudados radiculares (Beard & Piche, 1989), así como de factores físicos, como exponer a las esporas a cambios térmicos y derivados metabólicos de una amplia variedad de microorganismos del suelo aceleran el ritmo de germinación de dichas esporas (Azcon-Aguilar y col., 1986, Azcon, 1987; Hildebrandt *et al.*, 2002).

Una vez germinada la espora, se forma uno o varios tipos de tubos germinativos que pueden proliferar y formar el micelio que se extiende de forma radial y errática a través del suelo en busca de una planta hospedadora susceptible a ser colonizada (Giovannetti *et al.*, 2002).

Este proceso va acompañado de una activación del metabolismo de la espora, provocando cambios en la estructura nuclear y la replicación del ADN (Sward, 1981; Bonfante-Fasolo, 1986).

El número de esporas durante la germinación se incrementa de 800 - 2000 hasta casi 30 000, como consecuencia de la replicación, en esta etapa se consume trehalosa, triglicéridos, se incrementa la actividad mitocondrial y los sistemas enzimáticos responsables del transporte iónico (Balestrini *et al.*, 1996; Bonfante-Fasolo *et al.*, 1986).

Se induce la activación de genes involucrados en el metabolismo carbonado (Fosfoglicerato kinasa) y las implicadas en el ciclo celular como las TOR 2 y GmGTN, que según Requena *et al.* (2002) y Harrier *et al.* (1998); podrían estar implicadas en los procesos de señalización previos al establecimiento de la simbiosis.

Si las hifas del hongo vesículo arbuscular no encuentran raíces de una planta susceptible a ser colonizada, producen un micelio rudimentario que en pocos días entran de nuevo en latencia hasta que las condiciones sean favorables nuevamente (Bago *et al.*, 1998; Azcon-Aguilar *et al.*, 1998).

b.) PRECOLONIZACIÓN

Una vez que el hongo encuentra una raíz susceptible de ser colonizada, experimenta una notable estimulación que se manifiesta en una abundante proliferación de micelio ramificado, aumentando así sus posibilidades de contacto con la raíz (Giovannetti *et al.*, 1993; Barea, 2000).

Cuando ambos simbioses entran en contacto, el hongo se adhiere a la raíz y forma una hifa especializada denominada apresorio sobre la epidermis de la raíz, formándose así la estructura de precolonización que a partir del segundo o tercer día penetra en la raíz de la planta (Balestrini *et al.*, 1996).

Estos apresorios, difieren de los producidos por los micopatógenos, debido a que son simples y sin melanina, las micorrizas producen en

sitios estratégicos enzimas pectinolíticas y celulolíticas que degradan la pared celular de la planta, tan sólo desorganizándola y no destruyéndola, además ejercen una presión física, ambos mecanismos podrían ser responsables de la entrada de las hifas en la raíz (García-Romera *et al.*, 1990; Bonfante-Falsolo *et al.*, 1992; García-Garrido *et al.*, 2000).

Las señales que dirigen la formación de apresorios en la simbiosis micorrícica arbuscular aún son desconocidas, aunque se estipula que pueden estar basadas en una activación del programa genético, tanto de la planta como del hongo, existiendo un intercambio de señales entre ambos simbiosis (Diederichs & Moawad, 1993).

c.) COLONIZACIÓN

FASE INTRACELULAR

Esta fase se caracteriza por el desarrollo del micelio intracelular y la formación de estructuras características de la colonización como son los arbusculos y vesículas.

Formación de hifas intercelulares

Una vez que la hifa colonizadora ha superado las primeras capas de células de la raíz, el hongo micorrítico coloniza la corteza,

constituyéndose en un micelio intrarradical que se ramifica intercelularmente, sin invadir el endospermo ni meristemos (Giovannetti, *et al.*, 1993; Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1996).

De acuerdo a Hayman (1987) y Becerra & Cabello (2007), la colonización intercelular puede ser de dos tipos:

Tipo arum: Se caracteriza por que las hifas del hongo se extienden por los espacios intercelulares del córtex, formando a intervalos regulares, pequeñas ramificaciones laterales que penetran las paredes celulares y se ramifican dicotómicamente de forma repetida en hifas con un diámetro cada vez menor, para dar lugar a los arbúsculos.

Tipo paris: Son propias de las especies vegetales como Ginkgo, Taxus y otras especies con características común, que apenas si tienen espacios intercelulares con lo que la formación de hifas entre las células está muy limitada, por lo que la colonización se extiende de célula a célula formando bucles, en los que se introducen pequeñas ramificaciones a modo de arbúsculos.

Formación de arbusculos

La formación de arbusculos origina alteración de la célula vegetal manifestada principalmente por la deformación y proliferación del plasmalema para acomodar el arbusculo, las hifas del hongo no penetran en el plasmalema, si no que produce una invaginación de éste que rodea las ramas del arbusculo (Alexander & Fairley, 1983; Bonfante-Fasolo *et al.*, 1986; Becerra & Cabello, 2007).

Así la interfase entre ambos simbioses queda constituida por el plasmalema de la célula o membrana perivascular, una matriz interfacial, la pared celular del hongo y su membrana plasmática (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1986; Balestrini *et al.*, 1996; Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1996; Bonfante, 2001).

La presencia del hongo también produce un reordenamiento del citoesqueleto, lo que conlleva a que el núcleo cambie de posición migrando al centro de la célula y que la vacuola se fragmente así mismo, se observa una disminución en la heterocromaticidad del núcleo de la célula, lo que indica una mayor actividad transcripcional e incremento del metabolismo (Smith & Gianinazzi-Pearson, 1988; Balestrini *et al.*, 1994).

El hongo vesículo arbuscular, experimenta cambios en su estructura cuando se produce la colonización intrarradical, al sufrir una reducción progresiva del grosor de su pared celular a medida que se produce las ramificaciones dicotómicas más finas de 500 nm a nivel de las hifas intracelulares a 50 nm en los ápices de los arbusculos (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1992).

El tiempo de vida de los arbusculos es de aproximadamente 7 días, después del cual degeneran y las células corticales recuperan su morfología previa a la colonización, el colapso arbuscular podría estar inducido por el reconocimiento por parte de la planta del arbusculo como una estructura extraña (García-Garrido & Ocampo, 2004) sin embargo, Bonfante-Fasolo *et al.* (1986), indican que el colapso arbuscular es parte del programa intrínscico de desarrollo de los hongos micorrícicos, causando la degeneración por autólisis.

Formación de Vesículas

Una vez establecida la colonización celular, se forman las vesículas, que son estructuras estables, las que maduran pudiendo en algunas ocasiones, llegar a convertirse en esporas del hongo, cuando el hongo se encuentra

en condiciones de estrés o muerte inminente de la planta (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1986).

FASE EXTRACELULAR

Simultáneamente con el desarrollo del hongo en el interior de la raíz, se desarrolla en el suelo una pared de micelio denominada externo o extrarradical, que adsorben nutrientes minerales y agua del suelo, que posteriormente cederá a la planta (Barea, 2000).

Se estima que cada centímetro de raíz micorrizada puede producir hasta un metro de hifas, este micelio externo aporta una ventaja muy importante a las plantas, y es la explorar microhábitats del suelo inaccesibles para las raíces (Blanco & Salas, 1997).

Las hifas extrarradicales pueden formar esporas de resistencia con lo que se cierra el ciclo del hongo. Las hifas externas forman estructuras muy ramificadas similares a los arbusculos conocidas como BAS (Estructura ramificada de absorción), pero son transitorias por lo que al cabo de unos días pierde su contenido citoplasmático; también forma esporas, que pueden desarrollarse de dos maneras diferentes en función de la especie del hongo micorrizico que los produzca, pueden ser libres como en

Glomus intraradices o agrupadas en cuerpos fructíferos conocidos como esporocarpos en el caso de *Glomus mosseae* (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1986; Balestrini *et al.*, 1996; Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1996)

Este micelio extrarradical se desarrolla directamente en el suelo y se encuentra expuesto a las condiciones ambientales y a la acción de otros microorganismos del suelo, con los que va a desarrollar interacciones de gran importancia para el desarrollo de las plantas, el equilibrio de las poblaciones microbianas y la formación de agregados estables en el suelo y el mantenimiento de su estructura (Barea, 2000).

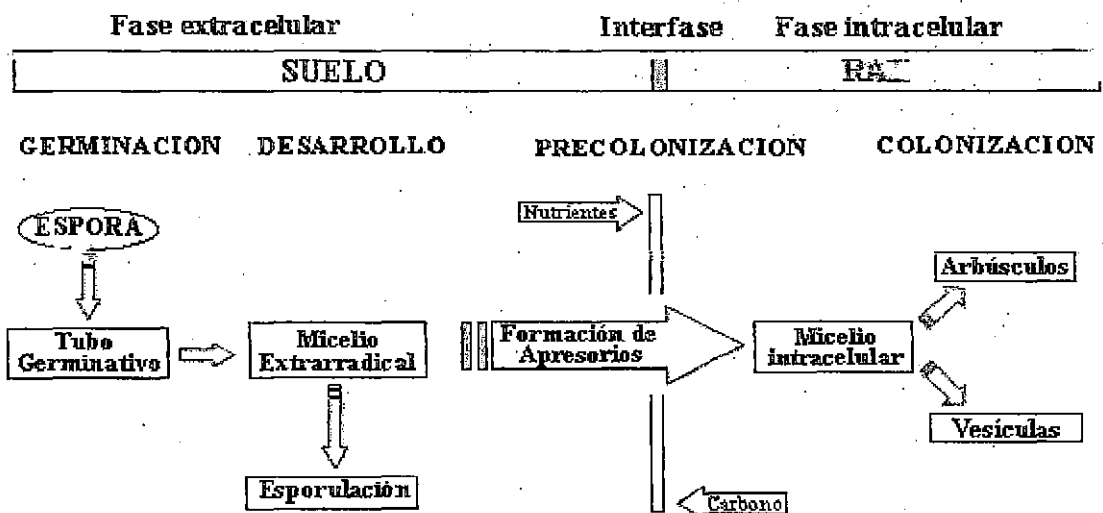


Figura 1: Fase del ciclo de vida de *Glomus*

2.4 FACTORES QUE AFECTAN LA MICORRIZACIÓN

La infección micorrízica depende de los factores abióticos donde se desarrollan, en particular por las condiciones del suelo, contenido de agua, temperatura, aireación, iluminación, pH y salinidad; y de los factores bióticos referidos a la afinidad y especificidad de los simbioses.

2.4.1 FACTORES ABIÓTICOS

FERTILIDAD DEL SUELO

El nivel de fertilidad del suelo y la fertilización con productos químicos fosfatados y nitrogenados afectan negativamente la formación de la simbiosis, es decir que condicionan la selección de los hongos adaptados a la formación de la simbiosis en suelos fértiles o fertilizados (Menge *et al.*, 1980; Strobel *et al.*, 1982; Diererichs & Moawad, 1993), mientras que Buwalda *et al.* (1982) y Alexander & Fairley (1983), señalan que los niveles elevados de fósforo soluble disminuye la colonización.

La presencia de bajas concentraciones de fósforo asimilable en la solución coloidal del suelo incrementa la síntesis de la enzima fosfatada, la cual inhibe a las lectinas y permite el desarrollo de las micorrizas (Hayman, 1987).

Las diferentes especies de los hongos micorrícicos muestran distintos grados de resistencia a la aplicación de fertilizantes y productos agrosanitarios, lo que tiene consecuencias de interés práctico en relación con la selección de hongos vesículo arbusculares específicos para una planta en el suelo (Hayman, 1982).

La mayor parte de las micorrizas vesículo arbusculares se encuentran en los primeros 20 cm del perfil del suelo, aunque también se las ha encontrado a 70 y 100 cm, pero sus esporas tienen escasa posibilidades de colonizar las raíces de las plantas (Coyne, 1999).

La textura del suelo, influye grandemente en la producción de las esporas durante la simbiosis, pudiéndose encontrar mayor número de esporas en suelos arenosos que en los arcillosos (Moreno, 1987).

TEMPERATURA

La temperatura afecta el grado de colonización y formación de los arbusculos, esporulación y respuesta del hospedero. Las temperaturas óptimas para el crecimiento de las micorrizas varía entre 17 y 27 °C, el porcentaje de micorrización aumenta al incrementarse la temperatura hasta

un máximo de 30 °C y por encima de este valor disminuye pero se inhibe por completo a 40 °C (Harley & Smith, 1985).

Sin embargo existen variaciones considerables en el efecto de la temperatura de acuerdo a las especies de los hongos involucrados y en la relación hongo-hospedero.

HUMEDAD

Tommerup & Kidby (1980), indican que el contenido óptimo de humedad para el desarrollo de los hongos micorrícicos es similar a las necesidades por las plantas que esta alrededor del 65 % a 70%.

El contenido de agua en la rizósfera puede afectar la colonización de las raíces a través de alteraciones en la corteza, que puede inhibir la penetración, o a través de cambios en la cantidad y naturaleza de los exudados radiculares, el estrés hídrico reduce la germinación de las esporas y el crecimiento de las hifas en el suelo (Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000; Azcón – Aguilar *et al.*, 1986).

Las hifas del hongo en el suelo, pueden facilitar el transporte de agua hacia la raíz, en condiciones de sequía y en suelos arenosos; así como soportar condiciones de estrés durante el transplante (Read & Boyd, 1986).

AIREACIÓN

Las formaciones micorrícicas están influenciadas por la humedad del suelo y por la aireación. Se presume que el crecimiento miceliar decrece a una baja concentración de oxígeno, debido a que la mayoría de estos hongos micorrícicos son aeróbicos. En efecto, la formación micorrícica se inhibe en suelos arcillosos, debido a la dificultad de las raíces para penetrar en éste, así como también por una pobre aireación (Ázcón – Aguilar *et al.*, 1998).

LUZ

La intensidad lumínica puede afectar el tamaño y número de las estructuras fúngicas, su actividad fisiológica y la respuesta de la planta a las micorrizas vesículo arbusculares (Becard & Piche, 1989). Aunque Hayman (1982), determinó que al aumentar la intensidad luminosa, el aumento de micorrizas es proporcional al número de raíces cortas, posiblemente por un aumento en la disponibilidad de nutrientes, principalmente carbohidratos libres en las raíces y una baja radiación puede reducir el desarrollo de las mismas.

pH

El pH del medio, ejerce una influencia selectiva sobre las especies de hongos micorrícicos, y valores extremos de pH inhiben completamente su desarrollo (Tommerup & Kidby, 1980).

Algunos endósitos muestran una marcada preferencia de pH, es así que *Glomus mosseae*, es más efectivo que *Glomus fasciculatum* a pH 7,6; aunque se precisa que ambas especies poseen una amplia tolerancia a diferentes valores de pH, teniendo *Glomus fasciculatum* una marcada eficiencia en suelos ácidos (Smith & Gianninazzi-Pearson, 1988).

