



VNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

"Evaluación de dos productos inoculantes micorrízicos comerciales sobre el cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.) en Axochiapan, Morelos, México".

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERA AGRÍCOLA

PRESENTA:

ANGELICA HERNÁNDEZ NAVARRO

ASESORES INTERNOS:
BIOL. MARCOS ESPADAS RESENDIZ
ING. JORGE ALTAMIRA IBARRA

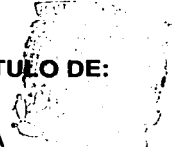
ASESORES EXTERNOS:
DR. LUIS FANJUL PEÑA
ING. JOSE ANTONIO FLOR AMORES

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

2002

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES CUAUTITLAN



DEPARTAMENTO DE
EXAMENES PROFESIONALES



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS

U. N. A. M.
FACULTAD DE ESTUDIOS
SUPERIORES-CUAUTITLÁN



DEPARTAMENTO DE
EXAMENES PROFESIONALES

DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLÁN
P R E S E N T E

ATN: Q. Ma. del Carmen García Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

" Evaluación de dos productos inoculantes micorrizicos comerciales
sobre el cultivo de cebolla (Allium cepa L.) en Axochiapan,
Morelos, México "

que presenta la pasante: Angelica Hernández Navarro
con número de cuenta: 9460756-3 para obtener el título de :
Ingeniera Agrícola

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO.

ATENTAMENTE
"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cuatitlán Izcalli, Méx. a 10 de Julio de 2002

PRESIDENTE

Biol. Marcos Espadas Resendiz

VOCAL

Q. Celia Elena Valencia Islas

SECRETARIO

M.C. Edvino Josafat Vega Rojas

PRIMER SUPLENTE

M.C. Alfonsina Judith Hernández

SEGUNDO SUPLENTE

Ing. Jorge Altamira Ibarra

DEDICATORIAS

Después de terminar un ciclo más, me es difícil entender que haría sin todas aquellas personas que intervinieron de una u otra manera para poder llevar a cabo el objetivo que se tiene, el de terminar una carrera profesional. Es por ello, que les doy las gracias.

A Dios Nuestro Señor:

Por concederme el don de la vida y mantenerse junto a mí, por guiar mis pasos e iluminar mis pensamientos, por los momentos de dicha y amor que me haz permitido compartir con mis seres queridos, y ahora por un motivo más, por el privilegio de llegar a este feliz momento.

A Mi Mama : Francisca Navarro Silva

Como un pequeño reconocimiento a tus esfuerzos, por iluminarme con tu cariño y pacientemente suavizar el dolor, impulsándome a seguir siempre adelante mostrándome que es posible continuar y que cualquier dificultad se puede resolver. Por tu fortaleza por estar siempre allí conmigo cuando más te he necesitado, apoyándome en todo momento hacia el camino que yo tomara; A quien admiro mucho porque nunca ha demostrado debilidad, dolor o tristeza a pesar de tener el trabajo más difícil que pueda existir, ser madre.

A Mi Papa: Juan Hernández Garfias.

Por todo su amor, ese amor que nunca me ha faltado y que nunca me ha fallado; gracias por su ejemplo, su esfuerzo, dedicación, por su apoyo incondicional. Por haberme dado la oportunidad de estudiar, por haber hecho de mí una persona honesta, trabajadora y profesionalista.

Es por ello que deseo dedicarles este trabajo como un pequeño reconocimiento a todas sus enseñanzas. Ustedes son parte esencial de mi vida, son la fuerza que me

impulsa a seguir día a día tratando de ser mejor... son lo primero y lo más importante... gracias por todo. Los quiero muchísimo.

A mis hermanos:

Yolanda, Maricela, Alejandra, Maribel, Lucía y mi hermano Juan Fernando. Quienes me han demostrado que no existen obstáculos para tener lo que uno desea, por brindarme su cariño, apoyo, comprensión, por su ejemplo, tranquilidad, por creer en mí dándome su apoyo en todo momento, haciendo duro menos el camino a seguir, por estar siempre a mi lado, por todos sus detalles y por todo lo que nos une. Los quiero mucho.

Considero que los logros del ser humano son producto de la enseñanza que han obtenido durante toda su vida, en el hogar, en las aulas, en el trabajo, todas las personas que llenan estos espacios, son quienes transmiten su amor, su experiencia, su filosofía de la vida moldeando así un carácter y alentando el espíritu.

Por lo que respecta a la enseñanza académica, agradezco:

A la Universidad Nacional Autónoma de México, Por concederme el gran privilegio de ser "Universitaria" y formar parte de una gran institución, como lo es, Nuestra Máxima Casa de Estudios.

A la Facultad de Estudios Superiores "Cuautitlan", por haberme invitado a formar parte de ella, y sobre todo, por permitirme adquirir una educación profesional.

AGRADECIMIENTOS

Al Doctor Luis Fanjul Peña con respeto y admiración por su confianza, apoyo constante y sus consejos para mi mejor desempeño a lo largo de ésta tesis y por sus atinadas sugerencias en la dirección del presente trabajo.

Igualmente, al Ingeniero José Antonio Flor Amores por su asesoría, confianza y apoyo en el desarrollo de este trabajo.

Al Ingeniero Benito Mojica Salgado y el Contador Público Armando Cruz Herrera por la amistad, apoyo incondicional y sus valiosos conocimientos, los cuales compartieron conmigo al realizar este trabajo.

A la empresa Plant Health Care de México por el apoyo económico brindado a todo lo largo del desarrollo de esta tesis y a todas las personas que forman parte de ella y que de alguna manera me apoyaron y me brindaron su amistad durante mi estancia en la empresa y en particular a Gerardo y las dos Verónicas.

A los Ingenieros Arturo y Oscar Medina propietarios del vivero Los conos, por la confianza, el apoyo y los consejos brindados durante la fase experimental en donde se llevó acabo este estudio en Cuautla, Mor.

A mi jurado, por la paciencia e interés que mostraron en la revisión de este trabajo Biol. Marcos Espadas Reséndiz, Q. Celia Elena Valencia Islas, M.C. Edvino Josafat Vega y al Ing. Jorge Altamira Ibarra.

A todos y cada uno de los profesores que se esmeran en compartir su tiempo, sus conocimientos y sus experiencias.

A los buenos amigos que me apoyaron en cada etapa de mi vida, que me brindaron su amistad, su cariño y su confianza, quisiera poder nombrarlos a todos y de esta forma agradecer cada momento que compartimos juntos, pero unas cuantas líneas no bastan. Lo más importante es que ustedes saben que son mis amigos y yo sé que puedo seguir contando con ustedes.

CONTENIDO

	Pág.
INDICE DE CUADROS.....	1
INDICE DE FIGURAS.....	2
INDICE DE FOTOGRAFIAS	3
RESUMEN.....	4
1.1 Cebolla.....	8
1.1.1 Origen distribución e Importancia	8
1.1.2 Clasificación taxonómica	9
1.1.3 Descripción botánica	10
1.1.4 Requerimientos ecológicos	15
1.1.5 Micorrizas	17
1.1.6 Definición.....	17
1.1.7 Primeros estudios.....	18
1.1.8 Funciones de las micorrizas	18
1.1.9 Modo de acción de las micorrizas.....	20
1.1.10 Establecimiento de la colonización	21
1.1.11 Colonización	24
1.1.12 Clasificación de las micorrizas	25
1.1.13 Micorriza vesículo arbuscular (MVA).....	26
1.1.14 Diferenciación entre los géneros de hongos MVA.....	30
1.1.15 Factores ambientales	31
1.1.16 Factores que afectan la simbiosis de los hongos MVA.....	33
1.1.17 Efecto de los hongos MVA sobre algunos cultivos agrícolas	36
2 MATERIALES Y MÉTODOS	41
2.1 Localización de la zona y características	41
2.2 Invernadero	42
2.3 Tratamientos	43
2.4 Campo.....	45
2.5 Diseño experimental	48
2.6 Evaluación en campo	48
2.7 Determinación del por ciento de colonización micorrízica	50
3 RESULTADOS.....	53
4 DISCUSION	72

5	CONCLUSIONES	77
6	LITERATURA CITADA.....	78
7	ANEXOS.....	87

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Clasificación de hongos micorrízicos y distribución en el Reino Vegetal	25
Cuadro 2. Efecto de la radiación solar en la viabilidad de las esporas de hongos micorrízicos vesículo arbusculares.....	36
Cuadro 3. Tratamientos utilizados en la preparación de charolas.....	43
Cuadro 4. Altura de las plantas a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	53
Cuadro 5. Número de hojas a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	54
Cuadro 6. Longitud de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	56
Cuadro 7. Diámetro de bulbo a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.....	57
Cuadro 8. Peso fresco de bulbo a los 78, 106, 141, y 181 días después del trasplante	59
Cuadro 9. Peso seco de bulbo a los 78, 106,141 y 181 días después del trasplante.....	61
Cuadro 10. Peso fresco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	62
Cuadro 11. Peso seco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.....	64
Cuadro 12. Colonización de vesículas presentes en raíz a los 78,106,141y181 días después del trasplante.....	66
Cuadro 13. Colonización de arbusculos presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	68

INDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1.	Estadios clave del desarrollo de los bulbos de cebolla a partir de semilla	13
Figura 2.	Asociación raíz micorriza	24
Figura 3.	Elementos morfológicos típicos de los hongos MVA en un corte longitudinal	30
Figura 4.	Localización de la parcela experimental	41
Figura 5.	Condiciones climatológicas durante el desarrollo del trabajo en Axochiapan, Morelos, México.	47
Figura 6.	Altura de planta a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.....	53
Figura 7.	Número de hojas a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante	55
Figura 8.	Longitud de raíz a los 78,106, 141 y 181 días después del trasplante	56
Figura 9.	Diámetro de bulbo a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante	58
Figura 10.	Peso fresco de bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.....	59
Figura 11.	Peso seco de bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.....	61
Figura 12.	Peso fresco de raíz a los 78,106, 141 y 181 días después del trasplante	63
Figura 13.	Peso seco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	64
Figura 14.	Vesículas presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	66
Figura 15.	Arbúsculos presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante	69