El género *Glomus* se desarrolla bien en suelos con un pH cercano a la neutralidad a alcalinos, mientras que los géneros *Gigaspora*, *Acculospora* y *Sclerocystis* desarrollan mejor la simbiosis en suelos ácidos (Alarcón & Ferrera-Cerrato, 2000).

SALINIDAD

La concentración salina constituye otro factor que afecta la germinación de las esporas de los hongos micorrícicos, siendo los iones cloro aparentemente los principales responsables de la causa del estrés salino (Smith & Read, 1997).

2.4.2 FACTORES BIÓTICOS

DEPENDENCIA

Muchas plantas muestran diferente grado de dependencia a las micorrizas siendo posible encontrar:

Micótrofas obligadas: Plantas que necesitan de las micorrizas para prosperar, y la ausencia de la simbiosis puede afectar severamente su desarrollo (Sánchez & Sieverding, 1997; Smith & Gianninazzi-Pearson, 1988).

Micótrofas facultativas: No requieren de las micorrizas, pero bajo determinadas condiciones de disminución de nutrientes como el fósforo, necesitan de ellas para crecer mejor (Smith & Gianninazzi-Pearson, 1988).

Plantas no micótrofas: Son plantas que no forman micorrizas y es común en la mayoría de Cyperaceae, Crucifereae, Caryophyllaceae, Chenopodiaceae, Brassicaceae, Polygonaceae y Juncanaceae, las que presentan otras adaptaciones para adquirir los nutrientes (Sánchez & Sieverding, 1997; Smith & Gianninazzi-Pearson, 1988; Reid, 1990).

Las plantas que presentan raíces con poca área superficial para la absorción de agua y elementos nutritivos no forman asociaciones micorrícicas, además son de corta vida (1 - 6 semanas) y son susceptibles a enfermedades causadas por muchos patógenos como *Phytium*, *Fusarium* y *Phytophthora*, mientras las que presentan raíces que carecen de pelos radicales o bien las tienen cortas y en escaso número son dependientes de las micorrizas (Reid, 1990; Read & Boyd, 1986).

ESPECIFICIDAD

Los hongos micorrícicos, son simbioses obligados pero no son hospederos específicos, sin embargo aunque no exista especificidad taxonómica estricta entre el endófito y la planta hospedera, si parece evidente que exista afinidad entre los simbioses (Restrepo *et al.*, 1993). De acuerdo a Read & Boyd, (1986), cualquier hongo puede colonizar a cualquier planta susceptible, sin embargo se presenta grandes diferencias en cuanto a la morfología de la infección y el grado de la colonización.

2.5 EFECTOS DE LAS ENDOMICORRIZAS

2.5.1 DESARROLLO DE BIOMASA

Las plantas experimentan un considerable aumento en su biomasa debido principalmente al mejoramiento de la nutrición mineral del vegetal inducido por el hongo. Además los hongos micorrícicos influyen sobre la proporción de biomasa que se va a distribuir en la parte aérea y parte radical. La estimulación de la captación de elementos minerales y la subsiguiente translocación de éstos a la parte aérea, ocasionando que se transfiera a la raíz, relativamente menos productos de la fotosíntesis, y que gran parte de estos productos sean utilizados en las hojas y tallos para la formación de materia verde, como consecuencia, la relación peso seco de la parte aérea – peso seco de la raíz es normalmente más alta en plantas colonizadas por las micorrizas (Read & Boyd, 1986; Sánchez & Sieverding, 1997; Smith & Gianninazzi-Pearson, 1988). Este hecho es importante desde el punto de vista energético, ya que favorece al sistema autótrofo (Productor) de la planta en relación al heterótrofo de la raíz (Consumidor) (Smith, 1980).

2.5.2 NUTRICIÓN MINERAL

Existe un aumento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, lo que se expresa en un mayor crecimiento y desarrollo de las plantas. Sobre todo aquellos minerales de lenta difusión en el suelo (P, Cu y Zn). La adquisición

de fosfato es de vital importancia para la planta, por su papel clave en los sistemas biológicos, es sabido que las plantas micorrizadas captan fosfato más eficientemente que las raíces solas. Gracias al mejoramiento de la nutrición fosforada, aumenta también la adquisición de elementos nitrogenados por parte del vegetal (Sánchez & Sieverding, 1997; Wilcox, 1991).

Asimilación de fosfato

El fosfato, es un nutriente mineral limitado para el crecimiento de las plantas debido a su baja solubilidad en muchos de sus estados naturales (Fósforo orgánico y mineral insolubles). Los hongos micorrícicos tienen la capacidad de transportar el fosfato desde reservorios lejanos hasta la planta, durante la simbiosis, las raíces colonizadas reducen la actividad de su propio sistema de absorción de fosfato y dependen principalmente del simbionte fúngico para su abastecimiento de fosfato (Smith *et al.*, 2003).

El hongo vesículo arbuscular absorbe el fosfato a través de sus hifas extrarradicales de manera eficiente, las que son polimerizadas formando cadena de alrededor de 17 unidades de fosfato, las que son acumuladas principalmente en las vacuolas, para evitar un incremento de la presión osmótica por acumulación de iones fosfato (Rasmussen *et al.*, 2000).

El polifosfato, que es acumulado en las vacuolas tubulares asociadas a los microtubulos del citoesqueleto, es transportado al micelio intrarradical e hidrolizado, liberándose el fosfato por acción de las fosfatasa alcalinas presentes en las vacuolas (Olsson *et al.*, 2002; Vereyken *et al.*, 2003).

La liberación del fósforo hacia la planta es un proceso poco conocido e inusual, ya que el fósforo es un nutriente escaso y generalmente los organismos no lo liberan al medio externo; en la actualidad se piensa que esta liberación puede estar inducida por la planta hospedadora mediante mecanismos aún desconocidos que ocurren en las células colonizadas (Harrison *et al.*, 2002).

Asimilación de Nitrógeno

Las micorrizas son también capaces de transferir nitrógeno del suelo circundante a la planta, mediante la absorción de amonio, nitrato y ciertos aminoácidos (Johansen *et al.*, 1992; George *et al.*, 1992; Hodge *et al.*, 2001; Hawkins *et al.*, 2000).

El amonio (NH_4^+) es la principal forma nitrogenada absorbida por las micorrizas, en las células es transformado rápidamente al ser incorporado al

glutamato para dar glutamina, mediante el ciclo de la glutamina sintasa / glutamato sintasa (Johansen *et al.*, 1992; Breuninger *et al.*, 2004).

La transferencia del nitrógeno hasta su absorción por las células de las plantas, ocurre por un proceso asociado al ciclo de la úrea y al transporte de los polifosfatos (Bago *et al.*, 2001; Govindarajulu *et al.*, 2005), el proceso comienza con la entrada del amonio o nitrato a las hifas extrarradicales donde el nitrato es transformado a amonio, por la nitrato reductasa, luego se transforma a glutamina, es incorporado en el ciclo de la úrea donde se convierte en arginina, y así es transferido al micelio intrarradical asociado a la transferencia del polifosfato; una vez en la fase intrarradical del hongo, la arginina entra a formar parte de nuevo del ciclo de la úrea, liberándose ornitina y úrea, que por acción de la ureasa y ornitina transferasa liberan el amonio que será así transferido a la planta (Fitter *et al.*, 1998).

Asimilación de microelementos.

Las micorrizas son capaces de absorber y transferir a la planta micronutrientes como el Zn y Cu, confiriendo así una mayor eficiencia en la absorción de estos micronutrientes a las plantas micorrizadas respecto a las no micorrizadas, la absorción de estos elementos por las hifas, es

independiente de la nutrición fosforada (Weissenhorn *et al.*, 1995; Chen *et al.*, 2001).

El hongo transfiere microelementos a las plantas cuando crecen en suelos deficientes en esos nutrientes pero en suelos con alta concentración de estos elementos reduce la incorporación de metales a los tejidos vegetales (Chen *et al.*, 2004). Así mismo son capaces de proteger los tejidos de la parte aérea al inmovilizar metales pesados como el aluminio, uranio, cesio, arsénico, estroncio, cadmio, manganeso y cobre principalmente en el micelio extrarradical (Joner *et al.*, 2000), aunque también en estructuras intrarradicales como las vesículas o en los gránulos de polifosfato (Turnau *et al.*, 1993; Weiersbye, 1999).

2.5.3 RESISTENCIA AL ESTRÉS HÍDRICO

Las micorrizas mejoran las relaciones hídricas de las plantas, especialmente en aquellas que crecen en suelos más secos, en donde las micorrizas aumentan la resistencia al estrés hídrico al acumular manitol y trehalosa en las vacuolas de las células vegetales. Además las hifas externas del hongo pueden captar agua más lejos de la zona de deficiencia hídrica, que normalmente rodea a las raíces en condiciones de sequía (Sánchez & Sieverding, 1997; Read & Boyd, 1986).

2.5.4 INFLUENCIA EN LA FOTOSÍNTESIS

Las micorrizas promueven la formación de pigmentos fotosintéticos como la clorofila a y b, e incrementan la tasa fotosintética a consecuencia de la mejora en la nutrición fosforada (Giovannetti *et al.*, 2002)

2.5.5 TOLERANCIA A FITOPATÓGENOS

La micorrización induce una mayor tolerancia de las raíces a agentes patógenos, al mejorar la condición fisiológica de la planta la hace más resistente al ataque del patógeno y protege directamente el sistema radical, a través de procesos bioquímicos (Hayman, 1982; Govindarajulu *et al.*, 2005).

Los hongos micorrícicos, actúan protegiendo a la raíz sintetizando compuesto como el etanol, isobutanol, ácido butírico, monoterpenos, sesquiterpenos, ácido ascórbico, etileno, arginina, proteínas, peróxido, isoflavonoides y fitoalexinas, las cuales pueden inhibir el crecimiento de los fitopatógenos como *Pythium*, *Phytophthora* y *Pomez* (Hayman, 1987).

También reduce el ataque por medio de los rizomorfos, que son bandas alargadas de hifas paralelas, que forman una maraña que sirve como barrera física ante la entrada del patógeno (Govindarajulu *et al.*, 2005; Giovannetti *et al.*, 2002).

2.6 ASPECTOS GENERALES DEL AJÍ PÁPRIKA

2.6.1 ORIGEN

América es considerada el centro de origen del páprika, De Candolle en 1894, indica que este pimiento fue sembrado en diversos lugares de Sudamérica antes del descubrimientote América. Mientras que Jones y Rosa en 1928, mencionaron que podría haber sido nativo de la India, sin embargo los reportes de mayor credibilidad indican que el Perú y México cultivaron pimientos incluso antes de la aparición del hombre blanco. Posteriormente fue difundido al norte de USA y luego del descubrimiento de América fue transferido a Europa y Asia de donde se distribuyó al resto del mundo, siendo Hungría uno de los países que más ha desarrollado el páprika desde su aparición a mediados del siglo XVI (Namesny, 1996; Nuez *et al.*, 1996).

2.6.2 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

De acuerdo a Purseglove (1974) citado por Silva (1996), el ají páprika presenta la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Vegetal

División: Angiosperma

Clase: Dicotiledóneas

Orden: Tubiflorales

Familia: Solanaceae

Género: *Capsicum*

Especie: *Capsicum annuum* L.

Nombre común: Páprika, Pimiento dulce.

2.6.3 CARACTERÍSTICAS MORFOLOGICAS

Raíz

Es una planta herbácea que presenta un sistema radicular pivotante y profundo que puede llegar hasta 70 - 120 cm, provisto y reforzado por un gran número de raíces adventicias (Zapata *et al.*, 1992).

Tallo

Es de crecimiento limitado y erecto con un tamaño medio que puede variar entre 0,5 – 1,5 metros, cuando la planta adquiere una cierta edad los tallos se

lignifican ligeramente. El tallo a partir de cierta altura emite 2 ó 3 ramificaciones (Depende de la variedad) y continua ramificando en forma dicotómica hasta el final de su ciclo (Los tallos secundarios se bifurcan después de brotar varias hojas, y así sucesivamente) (Vives, 1984; Nuez *et al.* 1996).

Hojas

Son glabras (sin pelos), enteras, ovales o lanceoladas con un ápice muy pronunciado (acuminado) y un pecíolo largo o poco aparente (Nuez *et al.* 1996).

Flores

Poseen la corola blanquecina, aparecen solitarias en cada nudo y son de inserción aparentemente axilar. Su fecundación es autógama, no superando el porcentaje de alogamia el 10% (Nuez *et al.*, 1996).

Fruto

Es una baya semicartilaginosa y deprimida de color rojo cuando alcanza la madurez, de forma alargada, de 15 a 20 cm, cilíndrica, aplanada y puntiaguda (Zapata *et al.*, 1992; Nuez *et al.*, 1996; Namesny, 1996).

Semillas

Son redondas y ligeramente reniformes, de un tamaño promedio de 3 a 5 mm de longitud, ubicadas sobre una placenta cónica de disposición central y son color amarillo pálido (Nuez *et al.*, 1996; Namesny, 1996).

2.6.4 VARIEDADES DE PÁPRIKA

De acuerdo a la Dirección Regional Agraria de Tacna, las variedades de páprika más cultivadas actualmente en el Perú son:

PAPRI KING: El fruto producido por esta variedad de páprika tiene una longitud promedio de 15,2 a 20,3 cm. El fruto presenta paredes delgadas con de color rojo y poco picante en la mayoría de las condiciones de cultivo.

PAPRI QUEEN: Produce frutos de paredes delgadas, con una longitud de 15 a 18 cm, pero de hombro mucho más ancho, de buena capacidad de secado.

SONORA: Es una planta erecta, de tamaño mediano con madurez precoz, Presenta frutos grandes y uniformes de 20,3 de longitud con 3,8 cm de ancho, de pared gruesa.

2.6.5 REQUERIMIENTO CLIMÁTICO

Temperatura

El cultivo de páprika se desarrolla favorablemente en cultivos tropicales y semitropicales, sus requerimientos de temperatura son fluctuantes. Las bajas temperaturas durante el desarrollo del botón floral (15 y 10  C) producen flores con pétalos curvados y sin desarrollar, reducen la viabilidad del polen, formación de múltiples ovarios que pueden evolucionar en frutos de menor tamaño alrededor del principal, acortamiento de estambres y de pistilo, engrosamiento de ovario y pistilo y fusión de anteras. Así mismo inducen la formación de frutos de menor tamaño que pueden presentar deformaciones (Zapata *et al.*, 1992; Nuez *et al.*, 1996).

Cuadro 3: Requerimientos de temperatura para el cultivo de Páprika

Fase Fenol�gica	Temperatura (�C)		
	Mínima	�ptima	Máxima
Germinación	13	20 - 25	40
Crecimiento	15	20 - 25 (día) 16 - 18 (noche)	32
Floración	18 - 20	26 - 28 (día) 18 - 20 (noche)	35

Fuente: Zapata *et al.* (1992)

Humedad

En lo que se refiere a humedad el óptimo se encuentra entre 50 al 70 %. El pimiento es muy sensible a las condiciones de baja humedad y altas temperaturas, que provocan una excesiva transpiración que se manifiesta en la caída de flores y fruto. Humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades aéreas y dificultan la fecundación (Vives, 1984; Zapata *et al.*, 1992)

Luminosidad

Es una planta muy exigente en luminosidad, sobre todo en los primeros estados de desarrollo y durante la floración (Nuez *et al.*, 1996).

2.6.6 CARACTERÍSTICAS DEL SUELO

El páprika desarrolla muy bien en suelos franco arenosos, con baja conductibilidad eléctrica, bien aireados y sobre todo con buen drenaje, su desarrollo mejora con la incorporación de 3 al 4 % de materia orgánica por hectárea (Nuez *et al.*, 1996; Namesny, 1996).

El pH óptimo del suelo varía de 6,5 a 7, aunque pueden resistir ciertas condiciones de acidez (hasta un pH de 5,5); en suelos enarenados puede cultivarse con valores próximos a 8 mientras que el agua de riego debe ser

de 5,5 a 7 de pH. Es una especie de moderada tolerancia a la salinidad tanto del suelo como del agua de riego (Zapata *et al.*, 1992).

2.6.7 USOS DEL PÁPRIKA

La baya del páprika, se la utiliza en estado seco como condimento, para ser mezclado en los alimentos balanceados de la industria avícola y dar color a la carne y yema de huevos de aves; también se la emplea en la industria de los embutidos para darle color y en la industria para la extracción de oleorresinas, colorantes y aceites esenciales. Su consumo es benéfico por su bajo contenido de colesterol y sodio (Nuez *et al.*, 1996; Namesny, 1996).

III. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 LUGAR DE EXPERIMENTACIÓN

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Biotecnología Vegetal y en el Invernadero de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann de la ciudad de Tacna.

3.2 MATERIAL EN ESTUDIO

▪ Endomicorriza *Glomus* sp

Se utilizó la endomicorriza del producto comercial MYCOSYN TRI TON® constituida por una mezcla de esporas de tres cepas de endomicorizas vesículo arbusculares *Glomus intraradices*, *Glomus etunicatum* y *Glomus fasciculatum* adheridas en gránulos de arcilla expandida, donde 1ml del producto contiene 200 PIM (Propágulos Infecciosos de Micorrizas).

▪ Ají Párika

Se obtuvieron semillas certificadas de ají párika de la variedad Papri Queen de la empresa comercializadora Boniagro SAC.

3.3 DISEÑO DE INVESTIGACIÓN

Se empleó el diseño Completamente Aleatorizado con Post Prueba y Grupo Control, constituido por 5 tratamientos, que tuvieron diferentes dosis de inóculo de la endomicorriza *Glomus* sp y en donde cada tratamiento a su vez estuvo formado por 3 unidades de experimentación y cada unidad de experimentación por 4 unidades de observación o plantas de ají páprika, haciendo un total de 12 plantas por tratamiento y 60 plantas en el todo el experimento. (Anexo 3)

Los tratamientos fueron:

T_A: 0 ml (0 PIM) endomicorriza + plantan Páprika (Testigo)

T_B: 2 ml (400 PIM) endomicorriza + planta de Páprika

T_C: 3 ml (600 PIM) endomicorriza + planta de Páprika

T_D: 4 ml (800 PIM) endomicorriza + planta de Páprika

T_E: 5 ml (1000 PIM) endomicorriza + planta de Páprika

PIM: Propágulos infectivos de micorrizas (Esporas)

Las variables en estudio fueron:

▪ **Variable independiente:**

- Endomicorriza *Glomus* sp

▪ **Variable dependiente:**

- Efecto biofertilizante en el Páprika

Indicadores:

- Porcentaje de colonización
- Volumen de raíz
- Altura de la planta
- Biomasa aérea
- Número, tamaño y peso de los frutos

3.4 METODOLOGÍA

3.4.1 PRODUCCIÓN DE PLANTINES DE PÁPRIKA

Preparación del almácigo

Se preparó una mezcla especial de suelo conformado de una parte de arena de río lavada y otra de musgo asfango previamente picada (French & Hebert, 1980), las que se mezclaron y colocaron en bolsas de polipropileno de 2 kg de capacidad y se esterilizaron por el método de vapor húmedo en el autoclave a 121 °C por 15 min y 15 libras de presión durante 2 días consecutivos (Davis, 1991). El suelo esterilizado fue colocado homogéneamente, apisonado y humedecido sobre las bandejas de tecnopor previamente lavadas y desinfectadas con alcohol al 70 % .

Desinfección de las semillas

Se seleccionaron semillas de un tamaño uniforme, las que fueron desinfectadas sumergiéndolas primero en alcohol al 70 % durante 1 minuto y luego hipoclorito de sodio (lejía) al 2 % durante 3 minutos, posteriormente fueron lavadas y enjuagadas tres veces consecutivas con agua destilada estéril y luego transferidas a una placa Petri con papel filtro (Cerrato *et al.*, 1993).

Siembra

Una vez preparada las bandejas con el suelo y las semillas, se procedió a realizar agujeros con una espátula sobre cada unidad del contenedor o semillero de tecnopor, con una profundidad de 1,5 a 2 cm, donde se colocaron 2 semillas de páprika, se cubrieron con arena fina y se regó hasta obtener una humedad adecuada. El semillero se colocó en un lugar fresco e iluminado del invernadero.

Germinación

Después de 15 días la mayor parte de las semillas lograron germinar alcanzando una altura promedio de 5 cm, en esta etapa se realizó el raleo de los plantines dejando sólo el plantín mas fuerte y vigoroso.

3.4.2 SELECCIÓN Y DESINFECCIÓN DEL SUELO

El suelo utilizado para el experimento fue recolectado de los campos con cultivo de olivo pertenecientes al Pozo 3 de el Asentamiento 5 y 6 del C.P.M. La Yarada, el que fue homogenizado y cernido empleando una malla de 3 x 3 mm de apertura, una vez libre de elementos extraños y piedras fue colocado en sacos y transportados al laboratorio, en donde se distribuyeron en bolsa de polipropileno de 4 kg de capacidad y esterilizaron en el autoclave a 121 °C por 15 min y 15 libras de presión por 2 días consecutivos.

3.4.3 PREPARACIÓN DE LOS CONTENEDORES

Los contenedores utilizados fueron bolsas agrícolas de color negro de 12 kg de capacidad, en donde se colocaron 8 kg de suelo previamente desinfectado, el cual se humedeció y dejó reposar 30 minutos para darle estabilidad al contenedor.

3.4.4 TRANSPLANTE E INOCULACIÓN

La confrontación de las endomicorrizas vesículo arbusculares con las raíces del páprika, se realizó en los contenedores previamente preparados, donde se hicieron agujeros centrales de 5 cm de diámetro y 7 a 8 de profundidad escarbando con una espátula (Anexo 2). Luego del cual se retiró del almácigo

los plantines teniendo cuidado de no dañar las raíces para que se colocaran en los agujeros recostada sobre las paredes de los mismos, posteriormente se agregó los gránulos de arcilla conteniendo los propágulos infectivos de micorrizas (PIM) alrededor de las raicillas. La dosis de inoculante agregado a cada plantín fue de 2 ml (400 PIM), 3 ml (600 PIM), 4 ml (800 PIM) y 5 ml (1000 PIM) por tratamiento. Finalmente se cubrió con la misma tierra y se regó con 300 ml de agua aproximadamente por contenedor.

3.4.5 RIEGO Y FERTILIZACIÓN

Posterior al trasplante se realizaron riegos periódicos cada 15 días, tomando en cuenta la necesidad de la planta en desarrollo y evaporación del suelo en el contenedor, con un volumen de 300 a 500 ml por contenedor durante el tiempo que duro la investigación (5 meses).

También se realizaron fertilizaciones dos veces al mes de acuerdo a la técnica de Román (2003), empleando 60 ml de solución nutritiva de Hoagland por planta (Anexo 4).

3.5 EVALUACIÓN DE INDICADORES

3.5.1 EVALUACIONES RADICULARES

VOLUMEN DE RAÍZ

Se realizó a los 160 días, siguiendo el método de la probeta de acuerdo a Cerrato *et al.* (1993). Se lavaron las raíces con abundante agua y secaron con papel toalla; luego en 150 ml de agua en una probeta de 250 ml de capacidad (V_I), se introdujo la raíz de la planta y se realizó la lectura del volumen de agua desplazada por ésta (V_F); posteriormente a éste valor se le resto el volumen de agua inicial, con lo que se obtuvo el volumen de raíz generada por las micorrizas.

$$F_0): \text{VOLUMEN} = V_F - V_I$$

Donde:

V_I : Volumen inicial

V_F : Volumen final

PORCENTAJE DE COLONIZACIÓN

Esta evaluación se realizó a los 160 días, en dos etapas, la primera consistió en la preparación y coloración de las raicillas del paprika; la segunda en la observacion y recuento de segmentos de raices colonizadas.

Coloración de raíces

La tinción de las raíces de ají páprika se realizó mediante el método de Phillips & Hayman (1970) citado por Cerrato *et al.* (1993). Donde se lavaron las raíces con abundante agua, y se secaron con papel toalla, luego fueron colocadas en frascos con tapa rosca conteniendo hidróxido de potasio al 10 %, donde se calentaron a 90 C por 10 minutos a 10 libras de presión en el autoclave, despu del cual el KOH fue retirado, en su reemplazo se agregó una mezcla de H₂O₂ al 10% + KOH al 10 % en la relación 1:1, la que se dejó actuar durante 5 minutos, y pasado este tiempo se lavó con agua destilada, luego las raíces fueron cubiertas con ácido clorhídrico al 10 % durante 10 minutos posteriormente se decant el ácido y sin lavar se agregó el colorante fucsina ácida en lactoglicerol y se volvió a calentar a 90 C por 10 minutos a 10 libras de presión en el autoclave, a continuación el colorante fue descartado y las raíces fueron decoloradas con lactoglicerol.

Recuento de raíces micorrizadas

La determinación del porcentaje de colonización se realizó empleando las raíces coloreadas con fucsina ácida, mediante el método de Phillips & Hayman (1970) citado por Cerrato *et al.* (1993). Las raíces fueron cortadas con un bisturí a un tamaño de 1 cm, luego colocadas paralelamente sobre una lámina portaobjeto en

un número de 20 raicillas las que fueron humedecidas con lactoglicerol y cubiertas con láminas cubreobjetos. El preparado fue observado al microscopio con el objetivo de 40X para determinar la presencia de segmentos de raíces con estructuras micorrícicas (hifas, vesículas y/o arbusculos). El valor del porcentaje de colonización se obtuvo con la fórmula $F_{(2)}$.

$$F_{(2)} : \text{Porcentaje de colonización} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ segmentos colonizados}}{\text{N}^{\circ} \text{ de segmentos evaluados}} \times 100$$

3.5.2 EVALUACIÓN DE LA PARTE AÉREA

ALTURA DE PLANTA

La evaluación de la altura máxima alcanzada por las plantas de ají páprika se realizó a los 160 días, en la etapa de cosecha, para lo cual, se colocó el extremo de la cinta métrica en la base del tallo principal y se llevó hasta la yema apical más elevada, en donde se hizo la lectura correspondiente a la altura de la planta expresada en centímetros de acuerdo al método aplicado por Nuez *et al.* (1996).

BIOMASA AÉREA SECA

La determinación de la biomasa aérea seca se realizó a los 160 días, al final del experimento, empleando el método de la estufa de acuerdo a Carrillo (2003), se

cortó la planta desde la base del tallo y se colocó en un sobre de papel kraf de peso conocido (W_A), luego se pesó la planta con el papel y se llevó a la estufa a 80 °C por 3 días hasta obtener un peso constante. Para la obtención del peso seco de la biomasa aérea se empleó la fórmula $F_{(3)}$ y los resultados se expresaron en gramos.

$$F_{(3)} : \text{Biomasa} = W_F - W_A$$

Donde:

W_F : Peso húmedo de la planta + papel kraf

W_A : Peso del papel kraf

NÚMERO DE FRUTOS

Esta evaluación se realizó a los 160 días posteriores a la siembra, durante la primera cosecha después que los frutos alcanzaron la madurez fisiológica, se contó el número de frutos maduros de color rojo intenso por planta en cada tratamiento, Nuez *et al.* (1996).

LONGITUD Y DIÁMETRO DE LA BAYA

La longitud de la baya, se determinó midiendo con una regla desde el cáliz del fruto hasta el ápice posterior, mientras que el diámetro ecuatorial se determinó con la ayuda de un vernier (Zapata *et al.*, 1992) el cual se colocó en el centro de

la baya para que se hiciera la lectura correspondiente. Ambos valores se expresaron en centímetros (Anexo 5).

PESO SECO DE LAS BAYAS

Se determinó de manera similar al procedimiento descrito para la biomasa aérea seca.

3.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los resultados obtenidos de las diferentes pruebas fueron procesados estadísticamente mediante el análisis de variancia (ANOVA) con el fin de determinar las diferencias significativas entre los tratamientos y la diferencia de los promedios fueron determinados por la prueba de Duncan, a un nivel de confianza del 95 %.

IV. RESULTADOS

4.1 Colonización de las plantas de ají páprika por *Glomus* sp

Durante la etapa de cosecha del ají páprika, se determinó que *Glomus* sp coloniza las raíces del páprika en un 39,6 a 66,3 % bajo condiciones de invernadero; obteniéndose los mejores promedios de colonización en los tratamientos D y E (Figura 2).

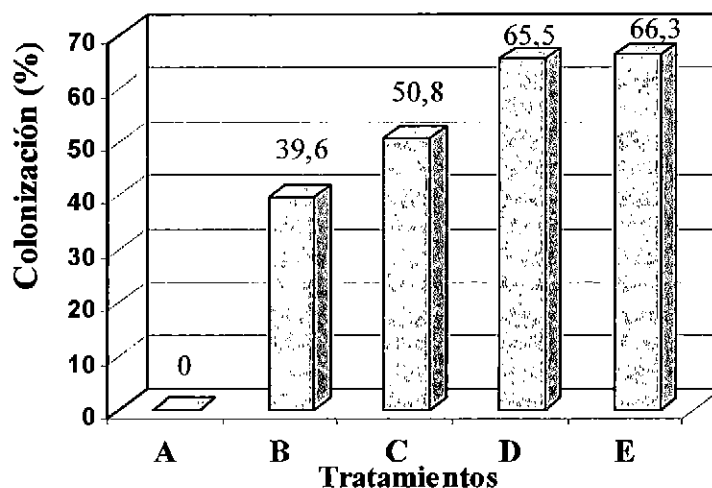


Figura 2: Promedio del porcentaje de colonización de *Glomus* sp en las raíces de aj páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Por el análisis de variancia se encuentra que existen diferencias altamente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales,

debido a que el estadístico F calculado (34,7) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % como se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 4: Análisis de variancia para el porcentaje de colonización de *Glomus* sp en las raíces de ají páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft ($\alpha=0,05$)
Tratamientos	4	1474,76	368,69	34,7 **	2,19
Error	10	106,27	10,63		
Total	14	1581,03			
		C.V. = 7,3	S \hat{y} = 3,5		

**Diferencia altamente significativa

Por la prueba de Duncan al 95 % de confianza, se muestra que entre las dosis de los tratamientos D (4 ml endomicorriza) y E (5 ml de endomicorriza) no existen diferencias, ambos generan los mejores promedios, a diferencia del tratamiento C, que ocupa el segundo lugar y en último lugar con el menor porcentaje de colonización se encuentra el tratamiento B (Cuadro 5).