INDICE DE FOTOGRAFIAS

	Pág.
Fotografía 1. Mezcla de sustrato y productos.....	44
Fotografía 2. Llenado de charolas.....	44
Fotografía 3. Semilleros.....	44
Fotografía 4. Riego presurizado de charolas.....	44
Fotografía 5. Poda de plántulas de cebolla.....	45
Fotografía 6. Preparación de terreno.....	45
Fotografía 7. Transplante de cebolla.....	46
Fotografía 8. Doblamiento del tallo.....	47
Fotografía 9. Cosecha	47
Fotografía 10. Materiales utilizados en laboratorio	51
Fotografía 11. Tinción de raíces con azul de Triplano.....	51
Fotografía 12. Revisión de raíces en el estereoscopio	51
Fotografía 13. Revisión de raíces en el microscopio óptico.....	51
Fotografía 14. Arbúsculos y vesículas a los 106 días después del transplante 10 x (Mini Plug).....	67
Fotografía 15. Arbúsculos y esporas a los 141 días después del transplante 40 x (Hortic Plus).....	67
Fotografía 16. Esporas y vesículas a los 141 días después del transplante 10 x (Mini Plug).....	68
Fotografía 17. Esporas a los 181 días después del transplante 40 x (Hortic Plus)	68
Fotografía 18. Plantas testigo a los 141 días después del transplante 10 x	68
Fotografía 19. Plantas testigo a los 181 días después del transplante 40 x	68
Fotografía 20. Arbúsculos a los 106 días después del transplante 10 x (Mini Plug)	70
Fotografía 21. Arbúsculos a los 106 días después del transplante 40 x (Hortic Plus)	70
Fotografía 22. Arbúsculos a los 141 días después del transplante 10 x (Mini Plug)	70
Fotografía 23. Arbúsculos a los 141 días después del transplante 10 x (Hortic Plus) ..	70
Fotografía 24. Arbúsculos y micelio a los 181 días después del transplante 10 x (Mini Plug)	70
Fotografía 25. Micelio a los 181 días después del transplante 40 x (Hortic Plus)	70
Fotografía 26. Raíces de plantas testigo a los 141 días después del transplante 10 x	71
Fotografía 27. Raíces de plantas testigo a los 181 días después del transplante 40 x	71

RESUMEN

Se evaluó el desarrollo del cultivo de cebolla variedad Copándaro de temporal en campo, en Axochiapan, Morelos, México con dos productos comerciales que contienen hongos micorrízicos vesículo arbuscular (MVA). Las plántulas fueron inoculadas al momento de la siembra y el trasplante se efectuó en campo a los 45 días. El diseño experimental utilizado fue completamente al azar con tres tratamientos y cuatro repeticiones. Se efectuaron cuatro muestreos: a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante para evaluar el desarrollo del cultivo de cada uno de los tratamientos. Los parámetros evaluados fueron: altura de planta, número de hojas, longitud de raíz, diámetro de bulbo, peso fresco de bulbo, peso seco de bulbo, peso fresco de raíz y peso seco de raíz. Los parámetros evaluados en laboratorio fueron: porcentaje de colonización micorrízica vesículas y arbusculos en el sistema radical.

Las plantas inoculadas con los productos comerciales formulados con hongos micorrízicos (MVA) mostraron mayor altura, número de hojas, longitud de raíz, diámetro de bulbo, peso fresco de bulbo, peso seco de bulbo, peso fresco de raíz y peso seco de raíz, que las plantas testigo. Las plantas tratadas presentaron un rendimiento de 65 ton / ha, 15 % por encima del tratamiento testigo.

Las pruebas de laboratorio demostraron una colonización de raíz del 87 % con vesículas y 77 % con arbusculos, por lo que se puede concluir que bajo las condiciones en que se llevo a cabo el presente trabajo las diferencias en los rendimientos observados entre las plantas tratadas y las plantas testigo se debe al efecto de los hongos micorrízicos.

1. INTRODUCCION

La horticultura en México es muy importante, ya que su producción ha alcanzado gran interés y diversidad gracias a las condiciones favorables del ambiente que ofrece el país para su desarrollo, lo que ha propiciado que se cultiven todo tipo de especies hortícolas conocidas, tanto para consumo nacional como para exportación.

Una de las hortalizas más importantes que se cultivan y se consumen en México es la cebolla (*Allium cepa* L.) debido, tanto a la superficie sembrada, como a sus beneficios económicos (Claridades Agropecuarias,1998). Esta especie se siembra en la mayor parte de los estados de la República Mexicana, entre los que sobresale el estado de Morelos, en el que anualmente se siembran 2,000 ha (Secretaría de Agricultura Ganadería y Recursos Naturales, 2001).

El desarrollo óptimo del cultivo de la cebolla generalmente demanda una elevada aplicación de fertilizantes químicos y de plaguicidas (Arroyo y Martínez,1997). El uso de dichos materiales implica no solo un costo y requerimientos energéticos elevados, sino que también estos productos a través del tiempo han tenido como resultado la contaminación del agua, del suelo y en algunos casos, esto ha llegado a ser irreversible. La constante contaminación del ambiente en general, ha llevado al agricultor a intentar remediar este problema, buscando alternativas que permitan disminuir los efectos de dicha contaminación.

La utilización de los microorganismos del suelo que contribuyen a la nutrición vegetal, puede representar alternativas que favorezcan a la transformación, mejoramiento y conservación de los ecosistemas agrícolas (Pérez, et. al.,1997).

Dentro de éstos, los hongos micorrízicos vesículo arbúscular son de gran importancia. La asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas (tanto cultivadas como silvestres) y ciertos hongos del suelo se trata

de una simbiosis prácticamente universal, no sólo por que casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas sino también porque pueden estar presentes en la mayoría de los habitats naturales.

La micorriza vesículo-arbuscular (MVA) es un tipo de simbiosis mutualista ampliamente distribuida que se establece en el suelo entre hongos del orden *Glomales* y la mayoría de las plantas vasculares (Mortón y Benny, 1984).

La importancia de la MVA en la agricultura ha sido ampliamente documentada y está dada en función del enlace entre las plantas y el suelo, por lo que sus efectos benéficos en la producción de los cultivos y en la conservación del suelo son de gran importancia (Gavito y Miller, 1998).

La MVA mejora la producción de los cultivos a través de un incremento en la absorción de agua, acumula y transfiere los principales macro y micro nutrientes, así como la tolerancia de las plantas a la sequía, a la compactación, a altas temperaturas del suelo, metales pesados, salinidad, toxinas orgánicas e inorgánicas y pH extremos del suelo (Ronadl, 1990). Estos hongos MVA prolongan la vida, viabilidad y productividad del sistema radical de la planta (Mosse, 1986).

Los beneficios económicos y ecológicos de la utilización de las micorrizas en la agricultura han despertado el interés de distintas empresas para industrializar y comercializar estos productos. La comercialización de estos microorganismos requiere de una evaluación en campo, en la que se pueda cuantificar la efectividad de la interacción de la micorriza con los distintos cultivos hortícolas, bajo diferentes condiciones ambientales.

OBJETIVO

Determinar el efecto de dos inoculantes hongos micorrizicos comerciales sobre el desarrollo del cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.) bajo condiciones de campo en, Axochiapan Morelos, México.

REVISION DE LITERATURA

1.1 Cebolla

1.1.1 Origen distribución e Importancia

La cebolla (*Allium cepa L.*) se ha cultivado durante 5,000 años o más. Se piensa que se domesticó en primer lugar en las regiones montañosas de Turkmenistán, Uzbekistán, Tajikistán, Irán, Afganistán y Pakistán. Habitualmente, el género *Allium* requiere lugares abiertos, soleados y secos, de climas bastante áridos (Hanelt, 1990). En la actualidad la cebolla se cultiva en casi todo el mundo. Junto con otras hortalizas, forma parte importante en la alimentación de la población de México.

La gran importancia de la cebolla como alimento se debe a sus cualidades nutritivas y gustativas. La cebolla tiene una acción bactericida muy fuerte y se usa desde hace mucho tiempo como medicina popular contra infecciones, se le atribuye poder calmante de las irritaciones de la garganta y de los órganos respiratorios, contiene un buen porcentaje de sustancias nutritivas pero su importancia como alimento radica en las cualidades gustativas por su sabor y aroma especial (Barba, 1983).

La cebolla contiene entre 85 y 96 % de agua, dependiendo de la variedad. El contenido de sólidos totales es de 6 a 15 %; entre más picantes sean las variedades más sólidos totales contienen: así tenemos variedades picantes que contienen un 15 % de sólidos totales; en las semipicantes el contenido es de 12 a 14 %, y en las variedades dulces de 6 a 12 %; aproximadamente la mitad es de carbohidratos. Es también una fuente muy importante de vitaminas A y C así como de calcio y hierro (Barba, 1983).

La cebolla contiene aceites esenciales entre ellos el sulfuro de alilo que tienen como componente básico el bisulfito (CHS), los cuales son responsables del sabor y olor característicos de la cebolla (Barba, 1983).

El contenido de azufre es mayor en las cebollas picantes que en las dulces, aunque esto depende también de las condiciones de cultivo (Barba, 1983).

1.1.2 Clasificación taxonómica

La clasificación taxonómica de la cebolla es la siguiente:

Reino: Vegetal
División: Spermatophyta
Clase: Angiospermae
Orden: Monocotyledonae
Familia: Liliales
Género: *Allium*
Especie: *cepa*

La especie *Allium cepa* L. cuenta con tres variedades botánicas.

- a) Variedad *Typicum* Regel: Es la cebolla común.
- b) Variedad *Aggregatum*, Don: llamada cebolla papa o cebolla multiplicadora, se caracteriza porque aparte del bulbo principal, presenta bulbos secundarios, o laterales.

- c) Variedad Vivipanum, Metz, se le conoce como cebolla egipcia o cebolla arbustiva que tiene como característica distintiva que produce bulbos aéreos, simples y chicos (Lujan, 1981).