Cuadro 5: Prueba de Duncan para el porcentaje de colonización de *Glomus* sp en las raíces de aj páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
E	66,3	a
D	65,5	a
C	50,8	b
B	39,6	c
A	0	d

4.2 Volumen Radicular

Al evaluar este parámetro en las plantas de páprika durante la etapa de cosecha (160 días), se encontró que el promedio de volumen radicular más bajo fue producido por el tratamiento A (Testigo) con un 6,7 cm³ mientras que el tratamiento E (5 ml endomicorriza), alcanzó un volumen de 8,5 cm³ (Figura 3)

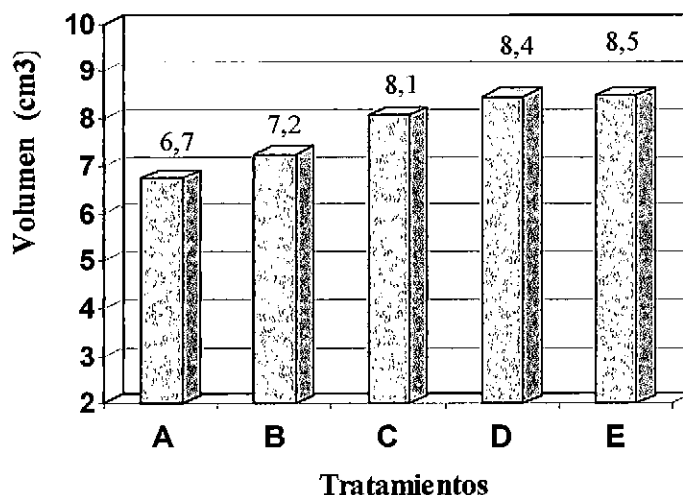


Figura 3: Promedio del volumen de raíz generada por *Glomus* sp en las raíces de aj páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

El análisis de variancia realizado a los promedios del volumen radicular generado por las plantas de páprika de los diferentes tratamientos, indican que existen diferencias ligeramente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (4,37) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % (Cuadro 6).

Cuadro 6: Análisis de variancia para el volumen radicular generada por *Glomus* sp en las plantas de ají páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft _(α=0,05)
Tratamientos	4	7,12	1,78	4,37*	2,19
Error	10	4,07	0,41		
Total	14	11,20			
		C.V. = 8,2	S \hat{y} = 0,13		

*Diferencia ligeramente significativa

Por la prueba de Duncan, se determinó que los mejores promedios de volumen radicular obtenidos corresponden a los tratamientos C (3 ml endomicorriza), D (4 ml endomicorriza) y E (5 ml endomicorriza), los que generan un volumen radicular entre 8,1 a 8,5 cm³ mientras que en segundo lugar se encuentra el tratamiento B (2 ml endomicorriza) con 7,2 cm³ y en último lugar el tratamiento A (Testigo) (Cuadro 7).

Cuadro 7: Prueba de Duncan para el volumen radicular generada por *Glomus* sp en las plantas de aj páprika de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
E	8,5	a
D	8,4	a
C	8,1	a
B	7,2	b
A	6,7	c

4.3 Altura del páprika

Durante la etapa de cosecha (160 días), se encontró que la altura promedio varió entre 59,0 a 72,4 cm, siendo el tratamiento D, quien muestra el mayor promedio de altura.

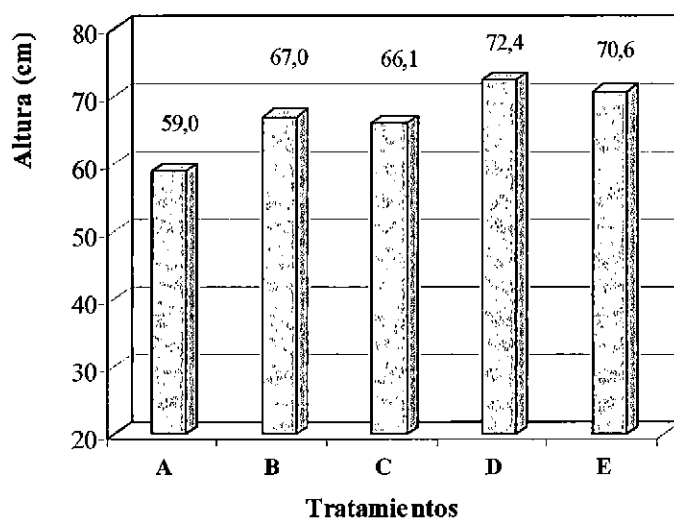


Figura 4: Promedio de altura alcanzada por plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

El análisis de variancia aplicado a los promedios de la altura alcanzada por las plantas de aj páprika en los diferentes tratamientos, indica que existen diferencias altamente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (11,50) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % (Cuadro 8).

Cuadro 8: Análisis de variancia para la altura alcanzada por plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft($\alpha=0,05$)
Tratamientos	4	322,22	80,56	11,50**	2,19
Error	10	70,07	7,01		
Total	14	392,29			
C.V. = 4,0		S \hat{y} = 2,33			

**Diferencia altamente significativa

Al realizar la prueba de Duncan a los promedios de altura alcanzadas por las plantas de páprika, se encontraron tres grupos homogéneos, siendo los tratamientos D (72,4 cm) y E (70,6 cm) los que muestran el mejor promedio de altura; quedando en segundo lugar los tratamientos B (67,0cm) y C (66,1 cm) y en último lugar el tratamiento A (Testigo) en el que se obtuvo una altura de 59,0 cm (Cuadro 9).

Cuadro 9: Prueba de Duncan para la altura alcanzada por plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
D	72,4	a
E	70,6	a
B	67,0	b
C	66,1	b
A	59,0	c

4.4 Biomasa aérea (Peso seco)

En la etapa de cosecha (160 días), se encontró que el peso seco del follaje varía entre 18,3 a 24,6 gramos por planta, siendo los tratamientos D y E los que presentaron los mejores promedios.

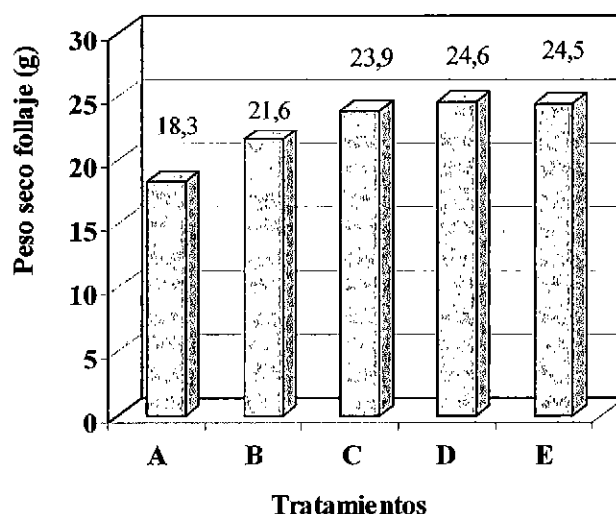


Figura 5: Promedio del peso seco obtenido por plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

El analisis de variancia aplicado a los promedios de la de peso seco del follaje producidas por las plantas de aj páprika, indican que existen diferencias altamente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (7,27) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % como se observa en el Cuadro 10.

Cuadro 10: Análisis de variancia para el peso seco obtenido por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft _(α=0,05)
Tratamientos	4	86,25	21,56	7,27 **	2,19
Error	10	29,67	2,97		
Total	14	115,92			
		C.V. = 7,8	S \hat{y} = 0,8		

**Diferencia altamente significativa

Al realizar la prueba de Duncan a los promedios de peso seco del follaje alcanzadas por las plantas de páprika, se encontraron que los tratamientos D(24,6 g/planta) y E (24,5 g/planta) tienen un comportamiento homogéneo y obtienen el mejor promedio de peso seco, en segundo lugar se encuentran los tratamientos C (23,9 g/planta), seguido del tratamiento B (21,6 g/planta) y en último lugar se encuentra el tratamiento A (Testigo) con tan sólo 18,3 g /planta (Cuadro 11).

Cuadro 11: Prueba de Duncan para el peso seco obtenido por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
D	24,6	a
E	24,5	a
C	23,9	b
B	21,6	c
A	18,3	d

4.5 Número de frutos

En la etapa de cosecha (160 días), se encontró que el número de frutos promedio varía de 2 a 4 por planta, siendo en los tratamientos D y E donde se muestran los mejores promedios con 4 frutos por planta.

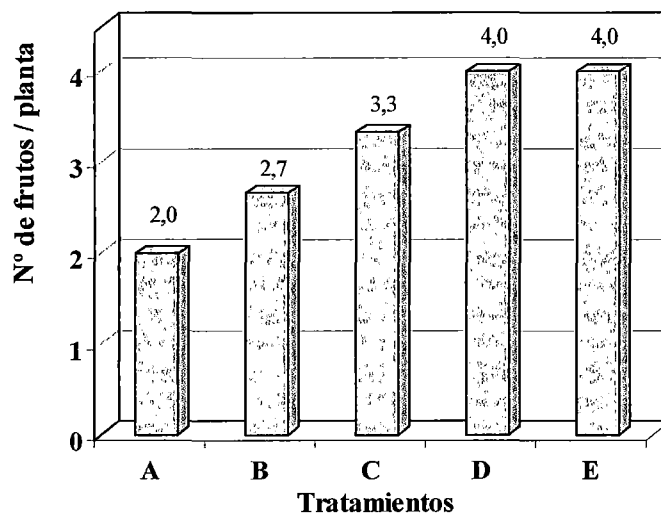


Figura 6: Promedio del número de frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

El analisis de variancia aplicado al promedio de numero de fruto por planta, producidas por las plantas de aj páprika, indica que existen diferencias significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (4,25) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % como se muestra en el Cuadro 12.

Cuadro 12: Análisis de variancia para el número de frutos producidos las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	F _{t(α=0,05)}
Tratamientos	4	9,07	2,27	4,25 *	2,19
Error	10	5,33	0,53		
Total	14	14,40			
C.V. =22,8			S \hat{y} = 0,20		

*Diferencia significativa

La prueba de Duncan realizada a los promedios del número de frutos por planta producidas por las plantas de páprika cultivadas bajo condiciones de invernadero, nos muestra que los tratamientos D y E tienen un comportamiento homogéneo y obtienen el mejor promedio de producción de frutos con 4 frutos por planta, quedando en segundo lugar los tratamientos C (3,3 frutos/planta), seguido del tratamiento B (2,7 frutos/planta) y en último lugar el tratamiento A (Testigo) con tan sólo 2 frutos / planta (Cuadro 13).

Cuadro 13: Prueba de Duncan para el número de frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
D	4,0	a
E	4,0	a
C	3,3	b
B	2,7	b c
A	2,0	c

4.6 Longitud del fruto

El tamaño promedio de los frutos varió de 11,2 a 14,1 cm de longitud, siendo en el tratamiento E donde se presentó los frutos de mayor tamaño.

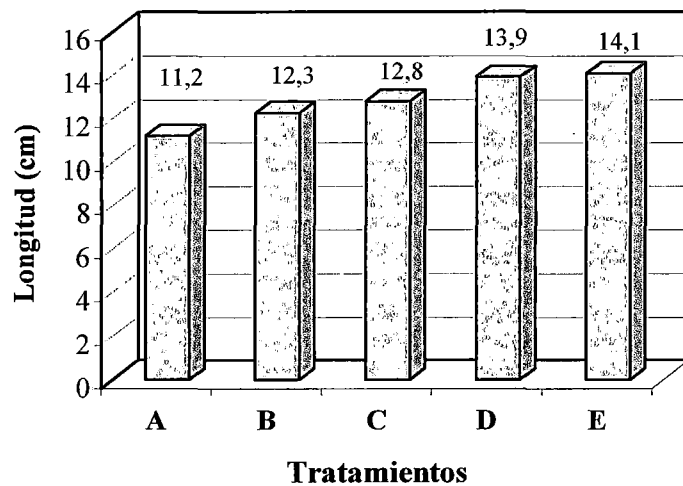


Figura 7: Promedio de la longitud alcanzada por los frutos producidos por las plantas de ají p páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Al realizar el analisis de variancia a los promedios obtenidos de la longitud de los frutos, se determino que existen diferencias ligeramente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (19,43) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % (Cuadro 14).

Cuadro 14: Análisis de variancia para la longitud de los frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft _(α=0,05)
Tratamientos	4	16,94	4,24	19,43 **	2,19
Error	10	2,18	0,22		
Total	14	19,12			
		C.V. = 3,6	S \hat{y} = 0,23		

** Diferencia altamente significativa

La prueba de Duncan realizada a los promedios de longitud de los frutos producidos por las plantas de páprika bajo condiciones de invernadero, nos muestran que existen cuatro grupos homogéneos, siendo los tratamientos E (14,1 cm) y D (13,9 cm) los que presentan los promedios más altos, seguido de los tratamientos B (12,8 cm), C (12,3 cm) y finalmente el tratamiento A (11,2 cm).

Cuadro 15: Prueba de Duncan para la longitud de los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero.

Tratamientos	Promedio	Significancia
E	14,1	a
D	13,9	a
B	12,8	b
C	12,3	c
A	11,2	d

4.7 Diámetro ecuatorial del fruto

El diámetro de los frutos producidos por las plantas de ají páprika se mantuvo entre 2,2 a 2,6 cm, encontrando en los frutos de los tratamientos D y E los de mayor diámetro (Figura 8).

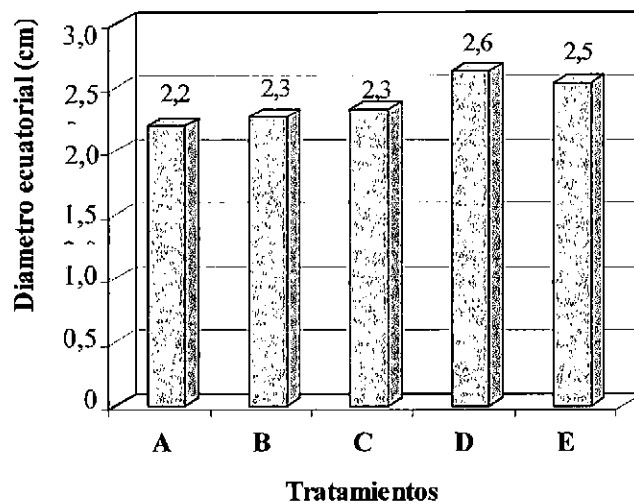


Figura 8: Promedio del diámetro ecuatorial alcanzado por los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Al realizar el análisis de variancia a los promedios obtenidos del diámetro ecuatorial de los frutos de páprika, se determinó que existen diferencias ligeramente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (2,48) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % (Cuadro 15).

Cuadro 16: Análisis de variancia para el diámetro ecuatorial de los frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft _(α=0,05)
Tratamientos	4	0,40	0,10	2,48 *	2,19
Error	10	0,41	0,04		
Total	14	0,81			
		C.V. = 4,8	S \hat{y} = 0,013		

*Diferencia ligeramente significativas

Por la prueba de Duncan realizado a los promedios del diámetro ecuatorial de los frutos producidos por las plantas de páprika bajo condiciones de invernadero, nos muestra dos grupos homogéneos, siendo en los tratamientos D (2,6 cm) y E (2,5 cm) en los que presentó los promedios más altos, seguido de los tratamientos B, C y A(Control) que presentaron un promedio de 2,3 a 2,2 cm respectivamente.

Cuadro 17: Prueba de Duncan para diámetro ecuatorial de los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
D	2,6	a
E	2,5	a
B	2,3	b
C	2,3	b
A	2,2	b

4.8 Peso seco del fruto

El peso seco obtenido en los frutos producidos por las plantas de ají páprika en los diferentes tratamientos experimentales, varió de 2,47 a 4,31 gramos, encontrando los frutos de mayor peso en los tratamientos D (4,31g) y E (4,27 g).

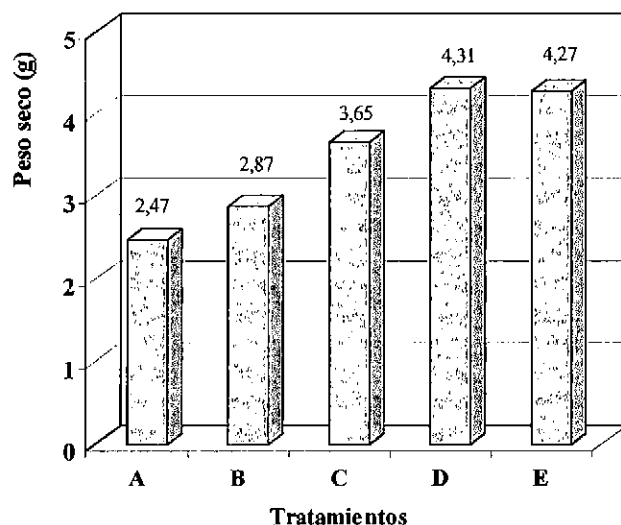


Figura 9: Promedio del peso seco de los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

El análisis de variancia realizado a los promedios del peso seco de los frutos de páprika, se determinó que existen diferencias altamente significativas entre el tratamiento testigo y los tratamientos experimentales, debido a que el estadístico F calculado (34,2) es mayor al F tabular (2,19) a un nivel de confianza del 95 % como se muestra en el Cuadro 17.

Cuadro 18: Análisis de variancia para peso seco de los frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft _(α=0,05)
Tratamientos	4	8,14	2,03	34,2**	2,19
Error	10	0,50	0,05		
Total	14	8,63			
C.V. = 6,3			S \hat{y} = 0,028		

** Diferencia altamente significativas

Por la prueba de Duncan se determinó que los promedio de los tratamientos D (4,31g) y E (4,27 g) son similares estadísticamente y ocupan el primer lugar, seguido de los tratamientos C (3,65 g) y B (2,87 g), mientras que el peso más bajo se observó en el tratamiento A (Testigo) con 2,47 g (Cuadro 18).

Cuadro 19: Prueba de Duncan para peso seco de los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Promedio	Significancia
D	4,31	a
E	4,27	a
C	3,65	b
B	2,87	c
A	2,47	d

V. DISCUSIÓN

La exigencia del mercado mundial de productos orgánicos ha motivado en muchos agricultores la aplicación y búsqueda de nuevos métodos y técnicas de cultivo orgánico que lo diferencien de los métodos tradicionales de cultivo, para obtener productos libres de sustancias químicas residuales que pongan en riesgo la salud humana.

Es por esta razón que se sigue investigando y buscando diferentes tipos de microorganismos que se asocien de manera específica o muestren alguna relación benéfica con los diferentes cultivos agrícolas; estando dentro de estos microorganismos los géneros *Rhizobium* y *Azotobacter*, como los más difundidos entre las bacterias, por su capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, *Streptomyces*, como el actinomiceto más común en suelos orgánicos con una gran capacidad de producir sustancias antimicrobianas que controlan a muchos fitopatógenos. También son beneficiosos los hongos de vida libre y simbiotes, quienes participan en la degradación de la materia orgánica y solubilización de elementos esenciales como los fosfatos y microelementos, necesarios para la planta (Alexander, 1982; Coyne, 1999 y Carrillo, 2003).

Una de las asociaciones simbióticas más conocidas entre los hongos, son las endomicorrizas vesículo arbuscular, capaces de prosperar en diferentes suelos agrícolas y asociarse a plantas pertenecientes a diferentes géneros (Hayman, 1987; Deacon, 1990; García-Romera *et al.*, 1990), siendo la ocurrencia de esta asociación influenciada por las características de la planta, el hongo y medio agrícola.

De acuerdo a Smith (1987); Buwalda *et al.*, (1982) y Giovannetti *et al.*, (1993), la interacción entre el huésped y hospedero durante la precolonización es fundamental para el éxito de la colonización y establecimiento de las micorrizas, es así que al evaluar el porcentaje de colonización en las raíces del páprika se determina que el inóculo utilizado constituido por cepas de *Glomus intraradices*, *Glomus etunicatum* y *Glomus fasciculatum*, son capaces de establecer una relación simbiótica con el páprika bajo condiciones de invernadero; además que las diferentes dosis de la endomicorriza produjera diferentes porcentajes de colonización (39,6 a 66,3 %) como se muestra en la Figura 2, siendo los tratamientos E y D, los que presentan los promedios más altos con 66,3 y 65,5 % respectivamente (Cuadro 5), esto nos indica que la aplicación de 4 ml de endomicorrizas con 800 PIM (Tratamiento D)  5 ml endomicorrizas con 1000 PIM (Tratamiento E) no presentan diferencias en el porcentaje de colonización, porque sus promedios son similares estadísticamente, a diferencia del tratamiento

C (3 ml de endomicorriza con 600 PIM) que sólo alcanza un 50,8 % de colonización mientras que el tratamiento B (2 ml endomicorrizas con 400 PIM) presenta la más baja infectividad con un 39,6 %.

En el experimento se utilizó como inóculo el producto comercial MYCOSYM TRI-TON® constituida de gránulos de arcilla conteniendo esporas de *Glomus intraradices*, *Glomus etunicatum* y *Glomus fasciculatum*, debido a que las endomicorrizas no se pueden multiplicar en medios sintéticos (Ferrera-Cerrato, 1993; Deacon, 1990), además que su aislamiento, identificación y posterior masificación en plantas trampa requiere de equipos con los que no dispone el laboratorio.

La concentración del inóculo de la endomicorriza *Glomus*, se estableció en base a los resultados obtenidos por Román (2003) al evaluar el efecto de *Glomus* sp Zac 19 en plantas de ají Mirasol y Ancho, donde la dosis aplicada fue de 500 PIM (Propágulos infectivos de micorrizas) debido a que este producto no indicaba un inóculo específico para el páprika y porque en forma genérica recomienda la aplicación de 2 ml (400 PIM) a 10 ml (2000 PIM) de la endomicorriza para el cultivo de hortalizas, aunque la dosis del inóculo depende del tamaño de planta (Landis *et al.*, 1989), además que la aplicación de volúmenes elevados no asegura una mayor infectividad y económicamente no es rentable para el agricultor.

Landis *et al.* (1989), mencionan que la infectividad de las micorrizas dependen del número y capacidad de las cepas micorrizogénicas y el grado de especificidad que se establece con la planta hospedera, la cual se determina por el porcentaje de colonización. En este trabajo se encontró que los porcentajes más altos de colonización se relacionan directamente con los tratamientos que tuvieron mayor dosis de PIM (Cuadro 5), aunque claramente se observa que esta relación tiene un límite porque los promedios obtenidos por el tratamiento E (66,3 %) con una dosis de 5 ml de endomicorriza con 1000 PIM no superan estadísticamente al tratamiento D (65,5 %) con 4 ml de endomicorriza que tuvo 800 PIM.

Según Davis (1991) y Alexander (1980), es común que los miembros de diferentes grupos microbianos establezcan relaciones competitivas entre ellas por nutrientes y espacio. Cuando el número de sus miembros es muy elevado y los nutrientes no están disponibles entran en un proceso de letargo y ocurren sucesiones microbianas, hasta que las condiciones son favorables, esto nos hace sospechar que el tratamiento E, presentó mucho inóculo y gran parte de ella no pudo germinar en el suelo ni establecerse en la superficie radicular del paprika.

Smith & Read (1987); Sward (1981) y Restrepo *et al.* (1993), reportan que las esporas de *Glomus* inoculadas germinan produciendo un micelio reducido que busca las raices de plantas susceptibles a la colonizacion, pero cuando no las

encuentra simplemente retrae el citoplasma para formar clamidosporas, pero cuando las coloniza el micelio extrarradical es exuberante y capaz de explorar zonas muy alejadas de las raíces en búsqueda de nutrientes y agua, lo que incrementa la competencia con las esporas que no lograron germinar.

Los porcentajes de colonización obtenidos con el ají páprika son superiores a otros miembros de *Capsicum anumm*, como en las variedades Mirasol y Ancho que sólo alcanzan alrededor del 44 % de colonización cultivadas a nivel de invernadero. Esto nos demuestra la gran variabilidad de la especificidad de las cepas de las endomicorriza *Glomus* incluso en plantas emparentadas taxonómicamente (Nuez *et al.*, 1996), aunque comparado con otras especies como el orégano (*Origanum vulgare*) se observan porcentajes elevados de colonización alrededor del 94 % (Gallardo, 2004), esto corrobora lo mencionado por Bonfante-Fasolo *et al.* (1992) y Giovannetti *et al.* (2002), que existen plantas más susceptibles a establecer relaciones simbióticas con las endomicorrizas.

Los factores ambientales pueden afectar la colonización, actuando directamente sobre la microflora rizosférica e indirectamente por intermedio de la planta modificando la calidad y cantidad de exudado radicales (Carrillo, 2003). Este trabajo se realizó bajo condiciones de invernadero para evitar cambios ambientales bruscos que pudieran haber afectado el experimento.

El pH es un factor primordial para el desarrollo de estos hongos, Barea (2000) y Tommerup & Kidby (1980), menciona que el género *Glomus* desarrolla en suelos ligeramente neutros a alcalinos, el suelo empleado tenía 7,06 de pH, adecuado para el desarrollo de las esporas del consorcio *Glomus intraradices*, *Glomus etunicatum* y *Glomus fasciculatum*, pero Smith & Read (1997), menciona que *Glomus etunicatum* es un organismo cosmopolita que desarrolla en la mayoría de los suelos agrícolas, mientras que *Glomus fasciculatum* presenta mayor desarrollo y eficiencia en suelos ácidos (Hayman, 1987).

Según Smith & Read (1997), cuando la salinidad de los suelos es elevada incide directamente sobre la asociación simbiótica, el sustrato utilizado presenta una conductividad eléctrica de 5,18 dS/m clasificado por Fuentes (1980), como ligeramente salino y considerado normal para el cultivo del paprika por Zapata *et al.* (1992) y Nuez *et al.* (1996), por tanto la salinidad del sustrato no pudo incidir en los porcentajes de colonizaci3n, debido a que los reportes de Bonfante-Fasolo *et al.* (1986); Balestrini *et al.* (1994); Gianinazzi-Pearson *et al.* (1996), indican que valores por encima de 10 dS/m tienen un efecto sobre la germinaci3n de las esporas; no obstante la colonizaci3n se establece y la salinidad se incrementa la micorriza ejerce un efecto protector sobre las plantas.

Los resultados también pudieron haber sido influenciados por la presencia de pesticidas con efecto residual en el suelo utilizado como soporte, debido que estos fueron obtenidos de los cultivos de Olivo en el C.P.M. La Yarada, y aquí es muy frecuente la utilización de insecticidas como el Triflumuron para controlar larvas del gusano pegador del brote del Olivo, Según Martínez *et al.* (1998); Trappe *et al.* (1984), este insecticida inhibe la infección y desarrollo de los hongos endomicorrícicos, debido a que actúa inhibiendo la síntesis de quitina, uno de los componentes de la pared fúngica y el exoesqueleto de los insectos.

De acuerdo a Landis *et al.* (1989), la efectividad de un inoculante se refleja en la capacidad de los hongos micorrícicos de promover el desarrollo de los diferentes órganos subterráneos y aéreos de la planta hospedera, es así que al evaluar el volumen radicular generado por las plantas de páprika inoculadas con diferentes dosis de esporas de *Glomus* sp en 160 días de cultivo, se determinó que el volumen radicular de los tratamientos inoculados con endomicorrizas varían entre 7.2 a 8.5 cm³, mayores al tratamiento control, que obtiene un volumen de 6.7 cm³ (Figura 3); y entre los tratamientos inoculados el E (8.5 cm³), D (8.4 cm³) y C (8.1 cm³) generan los mayores volúmenes, que estadísticamente son similares (Cuadro 7).

Según Smith (1987) y Bonfante-Fasolo *et al.* (1986), las micorrizas incrementan el volumen radicular de las plantas que le permiten una mayor exploración de la rizósfera y proveer al hongo simbionte de nutrientes orgánicos y de un nicho protector. Esto se pudo determinar en las plantas de páprika inoculadas que presentaron los mejores promedios y que además mostraron un aspecto más vigoroso.

Nuez *et al.* (1996); Zapata *et al.* (1992) y Vives (1984), indican que el volumen radicular generado por el ají páprika o pimiento dulce es variable, y depende del lugar y tipo del suelo utilizado en su cultivo; generalmente su raíz es capaz de penetrar hasta unos 60 cm de profundidad y expansión alrededor del tallo de 50 cm, pero en suelos arenosos alcanza una profundidad de 70 hasta 120 cm con un gran número de raíces adventicias que incrementan su volumen.