1.1.3 Descripción botánica

Raíz

La raíz embrionaria se diferencia muy poco de las raíces adventicias y constituye una parte muy pequeña del sistema radical de la cebolla que si bien es indispensable para el establecimiento y desarrollo de la plántula, posteriormente, cuando ya han brotado algunas de las raíces adventicias pierde importancia e incluso muere prematuramente (Guenkov, 1989).

Las raíces adventicias nacen del tallo, nunca surgen entre raíces viejas, sino siempre a partir del tejido joven del tallo, es decir de niveles más altos. Frecuentemente empujan hacia afuera a través de las hojas viejas. Una vez formadas, aumentan muy poco de diámetro, el cual varía de 0.5 a 2 milímetros (Guajardo, 1990).

En cada 2.5 cm de raíz primaria de 3 a 5 raíces aproximadamente secundarias, pero éstas rara vez ramifican y presentan muy pocos pelos absorbentes (Guenkov, 1989).

Tallo

El tallo verdadero o base del bulbo de la cebolla es moderadamente corto. Se encuentra en el extremo inferior de los bulbos, sobre él se forman las yemas y las hojas, y de él crecen las raíces adventicias. Durante el primer año el tallo alcanza una altura de sólo 0.5 a 1.5 cm y de un ancho de 1.5 a 2 cm. Durante el segundo año o cuando las yemas entran en latencia, crecen los tallos florales y el

número de éstos depende del número de yemas vernalizadas. Los tallos florales son verdes, huecos y ensanchados en su parte central, generalmente crecen más altos que el follaje, sobre ellos no se forman ni hojas ni raíces adventicias y mueren sólo si en ella se han formado yemas vegetativas mediante las cuales se va prolongando la vida de las plantas. Si durante el segundo año no se han formado yemas vegetativas vernalizadas, la base del tallo floral muere con toda la planta al final del ciclo vegetativo (Morrel, 1985).

Hojas

Las hojas de la planta de cebolla presentan dos partes: una es la envainadora y la otra es la hoja verdadera o limbo foliar. La parte envainadora se presenta como un tubo solamente en su unión con el limbo foliar, se halla fuertemente ensanchada o engrosada y constituye la porción comestible. El limbo foliar es de color verde claro con o sin película, parecida a la cera y aguzada en su parte inferior y su sección transversal es semicircular conforme se alarga (Halfacre, 1984).

Las hojas son simples y presentan una superficie fotosintética más o menos pequeña (Edmon, 1987). Una planta de cebolla posee de 10 hasta 17 hojas que alternan en una posición de 180°C (Morrel, 1985).

Bulbo

El bulbo es el órgano donde se acumulan las sustancias nutritivas de reserva. Consiste en túnicas y escamas carnosas de las hojas llamadas catáfiliás que son la porción basal de las hojas que se unen a un tallo corto y aplanado con una cantidad variable de yemas (Guenkov, 1989).

Flor

La inflorescencia de la cebolla es una umbela simple, según la variedad y el tiempo de su formación la constituyen de 200 a 1000 flores. La umbela se encuentra protegida por una espata de dos bracteas membranosas. Cuando se empiezan a formar la espata de la inflorescencia se ve muy parecido al primordio de la hoja, pero conforme se desarrolla, es fácilmente reconocible aún cuando esté todavía pequeña (Holguín,1983).

Las flores son de tipo liliáceo, de color blanco o rosavioláceo miden de 4 a 5 milímetros de diámetro. Cada flor está sujeta por un pedúnculo 4 veces más grande que ella. Los pétalos que contiene son 6, los estambres también son 6 el ovario es súpero, trilobular, en cada lóculo se encuentran dos óvulos. La cebolla es una planta de polinización cruzada y el agente más importante para la polinización es la abeja (Morrel ,1985).

Fruto y semilla

El fruto es una cápsula tricarpelar en la cual pueden formarse hasta 6 semillas.

En las etapas tempranas la cápsula es de color verde pardo. Cuando las semillas empiezan a madurar las cápsulas toman un color verde amarillo y en plena madurez pardo claro. En este último estadio, las cápsulas se rompen y las semillas se esparcen (Guajardo,1990).

La semilla es lisa y más o menos blanca mientras está madurando pero después, conforme pierde humedad, adopta una forma sumamente irregular y su superficie se pone rugosa y de color negro (Guajardo,1990).

Estadios de crecimiento vegetativo

Cuando los cultivos de *Allium cepa* L. crecen a partir de semilla pasan a través de una serie de estadios de crecimiento vegetativo y de floración que presentan un aspecto general similar, a pesar de que la formación del bulbo no tiene lugar en algunos de ellos. En la Figura 1 Se muestran los diferentes estadios claves del desarrollo de los bulbos de cebolla a partir de semilla.

Figura 1. Estadios clave del desarrollo de los bulbos de cebolla a partir de semilla.

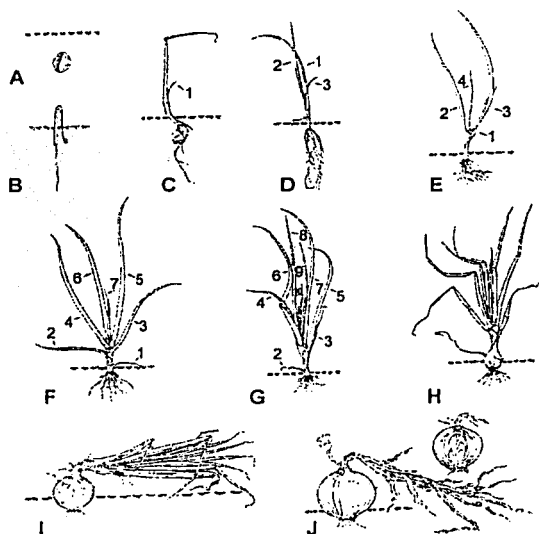


Figura 1 (A) La semilla en el suelo tras la siembra; (B) El estadio de buche, después de la germinación subterránea, el cotiledón aparece en forma de buche o anzuelo por encima de la superficie; (C) Estadio de la primera hoja bandera, la primera hoja verde surge mientras el cotiledón está todavía claramente curvado

presentando forma de látigo; (D) Senescencia del cotiledón, tras la aparición de la segunda y tercera hoja verdaderas, el cotiledón se marchita y cae siguiendo una desecación progresiva; (E) cuarta hoja aparece y el cuello de la planta comienza a engrosarse mientras se marchita la primera hoja; (F) Caída de la primera hoja y la segunda empieza a desprenderse por la vaina y comienza a envejecer desde el ápice mientras que aparecen las hojas cinco, seis y siete; (G) Comienzo de la floración del bulbo. El bulbo empieza a formarse, se secan la segunda y terceras hojas y aparecen las hojas de la ocho a la trece y la planta alcanza su máxima altura; (H) Engrosamiento del bulbo: el bulbo se abulta rápidamente a la vez que se secan progresivamente las hojas de la cuarta a la sexta, junto con los ápices de las hojas más jóvenes. Las hojas pueden curvarse o doblarse claramente bajo su propio peso. Pueden aparecer una o dos hojas más de limbo corto. Comienza a formarse la cubierta externa seca del bulbo; (I) Caída o cuello blando. El cuello o pseudotallo se ahueca a medida que las hojas nuevas dejan de crecer en su interior y los tejidos del cuello pierden turgencia y se ablandan, por lo que se colapsa el follaje bajo su propio peso. El bulbo alcanza su tamaño final; (J) Maduración del bulbo: las cubiertas externas se secan, maduran y el conjunto de las hojas envejece completamente y se seca (Brewster, 2001).

Variedades de cebolla

El tamaño, color, forma y sabor definen las características deseables de calidad de la cebolla; así tenemos que la cebolla tiene tres presentaciones principales, la cebolla blanca, la cebolla roja y los cebollinos.

Las variedades utilizadas de cebolla que se recomiendan para el Estado de Morelos en temporal son: Copándaro, Santa Cruz, Cristal Wax y Alamo (Holguín, 1983).

Copándaro: es una variedad nacional propia para sembrarse en época de lluvia por ser resistente a enfermedades fungosas, madura alrededor de los 120

días en clima cálido, con bajas temperaturas tiende a florear antes. Su forma es semiaglobada, pero tiene diferencias en su forma se pueden encontrar bulbos achatados. Se debe cubrir adecuadamente para evitar el enverdecimiento (Holguín,1983).

Santa Cruz: es una variedad mejorada obtenida de la selección de la Cópandaro. Presenta bulbos semiaglobados o globos ligeramente achatados con muy buen rendimiento. Soporta la humedad y puede presentar problemas de quito cuando se somete a temperaturas bajas (Holguín,1983).

Cristal Wax: esta variedad fue originalmente la más importante de las cebollas blancas producidas. Es muy resistente a la Cepa de la "Raíz Rosada". Los bulbos son de forma gruesa y plana y su cutícula delgada. Una vez que seca se torna suave y sedosa. Su carne es bastante firme y de sabor especialmente suave (Holguín,1983).

Alamo: esta variedad de cebolla blanca híbrida, alcanza su madurez en un período de 2 a 3 semanas. La forma de los bulbos es gruesa y plana. El rabo se desarrolla en forma vertical muy marcadamente. Es de cuello delgado y refinado, consecuentemente se oreo rápidamente una vez que ha sido arrancada del suelo. Los bulbos deberán ser protegidos antes y después de la cosecha para evitar la quemadura del sol y el reverdecimiento. Su carne es firme y ligeramente picante y su vida en almacenaje no es muy prolongada (Holguín,1983).

1.1.4 Requerimientos ecológicos

Clima

El clima ideal para la cebolla es aquel en que hace frío al comienzo del desarrollo y se van presentando aumentos paulatinos de la temperatura a medida que se aproxima la madurez del bulbo (Halfacre,1984).

Fotoperiodo

La planta de cebolla tiene respuesta muy marcada sobre el fotoperíodo para lograr una buena formación de bulbos. La duración mínima del día para la formación de los bulbos normalmente se encuentra entre las 12 y 15 horas de luz (Halfacre,1984) y de 12 a 16 horas (Ruíz,1985).

Condiciones de humedad

La cebolla debe mantenerse con humedad adecuada durante todo el ciclo vegetativo, especialmente cuando empieza a formar bulbos (Maroto,1993). La humedad del terreno no debe pasar del 80 % de la capacidad de campo pues las cebollas sobre humedecidas se hacen más susceptibles a enfermedades fungosas y bacterianas (Guenkov,1989).

Suelos

Los mejores suelos para el cultivo de la cebolla deben ser ricos en nutrientes. Se prefieren suelos compactos que tienen mayor capacidad para retener el agua y sobre ellos se forman bulbos de mayor consistencia con un pH 6.5 a 7, ligeramente ácidos o neutros (Gujardo,1990).

1.1.5 Micorrizas

Se conoce con el nombre de micorriza a la asociación mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas (tanto cultivadas como silvestres) y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo por que casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas sino también porque pueden estar presentes en la mayoría de los hábitats naturales. Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de cien años, estimándose que aproximadamente el 95 % de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Ferrera, - Cerrato y González - Chávez, 1993).

El mutualismo supone una relación benéfica para los organismos implicados y tanto el hongo como la planta son favorecidos por la asociación: el hongo coloniza la raíz de la planta y le proporciona nutrientes minerales y agua que extrae del suelo por medio de su red externa de hifas, mientras que la planta suministra al hongo substratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis (Azcón - Aguilar, et al., 1984).

1.1.6 Definición

El término micorriza se refiere a la asociación de la raíz de una planta con un hongo simbiote, y se considera en conjunto como un órgano funcionalmente diferenciado (Deacon, 1998).

Los hongos generalmente se encuentran interna o externamente en las raíces y los rizomas se llaman hongos micorrizógenos y a la simbiosis se le denomina micorriza (Carling y Brown 1982). Las micorrizas son un ejemplo de vida común; son un caso más de simbiosis entre hongo y raíz que puede ser de mutualismo o de protooperación.

Algunos autores han sugerido que sin las asociaciones micorrízicas la mayoría de las plantas no serían capaces de sobrevivir en las comunidades competitivas que se encuentran en los hábitats naturales (Alexopoulos y Mims 1985).

Las micorrizas constituyen una simbiosis mutualista entre las hifas de algunos hongos (ficomicetos, ascomicetos y basidiomicetos) y las raíces de la mayoría de las plantas superiores. El tipo de micotrofia de las raíces puede tomar varias formas, dependiendo de la planta y del hongo (Alvarez y Ferrera- Cerrato 1994).

1.1.7 Primeros estudios

El término micorriza lo usó por primera vez el botánico Alemán Frank en 1885, para descubrir la larga asociación de vida entre raíces de plantas y el micelio del hongo. Posteriormente en el año 1990, fue puesta de manifiesto la importancia de las micorrizas; las especies forestales fueron las primeras en suscitar interés gracias a los trabajos del Sueco Melín. Aunque las micorrizas empezaron a ser estudiadas en 1981 por el Francés Magrou. Sólo a partir de 1955, después de los trabajos de Barbara Mosse en Gran Bretaña, es cuando este tipo de asociaciones de micorrizas empiezan a suscitar interés entre los investigadores (Smith and Read 1983).

1.1.8 Funciones de las micorrizas

Una de las funciones más importantes de las micorrizas es absorber los elementos minerales del suelo y transferirlos a la planta huésped. La planta por sí sola no puede absorber a través de las raíces más que los elementos minerales solubles, que se encuentran en cantidades muy pequeñas en el suelo en condiciones naturales.

Las micorrizas facilitan la absorción de todos los elementos minerales, pero sobre todo la de los elementos menos solubles y menos móviles, es decir el fósforo, cobre y zinc (Le Tacón, 1985). Por consiguiente la micorriza ayuda a la absorción de estos elementos minerales que por lo regular se encuentran inmóviles en el suelo y benefician de la siguiente manera:

Fósforo:

- a) Desempeña un papel importante en la fotosíntesis;
- b) Respiración;
- c) El almacenamiento;
- d) Transferencia de energía;
- e) La división y crecimiento celular;
- f) Promueve la rápida formación y crecimiento de las raíces;
- g) Mejora la calidad de la fruta, hortalizas y granos y además es vital para la formación de la semilla;
- h) Está involucrado en la transferencia de características hereditarias de una generación a la siguiente;
- i) Incrementa la eficiencia del uso del agua;
- j) Contribuye a la resistencia de algunas plantas a enfermedades.

Cobre:

- a) Interviene en el proceso metabólico de sustancias vitales.

Zinc:

- a) Necesario para la producción normal de clorofila;
- b) Crecimiento en general de la planta;

- c) Interviene en procesos metabólicos importantes, como en la formación de sustancias de crecimiento como ácido indolacético y es un activador de numerosos organismos (Collins and Pflieger, 1992).

Entre las funciones más importantes de las micorrizas podemos citar las siguientes:

- a) Ayudan al control biológico de algunos patógenos del suelo por factor de competencia, ya que ocupan espacios físicos y no dejan desarrollarse al organismo patógeno;
- b) Proporciona mayor resistencia al estrés hídrico;
- c) Da resistencia a la planta para adaptarse en suelos salinos;
- d) Aumenta hasta en un 300 % la capacidad de absorción de agua (Palacios and Shimada, 1992).

1.1.9 Modo de acción de las micorrizas

Las hifas penetran en las células corticales de la raíz y forman estructuras intrincadamente ramificadas en la raíz llamadas arbuscúlos. Estos viven pocos días, durante los cuales el citoplasma de la célula hospedera aumenta a expensas de la vacuola; hay más mitocondrias, retículo endoplasmático y ribosomas y el núcleo se agranda, el hongo produce hifas externas que se prolongan de la raíz y se extienden varios cm en el suelo (Campbell, 1987). Los hongos micorrízicos penetran y colonizan las células de la planta hospedera y los agregados del suelo, formando un sistema de transferencia de dos vías, llevando nutrientes minerales del suelo a la planta y compuestos orgánicos de la planta al suelo. En este proceso los hongos micorrízicos mejoran el crecimiento y la salud de las plantas, incrementando la proliferación de organismos del suelo y la formación de la estructura del suelo (Bethlefalvay, et al., 1982).

Alvarez y Ferrera - Cerrato (1994) mencionan que el estudio de la interacción hongo micorrízico - planta ha sido de gran interés debido a que la micorriza promueve la nutrición de los cultivos, particularmente por su función de incrementar la absorción de agua y nutrientes que son relativamente inmóviles en el suelo tales como el fósforo, cobre y zinc.

El mecanismo más importante en el incremento de la absorción de fósforo y de otros nutrientes en las plantas micorrizadas es de naturaleza física debido a que incrementa el área superficial de contacto de las raíces con el suelo, lo que confiere una mayor capacidad para explorar y aprovechar los recursos del sustrato.

El movimiento del fósforo mediado por los hongos micorrízicos, ocurre en tres etapas:

1. Captación por el endófito en la solución del suelo;
2. Translocación hacia la raíz por los puntos de entrada que realizan las hifas;
3. Posterior liberación en la planta.

El hongo toma fósforo del suelo y la translocación posiblemente ocurre por el flujo citoplasmático de gránulos de polifosfato en las vacuolas del hongo (Reyes, 1993).

1.1.10 Establecimiento de la colonización

La verificación de la colonización de las raíces por estos hongos requiere de una observación microscópica que preferentemente se evidencia mediante tinción. La colonización se desarrolla a partir de la germinación de las clamidiosporas ó del micelio de la raíz previamente colonizada.

Las clamidiosporas resisten el estrés por sequía y en otras condiciones desfavorables del suelo, germinando cuando éstas son propicias los tubos de germinación penetran en la raíz huésped a través de los apresorios, constituyendo los puntos de colonización.

Posteriormente se desarrollan las hifas que se ramifican intercelularmente sin invadir la endodermis, los tejidos vasculares y los meristemos y estableciéndose a cierta distancia del ápice ó zona meristemática (Holley and Peterson, 1979).

Las regiones suberizadas no son susceptibles a la penetración, tan solo los tejidos con clorofila (Reyes, 1993). Los puntos de colonización también pueden establecerse mediante hifas de otros propágulos, constituyendo a lo largo de la raíz las unidades de colonización. Posteriormente, al contacto con las células epidérmicas de la raíz (o inclusive con los pelos absorbentes) se desarrollan los arbuscúlos que son estructuras que invaden el interior de las células corticales rodeando el haz vascular (Harley y Smith, 1983).

Los arbuscúlos se ramifican dicotómicamente hasta la formación de hifas con diámetro menor de 2 micras, lo que aumenta enormemente el área de interfase entre los organismos (Harley y Smith, 1983).

Los arbuscúlos tienen un alto contenido vacuolar y en el momento en que se forman, el núcleo de la célula vegetal se alarga y se divide, lo que indica un incremento en la actividad fisiológica del hospedero y en la cantidad de RNA y DNA sintetizados (Harley y Smith, 1983). Son las estructuras más importantes en la simbiosis, puesto que a través de ellas se realiza la transferencia de fosfatos y otros nutrimentos provenientes de las hifas. El tiempo de vida de los arbuscúlos varía entre los 4 y 15 días, en los que la transferencia de metabolitos es bidireccional. La translocación se hace por medio de los gránulos de glifosfato que se depositan en sus vacuolas y que son degradados por la célula vegetal al

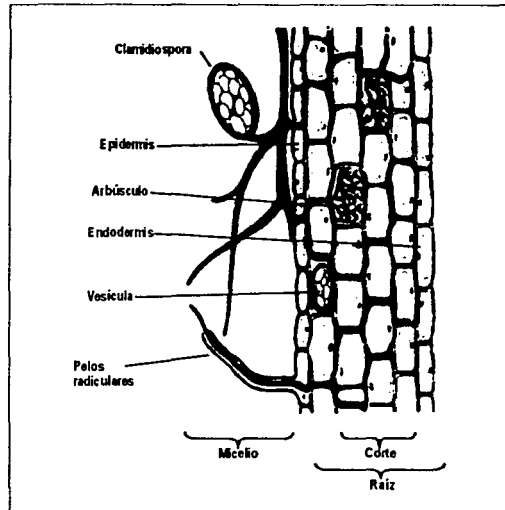
momento de digerir a los arbusculos con todo y su contenido, reflejando que la longevidad de las células vegetales no se ve afectada en la colonización por hongos MVA (Harley y Smith, 1983).