Según Landis *et al.* (1989), el desarrollo radicular de una planta es variable cuando es cultivada en contenedores donde la calidad y cantidad del sustrato utilizado son limitantes. Las raíces de las plantas de aj páprika no han sido copiosas ni abundantes, lo cual pudo deberse al cultivo en contenedores y la cantidad de suelo utilizado.

La asociación simbiótica origina cambios anatómicos y citológicos en la raíz, produciéndose una reorganización del meristemo apical y cilindro vascular que implica que las células detengan la actividad meristemática, haciendo decrecer el

índice mitótico medio y la síntesis ADN y ARN, formándose un tejido parenquimatoso en los ápices radicales (Román, 2003; Menge *et al.*, 1980 Hayman, 1987). Estos cambios se observaron en el tejido radicular del páprika coloreado con fucsina ácida, donde las células presentaron estructuras fúngicas de diferentes tamaños, mientras que en el tejido no colonizado las células presentaron un aspecto más homogéneo.

Otro de los beneficios de la asociación simbiótica es el incremento de la altura, biomasa, número y calidad de los frutos; respecto a la altura, en la Figura 4, se observa que las plantas colonizadas presentaron un promedio de altura entre 67,0 a 72,4 cm mientras que el tratamiento control presentó la altura más baja con 59,0 cm y entre los tratamientos inoculados con las dosis más altas presentaron el mayor tamaño promedio que fue de 70,6 cm (Tratamiento E) y 72,4 cm (Tratamiento D); mientras que las plantas de los tratamientos B y C alcanzaron una altura de 67,0 cm y 66,1 cm respectivamente.

Estos resultados demuestran claramente el beneficio de la colonización de los hongos endomicorrícicos, al relacionar la altura de los tratamientos D y E, con los porcentajes de colonización (Cuadro 5), que fueron los mejores para los tratamientos D (65,5 %) y E (66,3 %).

Para Barea (2000); Bago *et al.* (1998); Balestrini *et al.* (1994), la micorriza estimula el crecimiento vegetal debido principalmente al efecto benéfico sobre la nutrición mineral de las plantas, mientras que Slankis (1973); Hirsch *et al.* (1997) y Román (2003), manifiestan que estos hongos inducen a la planta a la formación de auxinas como el ácido indol-3-acético (AIA) que estimula el crecimiento por elongación del tallo y promueve la formación de raíces, a su vez incrementa los niveles de citocininas en las raíces que luego son transportados por el xilema y floema en forma acropétala y basipétala, estimulando la síntesis de proteínas, clorofila y división celular de los meristemos, por lo que las plantas tienen un incremento en su desarrollo; ambos procesos pudieron ser los responsables de la altura alcanzada por las plantas de ají paprika cultivadas en invernadero.

De acuerdo a Vives, (1993); Nuez *et al.* (1996) y Zapata, (1992), el nitrogeno es el nutriente absorbido en mayor cantidad por la planta durante todo su desarrollo, y obtiene el maximo crecimiento cuando la fuente nitrogenada es fraccionada en 50 % de NO_3^- y 50 % de NH_4^+ de acuerdo al analisis. El suelo utilizado fue pobre en nitrogeno y materia organica (2,1 %). Durante todo el experimento se utilizo como fertilizante la solucion Hoagland que contiene como fuente nitrogenada solo NO_3^- (1,25 g/l), lo cual pudo limitar su captura y transporte por las micorrizas; y causar que las plantas no hallan llegado a las alturas maximas teoricas de 1,50 m y hallan alcanzado un tamano promedio aceptable.

Asociado al crecimiento, los hongos micorrícicos también fomentan una ganancia de biomasa aérea, es así que el peso de la biomasa seca en las plantas inoculadas varía de 21,6 a 24,6 gramos / planta (Figura 5), superiores al tratamiento control que sólo produjo 18,3 gramos / planta. Al evaluar estadísticamente el peso de los tratamientos inoculados con diferentes dosis de la endomicorriza *Glomus* sp se determinó que los valores obtenidos por los tratamientos D (24,6 gramos/planta) y E (24,5 gramos/planta) son similares y ocupan el primer lugar, seguido del tratamiento C (23,9gramos/planta) y en último lugar el B (21,6gramos/planta) (Cuadro 11).

La diferencia del peso de la biomasa aérea seca en los tratamientos reflejan claramente el beneficio de la colonización, debido a que los tratamientos con mayor porcentaje de colonización (Cuadro 5), también muestran una mayor biomasa (Cuadro 11). Según Blanco & Salas (1997); Bago *et al.* (1998) y Balestrini *et al.* (1994), indican que cada centímetro de raíz colonizada genera entre 80 a 3000 cm de micelio extrarradical, lo que incrementa el área de exploración del suelo con el fin de captar nutrientes y agua, que posteriormente son transportados hacia las hifas intrarradicales y cedidas a la células de la raíz de la planta. Esto pudo causar la diferencia de peso de la biomasa aérea entre los tratamientos con diferente porcentaje de colonización debido a que las plantas con mayor colonización tuvieron acceso a más nutrientes que favoreció su desarrollo.

Este comportamiento entre plantas micorrizadas y no micorrizadas, demuestran claramente el efecto benéfico de la simbiosis y efectividad de las diferentes cepas de micorrizas, lo cual es corroborado por Gallardo (2004) quien encontró que la biomasa aérea seca de las plantas de orégano inoculadas (1,41 gramos / planta) superaban casi en un 50 % a las no inoculadas (0,79 gramos / planta); del mismo modo Ciccorossi *et al.* (1999), observaron una ganancia de biomasa en plantas inoculadas de *Lotus glabel* en un 35 %, quien atribuye esa ganancia a la captación de fosfato por la micorrizas; a su vez Buckman & Brady (1993) y Fuentes (1980), mencionan que el fosfato participa en la división celular y crecimiento, floración, fructificación y maduración de los frutos.

Después del crecimiento y desarrollo de la biomasa comenzó la etapa de floración a partir de los 90 días de cultivo seguido de la formación y desarrollo fisiológico del fruto. El número de bayas recolectadas en la etapa de madurez fisiológica (frutos rojos) fue superior en los tratamientos inoculados con endomicorrizas que variaron de 2, 7 a 4 frutos / planta, superiores al tratamiento control produce un promedio de 2 frutos / planta (Figura 6). Aquí también se observa el beneficio de la colonización, en los tratamientos D y E se muestran los mayores porcentaje de colonización (Cuadro 5) correspondiente con el promedio más alto de frutos, con 4 frutos / planta (Cuadro 13).

Según Alarcón & Ferrera-Cerrato (2000) y Azcón-Aguilar (1998) las micorrizas permiten la captación de fosfatos necesarios para el desarrollo de las plantas, que aparte de estimular el desarrollo radicular y dar vigor, es importante en la floración del cultivo del páprika (Zapata *et al.*, 1992; Nuez *et al.*, 1996). Durante el cultivo del páprika se observó un gran número de flores blancas por planta en los diferentes tratamientos pero sólo unos cuantos formaron bayas; de acuerdo a Zapata *et al.* (1992), este fenómeno se debe a la variabilidad de la temperatura, debido a que el páprika durante la etapa de floración requiere un rango de temperatura que va de 18 a 20  C como mínimo y 35 como máximo y valores inferiores o superiores tiene un efecto negativo en la fructificación. En el invernadero las temperaturas bajas fueron de 14 a 15  C inferiores al rango requerido por el cultivo. Según Nuez *et al.* (1996), las temperaturas bajas reducen la viabilidad del polen.

El establecimiento del número de frutos producidos por las plantas de páprika pudo ser afectado por el cuajado (es decir el inicio de desarrollo del fruto), que determina el porcentaje de frutos que tendrá una planta, y que varía en las diferentes variedades de ajíes. El rango de cuajado es del 8 al 25 % respecto al total de flores producidas (Zapata *et al.*, 1992). Nuez *et al.* (1996), indican que el cuajado de los frutos tiene una estrecha relación con la acción de las auxinas, las que ayudan al cuajado y retardan su abscisión; y las endomicorrizas promueven la

formación de varias hormonas en las plantas entre ellas las auxinas (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1992; Balestrini *et al.*, 1996; Bonfante, 2001), lo que pudo permitir el cuajado de un mayor número de bayas en las plantas colonizadas.

Desde el punto de vista comercial, la baya producida por el paprika es el unico organo que tiene importancia economica y su desarrollo depende del sistema radicular y foliar (Vives, 1983; Zapata *et al.*, 1992); su precio en el mercado se establece en base al grado de pigmentacion (unidades ASTA) y dimensiones alcanzadas por las bayas. Respecto a la longitud y diametro de la baya, se determino que la longitud de las bayas maduras obtenidos de las plantas colonizadas presentaron un promedio de 12,3 a 14,1 cm (Figura 7) con un diametro ecuatorial de 2,3 a 2,6 cm (Figura 8), a diferencia de las bayas del tratamiento control que solo alcanzaron una dimension de 11,2 cm de longitud por 2,2 cm diametro. Siendo las bayas de los tratamientos D (13,9 cm x 2,6 cm) y E (14,1 cm x 2,5 cm) son las que presentaron las mejores dimensiones estadisticamente. (cuadros 15 y 17)

Segun Nuez *et al.* (1996) y Vives (1983), las dimensiones de las bayas de los ajies depende de las caracteristicas geneticas de las variedades, pero es afectado por factores bioticos y abioticos durante su cultivo; que regulan su tamano. Zapata *et al.* (1992), mencionan que la biomasa aerea generada durante el desarrollo

vegetativo es importante para el desarrollo fisiológico de las bayas, debido a que de 10 a 12 hojas alimentan un fruto; esto pudo comprobarse de algún modo, cuando en las plantas de los tratamientos D (24,6 g) y E (24,5 g) con mayor biomasa (Cuadro 11) también son las que generaron las mejores dimensiones D (13,9 cm x 2,6 cm) y E (14,1 cm x 2,5 cm) (Cuadro 15 y 17).

De acuerdo a Nuez *et al.* (1996), las dimensiones de las bayas de la variedad PAPRI QUEEN, utilizada en el experimento, presenta una dimensión de 15 a 18 cm de longitud, obtenidas bajo el sistema convencional de cultivo, pero las bayas de los tratamientos D y E, obtenidos tuvieron longitudes ligeramente menor al promedio teórico, posiblemente se deba a las temperaturas bajas en el invernadero, por que según Zapata *et al.* (1992), la exposición de las plantas a temperaturas inferiores a 18 °C durante la etapa de floración producen frutos de menor tamaño o partenocárpicos, es por eso que el cultivo de páprika se realiza en zonas con climas tropical o subtropical, donde no hay exposición a temperaturas menores a las requeridas para este cultivo.

Al asociar las dimensiones alcanzadas por las bayas en los diferentes tratamientos (Cuadro 15 y 17), se establece que los tratamientos D (4,31 g) y E (4,27 g) del Cuadro 19, son los que produjeron el mayor peso promedio, a diferencia del tratamiento control que solo generó un promedio de 2,47 gramos por baya producida.

De acuerdo con Vives (1984), a nivel de las bayas de los ajíes, existe una relación estrecha entre el tamaño y su peso, es decir que los frutos que tienen un buen tamaño también generan un buen peso; debido al incremento del espesor del pericarpo, desarrollo del tejido placentario y mayor número de semillas viables, a diferencia de los frutos partenocárpicos donde la formación de semillas es escasa lo que afecta la relación tamaño y peso, según Zapata *et al.* (1992), el lugar de cultivo y la fertilización, influyen en las dimensiones del fruto.

Según Nuez *et al.* (1996), el desarrollo de las bayas está relacionado con la biomasa aérea de la planta, debido a que la función principal de las hojas es realizar el proceso de la fotosíntesis. De acuerdo a Alarcón & Ferrera-Cerrato (2000); Bonfante-Fasolo *et al.* (1992) y Giovannetti *et al.* (2002), las endomicorrizas promueven la formación de cloroplastos como la clorofila a y b, e incrementa la tasa fotosintética debido a una mayor disponibilidad de nutrientes, y los productos de la fotosíntesis son utilizados para el desarrollo y crecimiento de los frutos y semillas.

VI. CONCLUSIONES

- La endomicorriza vesículo arbuscular *Glomus* sp coloniza el tejido radicular del ají páprika hasta en un 66,3 % .
- Las diferentes dosis de propágulos infectivos (PIM) de la endomicorriza *Glomus* sp aplicados en los diferentes tratamientos, generan un incremento variado del volumen radicular, altura, biomasa foliar, número, tamaño y peso de los frutos en las plantas de páprika.
- La aplicación de 4 ml del producto comercial MICOSYN TRI-TON® conteniendo 800 PIM de *Glomus* sp es lo adecuado para generar el mayor porcentaje de colonización, desarrollo vegetativo e incremento en la producción del ají páprika (*Capsicum annum* L.) bajo condiciones de invernadero.

VII. RECOMENDACIONES

- Evaluar el efecto biofertilizante de la dosis experimental de 4 ml (800 PIM) de la endomicorriza *Glomus* sp en plantas de páprika bajo condiciones de campo.
- Evaluar el efecto conjunto de las endomicorrizas con bacterias fijadoras de nitrógeno como *Azotobacter*.
- Multiplicar las cepas de las endomicorrizas en plantas trampa para poder utilizarlas en los experimentos.
- Capacitar e informar a los agricultores sobre el beneficio de la utilización de microorganismos en el cultivo del páprika, con el fin de obtener productos orgánicos.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Alarcón A. & R. Ferrera-Cerrato.** 2000. Ecología Fisiología y Biotecnología de las Micorrizas Arbusculares. Editorial Mundi-Prensa S.A de C.V. México D.F. Pp: 250.
- Alexander, M.** 1982. Introducción a la Microbiología de Suelos. AGT Editor S.A. México. Pp: 68 – 98
- Alexander, L. & R. Fairley.** 1983. Effects of N fertilization on Populations of time toots and Mycorrhizal in spruce humus. *Plant and Soil* **71**: 49 - 553.
- Alexopulos, C. & C. Mins.** 1985. Introducción a la Micología. Ediciones Omega S.A. Barcelona – España. Pp: 297 – 300.
- Azcon R.** 1987. Germination and Hyphal Growth of *Glomus mosseae* in vitro: Effects of Rhizosphere Bacteria and Cell-Free Culture Media. *Soil Biol Biochem* **19**: 417 – 419.
- Azcón - Aguilar, C; J. Barea & B. Roldan-Fajardo.** 1986. Avances Receientes en el Estudio de las Micorrizas VA. Factores que Afectan su Formación y Función. *Anales de Edafología y Agrobiología* **54(12)**: 945-958.
- Azcón - Aguilar, C; B. Bago & J. Barea.** 1998. Saprophytic Growth of AMF. 2nd ed. Editorial Springer-Verlag. Berlin - Alemania. Pp: 391- 407.

- Bago, B; W. Zipfel; R. Willians, J. Junun; R. Arreola; P.Lammers & Y. Shachar-Hill.** 1998. Translocation and Utilization of Fungal Storage Lipid in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Plant Physiology* **128(1):** 108-124.
- Barea, J.** 2000. Rhizosphere and Mycorrhiza of Field Crops. Biological Resource Management Connecting Science and Policy (OECD). Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Pp: 123 –161.
- Barker, W; J. Ward & W. Frommer.** 1998. SUT2, a Putative Sucrose Sensor in sieve Elements. *Plant Cell* **12:** 1153- 1164.
- Becard, G. & Y. Piche.** 1989. Fungal Growth – Stimulation by CO₂ and root exudates in Vesicular – Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Appl. Environ. Microbiol.* **55:** 2320 - 2325.
- Becerra, A. & M. Cabello.** 2007. Micorrizas arbusculares en plantines de *Alnus acuminata* (Betulaceae) inoculados con *Glomus intraradices* (Glomaceae). *Bol. Soc. Argent. Bot.* **42 (4):** 155 - 158.
- Blanco, F. & E. Salas.** 1997. Micorrizas en la Agricultura. *Agronomia Costarricense.* **21 (1):** 55- 67.
- Bonfante, P.** 2001. At the Interface between Mycorrhizal Fungi and Plants: The structural Organization of Cell Wall, Plasma Membrana and Cytoskeleton. The Mycota IX, Fungal Associations Hock (Ed.) Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Pp: 45 – 61.

- Bonfante-Fasolo, P. ; V. Gianinazzi-Paerson & S. Scannerini.** 1986. Ultracitological Análisis of Cellular Interactions Between Fungus and Plant in Mycorrhizae. *Physl. Veget.* **24**: 245 – 252.
- Bonfante-Fasolo, P; R. Peretto & S. Perotto.** 1992. Cell Surface Interaction in Endomycorrhizal Simbiosis. In JACallow eds. Perspectives in plant cell recognition. Cambridge University Press, Crambridge, UK, Pp: 239 – 255.
- Breuninger, M; C. Trujillo; E. Serrano & N. Requena.** 2004. Different Nitrogen Sources Modulate Activity but not Expreeion of Glutamina Synthetase in Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Fungal Genet Biol* **41**: 542 – 552.
- Buckman, H. & N. Brady.** 1993. Naturaleza y Propiedades de los Suelos. Editorial Limusa S. A México D. F. Pp. 451 – 455.
- Buwalda, J; G. Ross. D. Stribley & P. Tinker.** 1982. The Development of endomycorrhizal Root Systems. *New Phytologist* **92**: 391 – 399.
- Carrillo, L.** 2003. Microbiología Agrícola. Editorial El Ateneo Buenos Aires - Argentina. Pp: 75 – 78.
- Cerrato, R; M. Gonzales & M. Rodríguez.** 1993. Manual de Agromicrobiología. Editorial Trillas. México D. F. Pp: 26-28.

- Chen, B; P. Christie & X. Li.** 2001. A Modified Glass Bead Compartment Cultivation Genes for Studies on Nutrient and Trace metal Uptake by Arbuscular Mycorrhizal. *Chemosphere* 42(2): 185 – 192.
- Chen, S; Hajirezaei & F. Bornke.** 2004. Differential Expression of Sucrose-Phosphate Synthase Isoenzymes in tobacco Reflects their Functional Specialization during Dark- Governed Starch Mobilization in Sucrose Leaves. *Plant Physiol* 139: 1163 – 1178.
- Ciccorossi,E; E. Pagani; S. Gigli & R.Mendoza.** 1999. Efecto de la Incubación de Fosforo en el Suelo sobre el Crecimiento y la Infección con Micorrizas Vesiculo-Arbusculares en *Lotus glaber* y *L. corniculatus*. *La plata* 104 (1): 17 – 22.
- Coyne, M.** 1999. Microbiología del Suelo: Un Enfoque Exploratorio. Editorial Paraninfo. Pp: 143 – 152.
- Davis, R.** 1991. Tratado de Microbiología. Editorial Salvat. C.V. México D.F. Pp:165 - 167
- Deacon, J.** 1990. Introducción a la Micología Moderna. Editorial Limusa, S.A. de C.V. México D.F. Pp: 155 - 162.
- Diederichs, C. & A. Moawad.** 1993. The Potential of VA Mycorrhizae for Plant of Citrus Jambhiri Lush Colonized by Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae. *Tree Physiology* 4: 9 – 18.

- Fitter, A; J. Graves; N. Watkins; D. Robinson & C. Scrimgeour.** 1998. Carbon Transfer between Plants and its Control in Networks of Arbuscular Mycorrhiza. *Unc Ecol* 12: 406 – 412.
- French, E. & T. Hebert.**1980. Métodos de Investigación Fitopatológica. Editorial IICA. San José Costa Rica. Pp: 110-115.
- Fuentes, L.** 1996. El Suelo y los Fertilizante. Editorial Mundi-Prensa. Madrid - España. Pp. 231 – 243.
- Gallardo, J.** 2004. Tesis. Efecto de la inoculación de Micorrizas Vaiculo Arbusculares en Plantas de *Origanum vulgare* bajo condiciones de invernadero. UNJBG –Tacna.
- García-Garrido, J; M. Tribak; A. Rejón-Garrido & J. Ocampo.** 2004. Hydrolytic Enzymes and Ability of Arbuscular Mycorrhizal Fungi to Colonize Roots. *J. Exp. Bot* 51: 1443 – 1448.
- García-Garrido, J. & J.Ocampo.** 2002. Regulation of the Plant Defence Response in Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *J Exp Bot* 53: 1377-1386.
- García-Romera I; J. García-Garrido; E. Martínez-Molina & J. Ocampo.** 1990. Possible Influence of Hydrolytic Enzymes on Vesicular-ArbuscularMycorrhizal Infections of Alfalfa. *Soil Biol Biochem* 22: 149- 152.

- George, E; K. Haussler; G. Vetterlein & H. Marschner.** 1992. Water and Nutrient Translocation by Hyphae of *Glomus mosseae*. *Can J Bot* **70**: 2130 – 2137.
- Gianinazzi-Pearson, V; E. Dumas-Gaudot; A. Gollotte & S. Gianinazzi.** 1996. Cellular and Molecular defence – related Root Responses to Invasion BY Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *New Phytol* **133**: 45 – 57.
- Giovannetti, M; L. Avio; C. Sbrana & A. Citernesi.** 1993. Factors Affecting Appressorium Development in the Cescicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus mosseae*. *New Phytol* **123**: 115 – 122.
- Giovannetti, M; L. Avio & C. Sbrana.** 2002. Arbuscular Mycorrhizal Fungal Mycelium: From Gerlings to Hyphal Networks. *Mycorrhizal Technology in Agricultura* **23**: 49-58.
- Govindarajulu, M; P. Pfeffer; J. Hairu & Y. Schachar- Hill.** 2005. Nitrogen Tranfer in the Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis. *Nature* **435**: 819 – 823.
- Harley, L. & S. Smith.** 1985. *Mycorrhizal Simbiosis*. Academia Press. New Cork. Pp: 483.
- Harrier, L; F. Wright & J. Hooker.** 1998. Isolation of the 3-Phosphoglycerate Kinase Gene of the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus mosseae*. *Curr Genet* **34**: 386 – 392.

- Harrison, M; G. Dewbre & J. Lui.** 2002. A Phosphate Transporter from *Medicago truncatula* Involved in the Acquisition of Phosphate Released by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Plant Cell* **14**: 2413 – 2429.
- Hawkins, H; A. Johansen & E. George.** 2000. Uptake and Transport of Organic and Inorganic nitrogen by Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Plant Soil* **226**: 275 – 285.
- Hayman, D.** 1982. Influence of Soil and Fertility on Activity and Survival of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Phytopathology* **72(8)**: 1119 – 1125.
- Hayman, D.** 1987. Plant Growth Response to vesicular Arbuscular Mycorrhiza. Effect of Light and Temperature. *New Phytologist* **73**: 71- 80.
- Hawksworth, D. & P.M. Kirk.** 2001. Dictionary of the Fungi. 9na. Edición. CAB INTERNATIONAL
- Hildebrandt, U; K. Janetta & H. Bothe.** 2002. Towards Growth of Arbuscular Mycorrhizal Independent of a Plant Host. *Appl. Environ. Microbiol.* **23**: 1919 – 1924.
- Hirsch, B; G. Thompson & D. Hartnett.** 1997. The Role of Phytohormones in Plant-Microbe Symbioses. *Plant and Soil* **194**: 171 – 184.
- Hodge, A; C. Campbell & A. Fitter.** 2001. An Arbuscular Mycorrhizal Fungus Accelerates Decomposition and Acquires Nitrogen Directly from Organic Material. *Nature* **413**: 297 – 299.

- Johansen, A; Jakobsen & E. Jensen.** 1992. Hyphal Transport of N-Labelled Nitrogen by a Vesicular – Arbuscular Mycorrhizal Fungus and its Effect on Depletion of Inorganic Soil. *New Phytol* **122**: 281 – 288.
- Joner, E; R. Briones & C Leyval.** 2000. Metal- Binding Capacity of Arbuscular Mycorrhizal Mycelium. *Plant Soil* **226**: 227 – 234.
- Landis. T; R. Tinus; S. McDonald & J. Barnett.** 1989. The Biological Component: Nursery Pest and Mycorrhizae, Handbook Agric. Washington.DC U. S. Pp: 96 – 107.
- Martinez A; B. Menendez; N. Venedikian; V. Chiochio & A. Godeas.** 1998. Influencia del Insecticida Triflururon sobre la Germinación de Esporas de Hongos Formadores de Micorrizas Vesículo-Arbusculares y la Colonización de las Raíces de las Plantas de Soja. *La Plata* **102 (2)**: 135 – 140.
- Menge, J; J. LaRue; C. Labanauskas & E. Jonson.** 1980. The effect of two Mycorrhizal Fungi upon Growth and Nutrition of avocado seedling grown with six Fertilizer Treatments. *Journal of the American Society for Horticulture Science* **105(3)**: 400 – 404.
- Morton, J. & G. Benny.** 1990. Revised Classification of arbuscular Mycorrhizal Fungi (Zygomycetes). *Mycotaxon* **37**: 471 – 491.
- Morton. J. B. & D. Redecker.** 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera

- Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* 93(1): 181-195
- Namesmy, A.** 1996. Pimientos. Ediciones de Horticultura S.L. Madrid España. Pp:53 -75.
- Nuez, F; R. Gil & J.Costa.** 1996. El Cultivo de Pimientos, Chiles y Ajies. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid – España. Pp: 96 -110.
- Olsson, P; I. van Aarle; W. Allaway & H. Rochier.** 2002. Phosphorus Effects on Metabolic Processes in monoxenic Arbuscular Mycorrhiza Cultures. *Plant Physiol* 130: 1162 – 1171.
- Paul, E. & F. Clark.** 1989. Soil Microbiology and Biochemistry. Edit Academic Press Inc. Pp: 198-232.
- Rasmussen, N; D. Lloyd; G. Ratcliffe; P. Hansn & I. Jakobsen.** 2000. NMR for the Study of P Metabolism and Translocation in arbuscular mycorrhizal Fungi. *Plant Soil* 226: 245 – 253.
- Read, D. & R. Boyd.** 1986. Water Realations of Mycorrhizal Fungi and their host Plants. *Experientia*. 47: 376 – 391.
- Reid, C.** 1990. Micorrizas in the Rhizosphere. Edited by Lynch. J.M. England Pp: 281 – 310.
- Requena, N; P. Mann; R. Hampp & P Franken.** 2002. Early Developmentally regulated Genes in the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Glomus mosseae*. *Plant Soil* 244: 129 – 139.

- Restrepo, M; J. Martinez; J. Montenegro; A. Caicedo & E. Torres.** 1993. Analisis sobre la Actividad de los Hongos Formadores de Micorrizas Vesículo Arbusculares. *An. Edafol. Agrobiol* **24**: 234-248.
- Roman, F.** 2003. Tesis. Concentración de Reguladores del Desarrollo Vegetal Inducido por Hongos Endomicorríicicos en dos Cultivares de Chile (*Capsicum annun*). Universidad de Colima – México.
- Sánchez, P. & E. Sieverding.** 1997. Efecto de *Glomus moseae* en varios cultivos comerciales del Valle del Cauca. *Ecosistemas y Medioambiente* **29**:369 - 390.
- Schalamuk, S; H. Chidichimo & M. Cabello.** 2007. Variaciones en la Composición de las Especies de Glomeromycota (Fungi) en el Cultivo de Trigo bajo Distintos Sistemas de Labranza. *Bol. Soc. Argent. Bot.* **42** (2): 45 – 53.
- Scnnerini, N. & P. Bonfante-Fasolo.** 1982. Comparative Ultrastructural Analysis of Micorrhizal Association. *Can J. Bot.* **61**: 917 - 943.
- Silva, J.** 1996. Tesis. Crecimiento y Desarrollo de la planta de Pimientos (*Capsicum annum* L). Universidad Católica de Valparaíso Chile.
- Slankis, V.** 1973. Hormonal Relationship in Mycorrhizal Development *Biological Review.* **55**: 475 – 510.
- Smith, S. & D. Read.** 1997. Physiology and Ecology of Orchid Mycorrhizal Fungi with Reference to Seedling Nutrition. *New Phytol* **65**: 488 – 499.

- Smith, S. & V. Gianninazzi-Pearson.** 1988. Physiological Interactions between Symbionts in Vesicular - Arbuscular Mycorrhizal Plants. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol* **39**: 221-244.
- Smith, S; F. Smith; & I. Jakopsen.** 2003. Mycorrhizal Fungi can Dominate Phosphate Supply to Plants Irrespective of Growth Responses. *Plant Physiol* **133**: 16 – 20.
- Strobel, N; R. Hussey & R. Roncadori.** 1982. Interactions of VAM Fungi *Meloidogyne incognita* and Soil Fertility on Peach. *Phytopathology* **72**: 690 – 694.
- Sward, R.** 1981. The Structure of the Spores of *Gigaspora margarita*. II. Changes accompanying Germination. *New Phytol* **88**: 661 – 666.
- Tommerup, J. & D. Kidby.** 1980. Production of Aseptic Spores of Vesicular-Arbuscular Endophytes and their viability after Chemical and Physical Stress. *Appl. Environ. Microbiol.* **39(2)**: 1111 – 1119.
- Turnau, K; I. Kottke & F. Oberwinkler.** 1993. *Paxillus involutus* – *Pinus sylvestris* Mycorrhizae from Heavily Polluted Forest. Element Localization Using Electron energy Loss Spectroscopy and Imaging. *Bot Acta* **106**: 213 – 219.
- Vereyken, I; J. van Kuik; T. Evers & B. de Kruijff.** 2003. Structural Requirements of the Eruktan – lipid Interaction. *Biophys J* **84**: 3147 – 3154.