Simultáneamente al arbusculo, se presentan las vesículas que son estructuras que contienen lípidos. Estos se forman inter o intracelularmente en la raíz, en regiones de colonización madura. Al mismo tiempo el micelio externo crece y se extiende constituyendo un sistema de absorción de nutrimentos con clamidosporas y esporocarpos y se confirma que el crecimiento micelial fuera de la raíz procede de la formación de algunos arbusculos en las células, ya que el requerimiento de nutrientes por el hospedero necesita del micelio para la transferencia de nutrientes a las células vegetales (Hepper, 1981).

De ésta manera, los arbusculos y las vesículas constituyen las estructuras fisiológicas más conspicuas en éste tipo de micorriza, dándole origen a su nombre. Las colonizaciones micorrízicas secundarias se caracterizan por presentar apresorios típicos, hifas corticales y el desarrollo del micelio externo, aumentando las conexiones intraradical y extramicelial (Smith y Read, 1983). Las colonizaciones secundarias dependen de los compuestos de carbono translocados por el hospedero; mientras que las otras, los puntos iniciales de crecimiento se originan a expensas de las reservas de las esporas o propágulos (Sanders y Sheik, 1983).

La simbiosis no siempre sucede cuando la raíz es senescente o muere, regiones sensibles de colonización fúngica activan cambios citogenéticos como la progresiva vacualización de las hifas y su seccionamiento (Smith y Read, 1983).

Figura 2. Representación esquemática de la asociación raíz – hongo. (Bonafante-Fasolo, 1984)



1.1.11 Colonización

La intensidad de la colonización micorrizica depende de varios factores, entre los que cabe destacar:

- El estado fisiológico de ambos simbios;.
- El número de propágulos visible en el suelo;
- La tasa de crecimiento viables en el suelo;
- Condiciones ambientales;
- La dependencia micorrizica.

La evaluación de la micorrización de una raíz se mide en porcentaje y puede ser estimada de diversas formas Bethenfalvay et al, (1982) calculan la

colonización a través de la masa de micelio extramatricial que refleja el incremento de micelio interno. Sanders y Sheik, (1983) constituyeron un modelo matemático en el que contempló la probabilidad de que un propágulo cercano a la raíz la colonice, y que de este sea posible estimar el grado de colonización probable.

1.1.12 Clasificación de las micorrizas

La morfología de las micorrizas varía entre las especies vegetales y cada especie tiende a tener grupos característicos de hongos capaces de formar micorrizas. El primero en hacer una clasificación fue Frank (1985), el cual la hace en base a dos tipos: 1) micorriza ectótrofa; y 2) micorriza endótrofa. Posteriormente se propuso una terminología basada en características morfológicas y anatómicas de la asociación, introduciéndose los términos ectomicorriza, endomicorriza y ectoendomicorriza (Pyronel, 1989) (citados por Gutiérrez, 1993).

Cuadro 1. Clasificación de micorrizas y su distribución en el Reino Vegetal (Marks, 1991).

Tipo de micorriza	Interrelación con el hospedante	Hospedante que abarca
Endomicorriza arbuscular	Desarrollo de hifas enrolladas y arbuscúlos intracelulares.	Representatividad en muchos grupos del reino vegetal.
Ectomicorriza	Hifas intercelulares en forma de guante.	Gimnospermas, Angiospermas
Ectoendomicorriza	Hifas Inter e intracelulares, con cubierta o sin ella.	Gimnospermas, Angiospermas
Arbutoide	Cubierta intercelular; hifas intracelulares enrolladas.	Muy restringida, Ericales
Monotropoide	Cubierta Inter e hifas intracelulares y haustorios en forma de estacas.	Muy restringida monotropoidae
Ericoide	No produce manto, no presenta hifas intercelulares, sólo hifas intracelulares largas.	Muy restringida Ericales
Orquidaceae	Sólo produce hifas intercelulares enrolladas.	Muy limitado, Orquidaceae

1.1.13 Micorriza vesículo arbuscular (MVA)

Generalidades

Los hongos MVA forman parte integral de más del 90 % de las plantas superiores (González - Chávez y Ferrera - Cerrato, 1995) las cuales influyen diversos aspectos de su fisiología: nutrición vegetal (Sieverding, 1991) aprovechamiento del agua (Nelson, 1987); producción de fitohormonas (Allen, 1982); resistencia a enfermedades radicales (Perrín, 1990) y tolerancia al estrés hídrico (González- Chávez y Ferrera - Cerrato, 1993), Mediante la asociación que resulta de la colonización de sus raíces (Gianinazzi et al., 1990) esta asociación es de carácter mutualista y benéfica para ambos.

Los hongos MVA presentan diferentes estructuras como: hifas, esporas, arbuscúlos intracelulares ramificados complejos en el interior de las células vegetales y vesículas inter o intracelulares largas e hinchadas, excepto los géneros: *Gigaspora* y *Scutellispora* (González- Chávez y Ferrera Cerrato, 1993).

Los hongos MVA son constituyentes de la microflora natural del suelo en ecosistemas naturales (Jaen, 1989) por lo que influyen en la composición microbiana de casi todos los suelos (González - Chávez y Ferrera - Cerrato, 1993). (Rotwell, 1984) menciona que los hongos MVA participan en la unión de partículas del suelo, dando como resultado agregados estables al humedecimiento, lo que se refleja en una mejor estructura del suelo.

Existen diferentes grados de micotrófia en las plantas debido a la acción fisiológica, funcional y nutricional de los hongos MVA. En algunas plantas es tan fuerte la dependencia del endófito que no sobrevive si no se coloniza por este tipo de hongos (Janos, 1984).

Los propágulos MVA se encuentran en cualquier época del año, en raíces de plantas anuales, perennes, herbáceas y leñosas y pueden estar ausentes en suelos erosionados, fumigados y perturbados (Abbot y Robson,1991).

Distribución

Los hongos MVA se presentan desde los trópicos hasta el ártico; sin embargo, en los trópicos la MVA es predominante (Jaen,1989). Las variaciones existentes de la presencia y distribución de estos hongos están relacionada con la planta hospedante (Mc Graw Kormanik y Kormanik, 1982).

El sistema raíz - hongo puede presentarse en diversas áreas ecológicas como: áreas cultivadas o vírgenes, bosques, pantanos. (González - Chávez y Ferrera - Cerrato,1993).

Taxonomía

La simbiosis de los hongos MVA se lleva a cabo por un grupo de hongos de la clase *Zigimicetos* (Mosse, 1973). Gerdemann y Trappe 1974 realizaron la primer revisión de la familia *Endogonaceae*, formadora de MVA, basándose en características morfológicas y de germinación y presentaron los géneros: *Glomus*, *Endogone*, *Modicella*, *Sclerocystis* y describieron los géneros: *Acaulospora* y *Gigaspora*, dando un total de 43 especies, ubicándolos en el Orden *Mucorales* y clase *Zygomycetos*.

Janos 1984 reportó cuatro géneros de hongos de la familia *Endogonaceae*, que tenían especies formadoras de micorriza *Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora* y *Sclerocystis*; además de los géneros: *Entrophospora* y *Scuttilospora*. (Pirozynski y Dalpé (1989), describieron una nueva familia, la *Glomaceae*, conteniendo dos géneros: *Glomus* y *Sclerocystis*. ó (Mortón and Benny,1984), enmendaron la

familia *Glomaceae* y eligieron un nuevo orden: *Glomales* y dos nuevas familias: *Acaulosporaceae* y *Gigasporaceae*,

Morfología de los hongos MVA

La estructura externa de un sistema de los hongos MVA está formada por una red de hifas fúngicas, que se expanden desde la superficie de la raíz hasta el suelo. Esta red es visible en densidad y estructura del hongo micorrizógeno específico del hospedero y del suelo.

Por ejemplo, la red fúngica puede tener solo unos cuantos cordones de hifas y hasta 80 cm de hifas por centímetro de tejido radicular colonizado. En el suelo, la red hifal consta de una hifa principal de forma irregular, mayor a 15 μm de diámetro, con paredes por arriba de 3 μm de grosor y ramas laterales más pequeñas de 2-3 μm de diámetro (Safir, 1990).

A medida que la asociación micorrizica madura, se producen desde la red hifal grandes esporas globosas, subglobosas, elípticas u ovoides. Dichas esporas pueden ocurrir aisladas, en esporocarpos o en las dos formas, dependiendo de la especie de hongo. Las esporas están diferenciadas en color como en su tamaño y pueden llegar a medir 500 μm de diámetro. Los propágulos fúngicos encontrados en el suelo incluyen clamidosporas, azigosporas o vesículas, dependiendo de las especies fúngicas. El hongo se introduce, por medio de un apresorio, a los pelos radiculares o a las células de la epidermis inmediata a la región meristemática. Las hifas pueden enrollarse en las células de la epidermis antes de moverse a través de ellas y colonizarlas.

El desarrollo hifal puede ser intercelular o intracelular en la corteza, con el desarrollo de estructuras tipo haustorio, de corta vida denominados arbúsculos, producidos dentro de las células corticales poco después de la entrada del hongo a la raíz. Estos arbúsculos tienen una forma arbórea y se forman por ramificación

dicotómica desde la base hifal. Las ramas finas de un arbúsculo pueden ser más pequeñas que 1 μm de diámetro.

Se ha calculado que el promedio de vida de un segmento es aproximadamente de 4 días, después del cual es dirigido por el hospedero. Los arbúsculos pueden llenar una parte o toda la célula cortical. El hongo no penetra a la estela radicular. Cuando se realiza con éxito la asociación entre el hongo y la raíz pueden formarse vesículas. Estas vesículas contienen pequeñas cantidades de aceite y varían mucho en forma y tamaño. Pueden funcionar temporalmente como órganos de reserva de pared delgada o como estructuras tipo clamidosporas de pared gruesa, las cuales pueden ser intra o intercelulares (Safir, 1990).

Fisiología de los hongos MVA

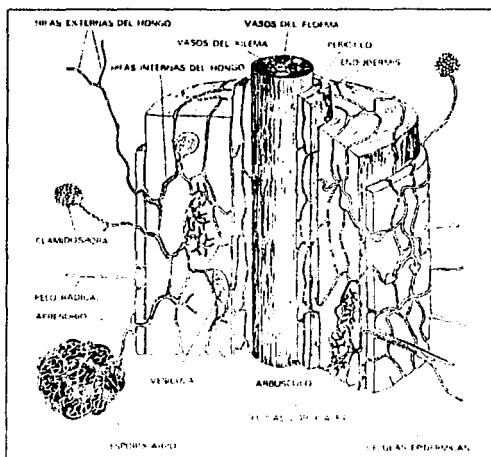
Las vesículas son estructuras terminales ovaladas o esféricas que tienen abundantes gotas de lípidos y por el momento solo se les considera como órganos de reserva (Bonafante, 1984).

En cuanto a la fisiología de los carbohidratos (Pang, 1980) midieron la fotosíntesis usando bióxido de carbono en plantas de *Vicia faba* inoculadas con micorriza y encontraron que las plantas micorrizadas absorbieron 30 % del bióxido de carbono incorporado mientras que las no micorrizadas solo absorbieron el 18%.

En plantas inoculadas con *Glomus mossae*, el total de carbonato fijado y translocado en el tallo a las raíces, resultó 7% más alto en las plantas micorrizadas que las plantas no micorrizadas (Citado por Contreras et al. 1997).

Cox (1980) indica que hay una más rápida translocación de fotosintatos en las raíces de las plantas micorrizadas que en las no micorrizadas.

Figura 3. Elementos morfológicos típicos de los hongos MVA. (Azcón et al.,1984)



1.1.14 Diferenciación entre los géneros de hongos MVA

En el género *Acaulospora*, la espora se forma a partir de una hifa terminal o espora madre y es denominado sáculo esporífero, conteniendo material citoplasmático que provee los nutrientes necesarios para la formación de la espora. Este sáculo se va colapsando conforme la espora madura y pierde totalmente su unión de este hasta quedar libre de él. Sin esta estructura es muy difícil determinar el género al que pertenece la espora, salvo con una pequeña cicatriz que se forma en donde estuvo la unión. La presencia de una hifa sustentoria característica de los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*. Este tipo de unión de la espora puede ser vertical o lateral. Estos géneros no forman vesículas dentro de la raíz, pero sí estructuras con función aún no conocida, han sido observadas fuera de la raíz y se han denominado células auxiliares. En el caso de *Gigaspora* pueden ser equinoladas o finalmente papiladas a diferencia de *Sautellospora* que son de tipo nudoso y con papilas más burdas. En *Scutellospora*

la presencia de un escudo no es siempre visible y las diferencias en la composición de las paredes fue causa para ser separadas del género *Gigaspora* (Walker, 1986).

Entrophóspora, nace dentro del saco esporífero, que le prové todo lo necesario para el crecimiento de la espora. Una vez madura, el saco se colapsa totalmente y se pierde en la espora. Algunas veces pueden distinguirse dos cicatrices laterales entre sí, donde estuvo parte del sáculo.

El género *Glomus* presenta una hifa sustentoria recta recurvada en forma de embudo aunque se mencionan otros tipos de hifas sustentorias múltiples. Este género puede formar esporas en esporocarpos flojos o compactos o en forma simple, esto parece ser debido al medio ambiente y no a mecanismos genéticos (Morton y Benny, 1984).

En *Scleroytis*, las esporas se forman obligatoriamente en los esporocarpos aunque nacen del plexo hifal y son radicalmente redondas (Gerdemann y Trappe, 1974).

1.1.15 Factores ambientales

Los hongos MVA son constituyentes de la microflora natural del suelo en ecosistemas naturales y probablemente colonizan más tejidos vegetales que cualquier otro tipo fungal. Su abundancia y su influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospederas son de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales.

Se les encuentra en muchos cultivos agrícolas, horticolas, ornamentales, frutícolas, malezas nativas, hierbas y arbustos en la mayoría de los árboles de sombra y en árboles forestales (Collins y Pflieger, 1992).

Los hongos MVA están ampliamente distribuidos en el Reino Vegetal pero es lógico pensar que el grado de colonización presenta considerables variaciones, dependiendo del tipo de planta, edad de la misma y muy estrechamente por las condiciones del ambiente.

Hay que considerar que son pocos los grupos de plantas que no forman endomicorriza siendo estas familias, *Fumariceae*, *Cyperaceae*, *Urticaceae* y *Polygonaceae*, aunque ésta no debe considerarse como regla debido a que se han estado reportando algunas especies con colonización micorrizica dentro de estos grupos (Gerdemann y Trappe, 1974).

Los factores que afectan la distribución, actividad y supervivencia de los hongos MVA son los siguientes:

- a) Fertilidad del suelo;
- b) Humedad;
- c) Materia orgánica;
- d) Nivel de oxígeno en el suelo;
- e) Disponibilidad de nutrientes;
- f) Tipo de suelo;
- g) pH;
- h) Profundidad del suelo;
- i) Altitud;
- j) Precipitación;
- k) Movimientos físicos del agua;
- l) Intensidad de la luz;
- m) Patógenos foliares y radicales (Hayman, 1980).

1.1.16 Factores que afectan la simbiosis de los hongos MVA

Fertilizantes

Algunos de los factores que afectan el desarrollo, actividad y supervivencia de las micorrizas son: prácticas culturales agrícolas, particularmente la aplicación de fertilizantes, aplicación de ciertos plaguicidas y rotación de cultivos (Gianinazzi-Pearson y Gianinazzi S., 1982).

Hay evidencias que indican que la adición de materia orgánica a los suelos da un mejor desarrollo de la micorriza. Inversamente existe información considerable sobre los efectos negativos de los fertilizantes nitrogenados sobre la formación micorrízica (Hayman, 1980).

Por ejemplo, en suelos arcillosos sembrados con trigo, se determinó la colonización micorrízica y el número de esporas, encontrándose que el nitrato de amonio había causado una baja en éstos.

Kruckelmann (1975) encontró resultados diferentes en dos suelos fertilizados con 40 kg / ha de nitrógeno, mezclados con abono orgánico y un nematocida. Los resultados muestran un incremento en el número de esporas y en el porcentaje de colonización.

Estos efectos opuestos en suelos diferentes se deben a diferencias en la fertilidad del suelo (Hayman, 1980).

La colonización tiende a ser más prevaeciente cuando la fertilidad es baja o moderada (Gerdemann y Trappe, 1974) y por lo general los fertilizantes completos nitrógeno, fósforo y potasio crean efectos negativos sobre la colonización micorrízica (Hayman, 1980).

Algunos cultivos son altamente dependientes a la micorriza aún en suelos muy fértiles; por ejemplo maíz y cebolla (Hayman, 1980).

Mediante numerosos experimentos se ha demostrado que la intensidad de la colonización siempre es reducida cuando la disponibilidad de nitrógeno y fósforo en el suelo aumenta.

Cuando la alimentación de la planta en estos dos elementos es excesiva, su rendimiento es muy elevado y la totalidad de los glúcidos fotosintetizados es empleada por la planta para producir compuestos proteicos y fosforados. De esta forma la cantidad de glúcidos en las raíces disminuye y los hongos micorrízicos no pueden alimentarse de estos compuestos carbonatados y desaparecen (Azcon et al., 1984).

Los hongos MVA aparentemente no juegan un papel importante en la absorción directa de nitrógeno, pero se ha demostrado que incrementa la capacidad de fijación de nitrógeno en las leguminosas.

pH

Existen otros factores del suelo que sin duda desempeñan también un papel esencial en la fisiología del hongo, pero no siempre es fácil determinar: por ejemplo, el pH es difícil de adaptarlo. Existen hongos micorrízicos adaptados a suelos ácidos, otros a suelos alcalinos y otros son indiferentes al pH (Le Tacón, 1985).

Humedad

El efecto de la humedad sobre el establecimiento y función de las MVA ha sido poco estudiado; sin embargo se han sugerido efectos de la humedad del suelo en la colonización micorrízica en observaciones de campo e invernadero.

Las esporas de los hongos micorrízicos son inhibidas en su germinación bajo condiciones hídricas adversas con la subsecuente colonización deficiente de las raíces. Sin embargo es conocido que algunos hongos pueden tolerar potenciales bastante bajos de agua (Lara, 1987).

El estado del agua en la planta puede también afectar la colonización del hongo por alteraciones de la corteza de la raíz, la cual inhibe la penetración de la hifa o por cambios en la producción de estímulos de agua, esto hace que las esporas de las MVA se colapsen y no germinen, de este modo la colonización se reduce sensiblemente (Reid, 1984).

Temperatura

La reducción de la biomasa producida por las plantas hospederas, como resultado de la colonización micorrízica ha sido atribuido a los efectos de la temperatura del suelo puede afectar la actividad fisiológica de la MVA (Ferrera - Cerrato, 1983).

Luz

Las altas intensidades de luz estimulan una mayor síntesis de arbusculos en comparación con las bajas intensidades, lo cual esta íntimamente correlacionado con altos suministros de carbohidratos a las raíces (Hayman, 1984). Una reducción en el 50% de la intensidad luminosa en tabaco, disminuyó el porcentaje de colonización del 85 % al 31% (Mosse, 1973).

Bajas intensidades luminosas en los invernaderos durante el invierno reducen la colonización de las MVA (Hayman, 1984).

En cultivos inoculados con micorrizas bajo condiciones de fuerte sombreado se reduce la formación de esporas en un 80 % (Mosse, 1973) inhiben la germinación cuando las esporas se exponen a la luz.

La luz directa tiene un efecto negativo sobre la viabilidad de las esporas de los hongos MVA como se muestra en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Efecto de la radiación solar en la viabilidad de las esporas de hongos MVA.