- Vives, M. 1984. Cultivo del Pimiento y la Berengena. 2^{da} Edición. SINTES S.A. Barcelona -España Pp: 110.
- Walker, C. 1992. Systematics and Taxonomy of the Arbuscular endomycorrhizal Fungi Glomales a Possible Way Forward. *Plant Cell Reports* 23: 779 – 785.
- Walker, C. & J. Trappe. 1993. Names and Epithets in the Glomales and Endogonales. *Mycol. Res.* 97: 339 – 344.
- Weiersbye, I; C. Straker & W. Przybyłowicz. 1999. Micro-Pixe Mapping of Elemental Distribution in Arbuscular Mycorrhizal Roots of the Grassm *Cydon dactylon*, from Gold and Uranium Mine Tailings. *Nuc Inst Meth Phys Res* 158: 335 – 343.
- Wilcox, E. 1991. Mycorrhizal in Plant Roots. Edited by Waisel y Eshel A. New York - USA. Pp: 234 – 238.
- Zapata, M; S. Bañon & P. Cabrera. 1992. Pimiento para Pimentón. Ediciones Mundi Prensa. Madrid - España. Pp: 240.

IX. ANEXOS

Anexo 4: Composición y preparación de la solución nutritiva de Hoagland empleada en el experimento

Solución madre

Componentes	Cantidades (g/l)
KH₂P0₄	0,025
KNO₃	1,25
Ca(NO₃)	1,25
Mg SO₄	0,50
Fe EDTA	1,25
Na EDTA	1,67

Solución de micronutrientes

Componentes	Cantidades (g/l)
H₃BO₃	2,86
MnCl₂	1,81
ZnSO₄	0,22
CuSO₄	0,08
NaMoO₄	0,025
CoCl₂	0,025

A cada litro de solución madre se le agregó 250 ml de la solución de micronutrientes y el pH final se ajustó a 5,5 con HCl.

Anexo 6: Porcentaje de colonización de *Glomus* sp en las raíces de ají páprika en 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Porcentaje de colonización (%)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	III	
A	0	0	0	0
B	34,4	43,2	41,2	39,6
C	46,5	51,6	54,3	50,8
D	63,2	64,3	68,9	65,5
E	63,3	68,2	67,5	66,3

Fuente: Datos experimentales

Anexo 7: Volumen de Raíz generada por *Glomus* sp en las plantas de ají páprika en 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Volumen de Raíz (cm ³)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	III	
A	7,2	6,8	6,2	6,7
B	8,0	6,5	7,2	7,2
C	8,0	7,8	8,4	8,1
D	7,3	9,4	8,6	8,4
E	8,4	8,5	8,5	8,5

Fuente: Datos experimentales

Anexo 8: Altura alcanzada por plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp en 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Altura (cm)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	III	
A	53,6	62,8	60,5	59,0
B	69,4	65,6	66,0	67,0
C	63,5	66,4	68,3	66,1
D	71,2	72,4	73,5	72,4
E	71,3	69,8	70,8	70,6

Fuente: Datos experimentales

Anexo 9: Biomasa aérea (peso seco / planta) generada por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp en 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Peso Seco (g)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	II	
A	17,5	18,2	19,2	18,3
B	24,8	20,0	20,0	21,6
C	23,3	23,7	24,8	23,9
D	25,0	25,3	23,7	24,7
E	24,2	26,8	22,4	24,3

Fuente: Datos experimentales

Anexo 10: Número de frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	No de Frutos / planta (n)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	III	
A	2	2	2	2,0
B	3	3	2	2,7
C	3	3	4	3,3
D	3	5	4	4,0
E	3	4	5	4,0

Fuente: Datos experimentales

Anexo 11: Longitud del fruto alcanzado por los frutos producida por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Longitud del fruto (cm)			
	Repeticiones			Promedio X
	I	II	III	
A	10,7	11,8	11,2	11,2
B	13,0	12,3	11,6	12,3
C	13,0	12,5	13,0	12,8
D	13,8	14,2	13,8	13,9
E	13,7	14,5	14,1	14,1

Fuente: Datos experimentales

Anexo 12: Diámetro ecuatorial alcanzado por los frutos producidos por las plantas de ají páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Peso Seco (g)			
	Repeticiones			Promedio
	I	II	III	X
A	2,2	2,5	1,9	2,2
B	2,4	2,2	2,2	2,3
C	2,2	2,3	2,5	2,3
D	2,5	2,6	2,8	2,6
E	2,4	2,4	2,8	2,5

Fuente: Datos experimentales

Anexo 13: Peso seco de los frutos producidos por las plantas de aj páprika colonizadas por *Glomus* sp de 160 días de cultivo bajo condiciones de invernadero

Tratamientos	Peso Seco (g)			
	Repeticiones			Promedio
	I	II	II	X
A	2,35	2,22	2,85	2,47
B	3,10	2,84	2,68	2,87
C	3,35	3,76	3,84	3,65
D	4,32	4,32	4,28	4,31
E	4,22	4,44	4,15	4,27

Fuente: Datos experimentales

Anexo 14: Características fisicoquímicas del suelo utilizado en el experimento

ANÁLISIS DE SUELOS : CARACTERIZACIÓN

Solicitante : LUZMILA CECILIA VILCA HUANACUNI

Departamento : TACNA

Distrito :

Referencia : H.R. 17070-001C-08

Fact.: Pendiente

Provincia

Predio

Fecha

25-06-07

Número de Muestra		pH (1:1)	C.E. (1:1) dS/m	CaCO ₃ %	M.O. %	P ppm	K ppm	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
Lab	Campo							Arena %	Limo %	Arcilla %			Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	Al ⁺³ + H ⁺			
10464	Yarados 5 y 6, Pozo 3, 11/06/07	7.06	5.18	0.20	2.1	34.3	520	76	18	6	Fr.A.	7.68	4.50	1.70	0.67	0.81	0.00	7.68	7.68	100

A = arena ; A.Fr. = arena franca ; Fr.A. = franco arenoso ; Fr. = Franco ; Fr.L. = franco Limoso ; L = limoso ; Fr.Ar.A. = franco arcillo arenoso ; Fr.Ar. = franco arcilloso ; Fr.Ar.L. = Franco arcillo limoso ; Ar.A. = Arcillo Arenoso ; Ar.L. = arcillo limoso ; Ar. = Arcilloso

Foto 1: Tejido radicular del páprika colonizado por *Glomus* sp en 160 días de cultivo en invernadero mediante la coloración con Fucsina ácida.

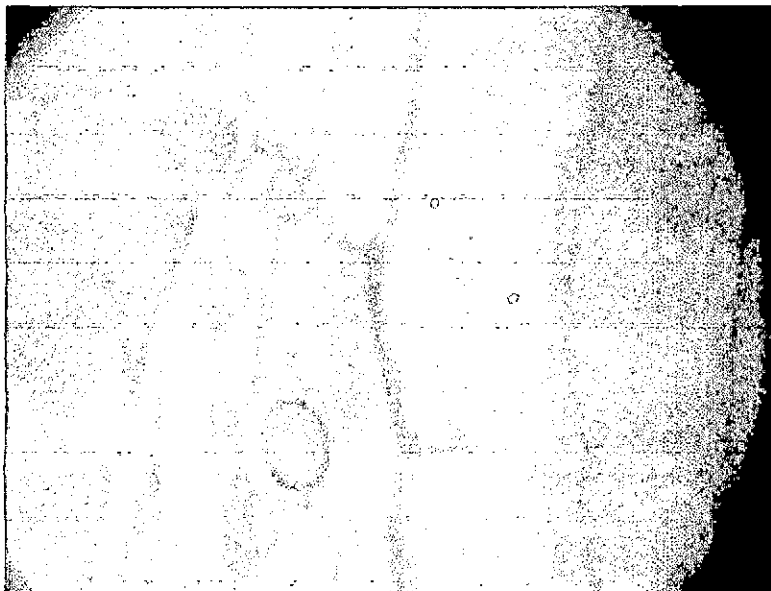
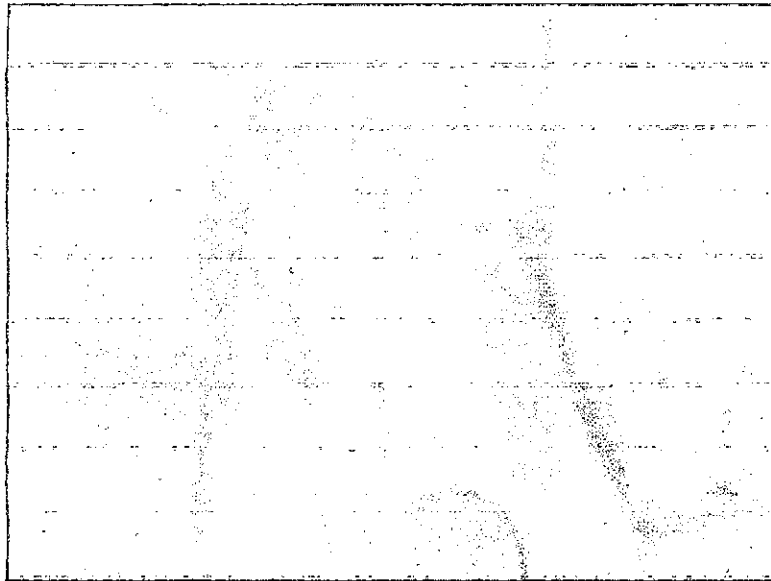


Foto 3: Tejido radicular del páprika con hifas y vesiculas de *Glomus* sp



Foto 4: Tejido radicular del páprika sin colonización

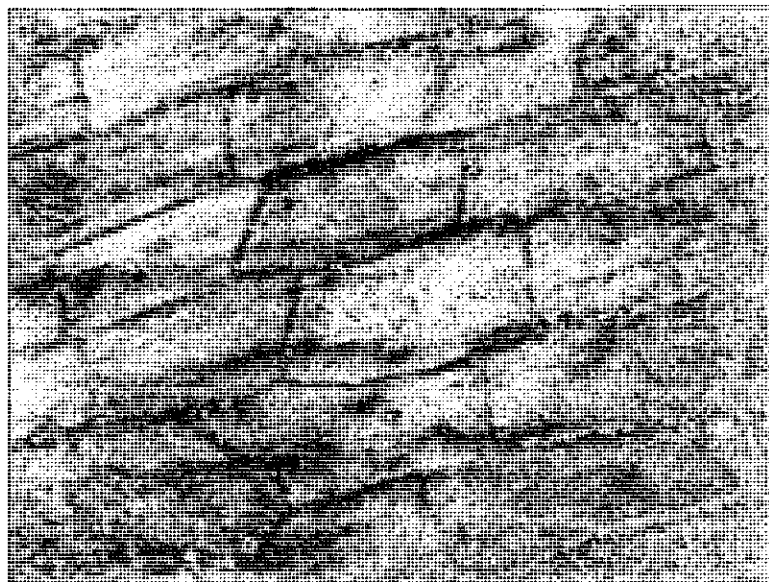


Foto 5: Comparación del tamaño de las bayas en los diferentes tratamientos

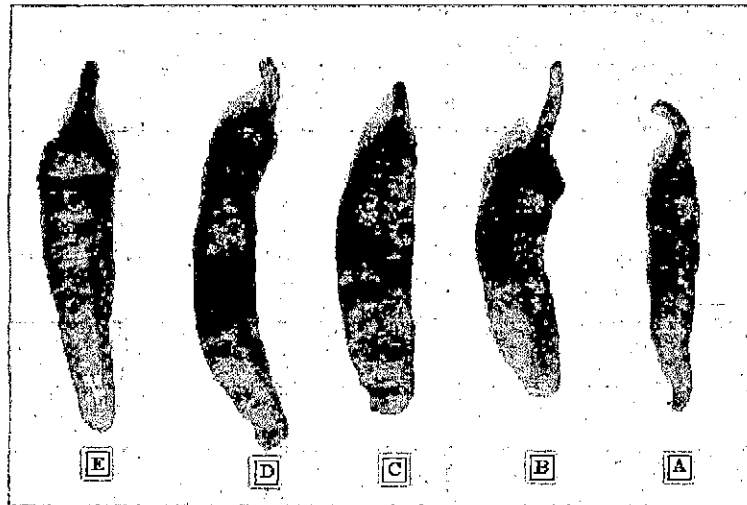
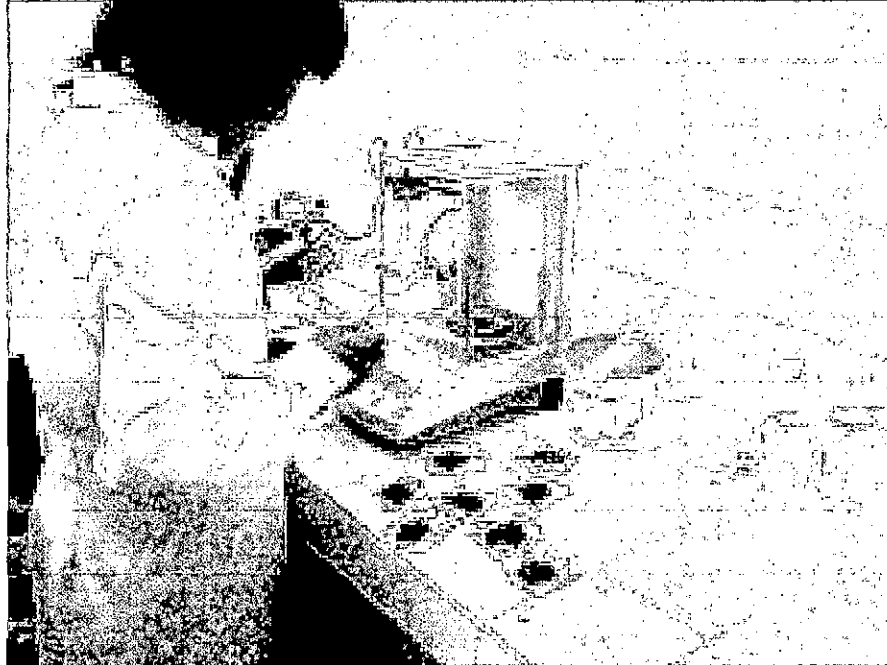


Foto 6: Evaluación del número de frutos en plantas de ají páprika



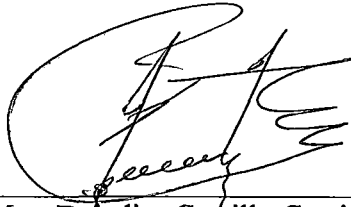
Foto 7: Preparación del inóculo de la endomicorriza *Glomus* sp





Br. Luzmila Cecilia Vilca Huanacuni.

Tesista



Mgr. Daladier Castillo Cotrina

Asesor