Por ciento de colonización							
Tiempo de Exposición	1	2	3	4	5	6	Promedio
0	70	78	75	68	54	72	70
15 min	54	50	45	37	52	68	51
1 hora	33	27	18	39	23	20	27
2 horas	20	<10	<10	<10	14	25	15

Fuente: Plant Health Care Boletín Informativo No. 7. 2000.

1.1.17 Efecto de los hongos MVA sobre algunos cultivos agrícolas

Reyes (1993) en un estudio sobre la asociación entre soya y maíz conectados entre sí por hongos MVA para confirmar si existe transferencia de nitrógeno y/o fósforo entre estos cultivos, realizaron dos experimentos. En el experimento 1 se probaron cuatro niveles de fósforo (0.10, 0.25, 0.50 y 1.0 Mm de fósforo) aplicados a soya ondulante en el experimento 2 el nitrógeno (15N y N no marcado) se aplicó foliarmente a las plantas de soya no ondulante. Se encontró que con los diferentes niveles de fósforo, la soya aumentó la producción de materia seca. El mejor tratamiento fue aquel al que se le aplicó mayor dosis de fósforo. Para el maíz no hubo diferencias estadísticamente significativas en las variables estudiadas. La colonización de micorrizas fue afectada por el nivel de fósforo aplicado. Los niveles altos de fósforo (1.0 y 0.5) fueron los que produjeron el mejor desarrollo de esta asociación, principalmente en la soya. El mejor tratamiento fue el 0.10 mM de fósforo sin barrera física (estos tratamientos

permiten que el micelio del hongo MVA conectara las plantas entre sí y se estableciera una relación fuente - demanda). Para maíz el mejor tratamiento fue el unido a soya con la menor dosis de fósforo. En el Experimento 2 con nitrógeno aplicado foliarmente a las plantas de soya no ondulante, encontraron que no se pudo igualar el crecimiento de estas aun cuando se aplicó una cantidad muy similar. El control se mantuvo con valores inferiores a los presentados por los tratamientos con micorrizas y nitrógeno. Esto confirma la importancia del establecimiento de la asociación micorrízica ya sea en plantas creciendo solas o intercaladas. Concluyó (Reyes) que la asociación micorrízica en plantas que crecieron intercaladas estuvo afectada por los niveles aplicados de nitrógeno y fósforo principalmente. El porcentaje de colonización micorrízica en maíz fue afectado por el nivel de nitrógeno aplicado. Cuando se aplicó este nutrimento se presentaron vesículas y arbuscúlos y cuando no se aplicó no se encontraron estas estructuras y la colonización fue menor. Lo contrario ocurrió con la soya.

En maíz se ha estudiado el efecto de la micorrización con relación a los fitopatógenos del suelo en sistemas de rotación con leguminosas. Poot- Matu (1998) evaluó el porcentaje de micorrización del maíz después del corte de leguminosas y el efecto de las rotaciones sobre la incidencia de fitopatógenos a la raíz del maíz, su muerte pre- emergente y la muerte post-emergente de plantas a los 20 y 40 días y los cambios físicos y químicos del suelo.

Como resultado de la rotación con leguminosas alcanzó un 40 % de micorrización a los 73 días y el nivel más bajo de micorrización del 8 %, correspondió al tratamiento de maíz sin fertilizante. Concluyó que al aumentar los niveles de micorrización, la infección de las raíces por patógenos disminuye. Con respecto a los cambios físicos y químicos del suelo en los sistemas de rotación, no encontrando diferencias en el cultivo maíz, en monocultivo después de 6 ciclos de rotación.

Por otra parte, el mismo autor no encontró diferencias significativas entre tratamientos con respecto a la muerte preemergente de plantas, pero sí respecto a la muerte post-emergente, siendo mayor en los monocultivos continuos. Los exudados radicales de *Macuna deringianum*, parecen favorecer el desarrollo micelial del patógeno, pero también contribuyeron a inhibir la formación de esporas en el hongo, por el efecto tóxico de las esporas de exudación.

En alfalfa y algodón, Quito (1988) encontró que un elevado porcentaje de colonización micorrízica (superior al 50 %), establecido previo a la inoculación con el hongo fitopatógeno *Phymatotrichum omnivorum*, proporcionó protección contra los daños inducidos por este patógeno, evitando la mortalidad. Observando que la presencia del patógeno y la abundancia de hifas de la micorriza arbuscular fue mayor.

Velasco, (1996) en un estudio del efecto de la vermicomposta y la inoculación con hongos MVA (*Glomus intraradix*) y *Azospirillum brasilense*, en la producción de tomate de cáscara, midiendo las variables peso seco de tallos, de hojas, de raíz, de frutos, peso seco total; volumen radical, área foliar, altura de la planta, tasa fotosintética, tasa de asimilación neta, tasa relativa de crecimiento, contenido de N y P en la planta; supervivencia de *Azospirillum brasilense* en rizosfera rizoplano. Encontró que la colonización micorrízica fue favorecida por la combinación entre *G. intraradix* + *Azospirillum brasilense*. Esta combinación tuvo 72 % de infección en endorrizosfera; observó que la colonización micorrízica fue favorecida por la combinación entre *G. intradax* + vermicomposta. Observó que a mayor colonización micorrízica mayor contenido de fósforo en la planta. La inoculación por separado de *G.intraradix* + *A. brasilense* tuvo efecto positivo sobre la tasa fotosintética de las plantas inoculadas comparado con el tratamiento no inoculado. Así mismo observó incrementos en materia seca en los tratamientos con la combinación de *G. intraradix* y *A. brasiliens* del 70 y 10% con respecto al testigo. Encontró también que la combinación de *G. intraradix* + vermicomposta

tuvo una respuesta positiva que superó al testigo en un 120 % en peso seco total y 26% en rendimiento al final del ciclo del cultivo.

Gutiérrez (1993) evaluó el efecto de la inoculación con micorriza vesículo arbuscular (*Glomus fasciculatum*) en plantas de chile serrano var. Tampiqueño 74 en dos suelos del Estado de México bajo condiciones de invernadero. Encontró que el porcentaje de infección bajó 43.6 % para los tratamientos inoculados, para los tratamientos no inoculados osciló entre 0 y 46.3 %, por lo que establece que la esterilización del suelo impide y / o elimina la acción de las micorrizas. Observó que las plantas inoculadas tuvieron mayor número de frutos; que las plantas inoculadas se desarrollan mejor que las no inoculadas, sobre todo en suelo no esterilizado. Las plantas inoculadas y fertilizadas observó que se desarrollan mejor, que las plantas no inoculadas y fertilizadas.

Villalobos (1993) realizó un estudio sobre el potencial de MVA en la producción de chile (*Capsicum annum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L.) Encontró que el cultivo de cebolla responde favorablemente a la MVA y de mayor a menor respuesta en almácigo con suelo fumigado, después en invernadero enseguida en almácigo sin fumigar en campo. Menciona que la inoculación micorrizica a la siembra, favorece el desarrollo pre y post- trasplante de la cebolla de manera que el incremento de bulbo en la cosecha fue atractivo.

González - Chavéz (1997) estudió el efecto de la roca fosfórica y de la inoculación con *Glomus sp* Zac- 19 sobre el crecimiento del porta injerto naranjo agrio Australiano. Encontraron que solamente las plantas inoculadas con MVA respondieron a la fertilización con roca fosfórica, las plantas no inoculadas no se beneficiaron de la aplicación con la roca fosfórica en ninguno de los niveles que emplearon.

Las plantas inoculadas crecieron significativamente más que las plantas testigo después de los 135 días de la inoculación. Las plantas inoculadas tuvieron

un 255% de incremento en altura, 133% en diámetro de tallo, 800 % en el número de hojas, 716% en peso seco y 514% de área foliar. La fertilización no afectó drásticamente la colonización micorrizica, por lo anterior concluye que el uso de los hongos MVA en los viveros en la propagación de cítricos y su combinación con roca fosfórica de bajo costo, podría ser una metodología atractiva con lo cual se obtendrían plantas sanas y vigorosas en menos tiempo y menor costo.

En Cuba han realizado estudios de inoculación con hongos MVA en varios frutales. En papaya han trabajado sobre la determinación de cepas de hongos micorrizógenos en diferentes tipos de suelos. Los resultados obtenidos indican que las mejores cepas han logrado duplicar los valores de las variables de crecimiento cuando se compara con el testigo. Con lo que logran adelantar considerablemente el tiempo en vivero disminuyendo el costo de producción.

También se han realizado trabajos sobre el efecto de MVA en el cultivo de mango, aguacate y guayaba; sus resultados han sido favorables sobre la determinación de las mejores cepas de hongos micorrizicos. En mango han podido observar que la simbiosis entre la planta y el hongo MVA se establece tardíamente. En guayaba han logrado obtener incrementos de crecimiento con las mejores cepas hasta en un 60 % con respecto al testigo (Estación Nacional de Frutas, 1995).

2 MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Localización de la zona y características

El presente trabajo se llevó a cabo en el municipio de Axochiapan, Edo. de Morelos, el cual se ubica geográficamente a $18^{\circ} 29' 32''$ de Latitud Norte y a $98^{\circ} 43' 32''$ de la longitud Oeste del Meridiano de Greenwich, a una altitud de 1,005 msnm. Limita al Norte con Jonacatepec y Jantetelco; al Sur y Oriente con el Estado de Puebla y al Poniente con Tepalcingo (Anónimo, 1987).

En la Fig. 4 se presenta un plano de la localización de la parcela experimental donde se llevó a cabo el trabajo.

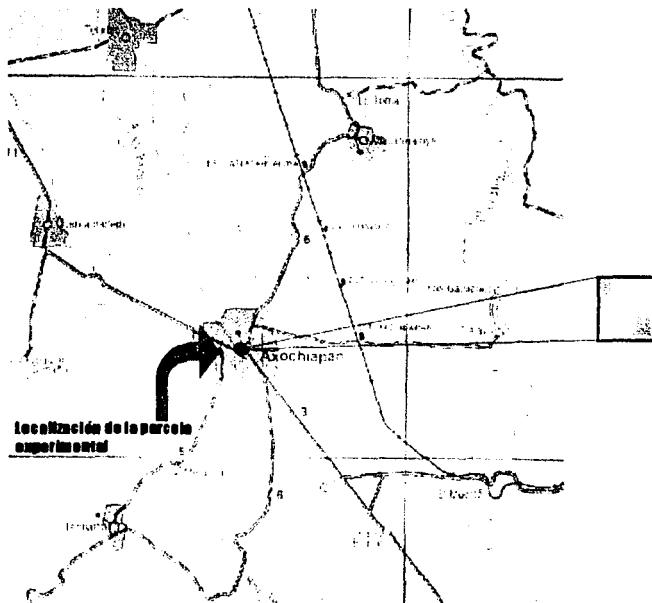


Figura 4. Localización de la parcela experimental

Hidrología

Los recursos hidrológicos se componen básicamente por el Río Amatzinac o Río Tenango que es el más importante que cruza el municipio y los arroyos Mirador y los Santos. Se cuenta con un gran número de pozos artesianos para la extracción de agua para la agricultura (Anónimo, 1987).

Clima

El clima del municipio es cálido seco con invierno poco definido. La sequía se presenta al final del otoño, invierno y principios de primavera. La precipitación pluvial registra un promedio de 894 mm y el período de lluvias es de junio a octubre (Anónimo,1987).

2.2 Invernadero

Preparación de charolas

El proceso de producción de plántulas en invernadero comenzó con la desinfección de charolas con el producto Mect 5 (desinfectante para tratamiento de charolas), el cual se aplicó por inmersión de las charolas en una solución de 50 ml de Mect 5 en 10 litros de agua. Las charolas se sumergieron aproximadamente 10 seg y se reemplazó la solución producto /agua de los tanques de tratamiento cuando esta se encontró muy turbia y con residuos. Se utilizaron charolas secas al momento de la desinfección para que absorbieran mejor el producto. Las charolas se secaron durante un lapso de 4 días antes de usarse para la siembra y se estibarón con las cavidades hacia abajo.

La preparación del sustrato para las charolas consistió en las siguientes mezclas:

2.3 Tratamientos

Cuadro 3. Tratamientos utilizados en la preparación de charolas

Tratamientos	No. Charolas (200 cavidades)	Substrato (lt.)	Dosis (gr.)	No. Esporas (cavidad)
1.-Mini Plug	3	6	12	11
2.-Hortic Plus	3	6	300	12
3.-Testigo (substrato)	3	6	-	-

- Mini Plug Endo-Rhyza inoculante de hongos micorrizantes y bacterias promotoras de crecimiento para sistemas masivos de producción de plántulas.
- Hortic Plus inoculante de hongos endomicorrízicos para trasplantes.
- Substrato: Compost Peat, Premier Pro Moss.

Se realizó la mezcla de los substratos el 8 de julio del 2001, incorporando los productos a evaluar homogéneamente; para esto se humedeció el substrato, posteriormente se efectuó el llenado de tres charolas de 200 cavidades para cada tratamiento. En cada cavidad se depositaron 3 semillas de cebolla de la Variedad Copándaro, obteniendo un total de 5400 plantas en las 9 charolas.

Posteriormente se colocaron las charolas bajo una cubierta de polietileno delgado transparente. Cuando germinaron las semillas aproximadamente 4 días después de la siembra, se aplicó una fina capa del substrato para cubrir la semilla germinada. Posteriormente las charolas se colocaron en un invernadero con malla sombra donde permanecieron por un lapso de 45 días.



Fotografía 1. Mezcla de sustratos y productos



Fotografía 2. Llenado de charolas



Fotografía 3. Siembra en charolas

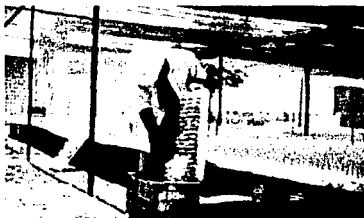
Riegos

Se aplicaron riegos por aspersión cada tercer día, utilizando un sistema de riego presurizado y automatizado. Se aplicaron 2 gramos de nitrato de calcio por litro de agua, una vez por semana, a partir de que la semilla tenía dos semanas de siembra.



Fotografía 4. Riego presurizado de charolas

Se realizaron dos podas a las plántulas; una cuando tenían una altura de 11 cm y 15 días de sembradas; y otra al momento del transplante cuando cumplieron 45 días en invernadero.



Fotografía 5. Poda de plántulas de cebolla

2.4 Campo

Preparación del terreno

El terreno se preparó haciendo un barbecho cruzado utilizando un tractor de tres discos reversible 200 HP (John Deere) a una profundidad de 30 cm. Posteriormente se le dieron dos pasos de rastra. El surcado se realizó utilizando un arado de vertedera a una distancia de 55 cm entre surco.



Fotografía 6. Preparación de terreno

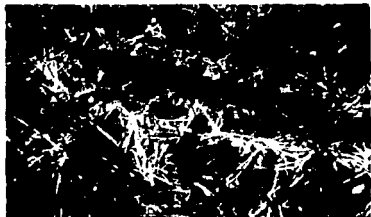
Previo al transplante se efectuó un riego rodado con una lámina de 15 - 20 cm. El transplante se efectuó manualmente el mismo día a una distancia de 8 cm entre plantas.



Fotografía 7. Transplante de cebolla

Labores de cultivo:

- a) **Riegos:** Después de la siembra se aplicaron cinco riegos de auxilio; dos en octubre, dos en noviembre y otro en diciembre.
- b) **Fertilización:** La fertilización se realizó en dos partes: la primera aplicación se efectuó a los 27 días después del transplante. Se aplicaron 500 kilogramos por hectárea de la mezcla de sulfato de amonio, y la fórmula 18 - 40 - 00. En la segunda, se aplicaron 150 kilogramos por hectárea de la fórmula 17- 17- 17 y nitrato de amonio, a los 63 días después de la primera aplicación.
- c) **Cosecha:** Se llevó a cabo en forma manual, cuando la zona del cuello se doblaba.



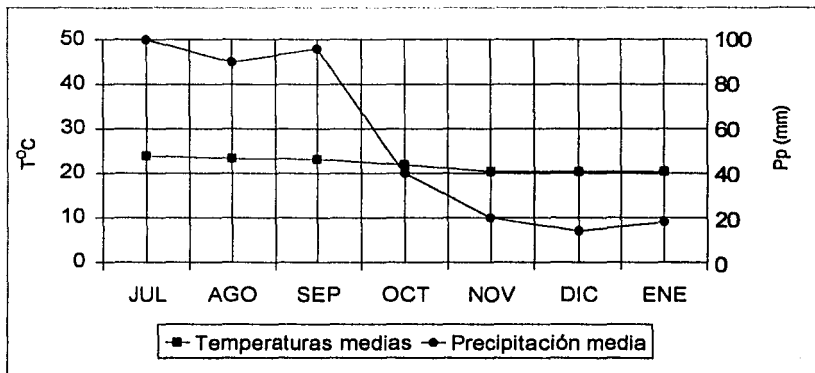
Fotografía 8. Doblamiento del tallo



Fotografía 9. Cosecha

El climograma de la Figura 5 refleja las condiciones de temperaturas medias y precipitación media que se presentaron durante el desarrollo del trabajo experimental, el cual se llevó acabo desde el 8 de julio del 2001 fecha de la preparación y siembra en charolas, las cuales permanecieron en invernadero 45 días; (el transplante se realizó el 22 de agosto del 2001); hasta la cosecha, que se efectuó el 5 de enero del 2002. Los datos corresponden a la estación meteorológica más cercana al lugar donde se estableció el experimento (Estación Meteorológica de Axochiapan, Morelos).

Figura 5. Condiciones climatológicas durante el desarrollo del experimento temperaturas media y precipitación media del Municipio de Axochiapan en Morelos México.



Como se puede observar en la Figura 5, durante el desarrollo del trabajo experimental, el tiempo se mantuvo cálido seco con temperaturas medias que fluctuaron entre 20° y 25°C; un clima húmedo de julio a septiembre y seco de octubre en adelante.

2.5 Diseño experimental

El diseño se estableció el 8 de julio del 2001 con la siembra de charolas bajo condiciones de invernadero y el trasplante a campo se realizó el 22 de agosto del 2001. Para la realización del presente trabajo de investigación se utilizó un diseño completamente al azar. Las unidades experimentales se conformaron por 3 tratamientos y 4 repeticiones, para dar un total de 12 unidades experimentales cada unidad consistió de 10 surcos de 100 m de largo por 55 cm de ancho con un total de 1400 plantas por surco.

Los datos obtenidos, se analizaron con ayuda de un paquete estadístico especializado, programa Minitab, de acuerdo con el diseño completamente al azar con un nivel de significancia de 95%, para cada uno de los parámetros evaluados.

2.6 Evaluación en campo

Para evaluar los tratamientos en campo se realizaron 4 muestreos a intervalos de 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante. Se seleccionaron al azar doce plantas para determinar los parámetros de crecimiento en campo, y doce plantas para los estudios de laboratorio, quedando en cada unidad experimental un total de 1304 plantas. Se midieron los siguientes parámetros de crecimiento:

- **Altura de la planta:** Se utilizó una cinta métrica con una precisión de un mm, partiendo del cuello de la planta hasta la yema apical.

- **Número de hojas:** Únicamente se contabilizaron las hojas expandidas no senescentes.
- **Longitud radical:** Se midió con una regla a partir del disco del tallo hasta la punta de la raíz más larga.
- **Diámetro de bulbo:** Se determinó el diámetro del bulbo en la parte más ancha utilizando un vernier, con una precisión de ± 1 mm.
- **Peso fresco del bulbo:** Se pesó con una balanza granataría al momento del muestreo. Antes de pesarse se eliminó el suelo adherido sumergiendo los bulbos en un cubo de agua limpia.
- **Peso seco del bulbo:** Los bulbos muestreados se colocaron dentro de una bolsa de papel de estraza y se llevaron al laboratorio en un tiempo no mayor de 16 horas y se pusieron a secar con ventilación a una temperatura de 70°C hasta obtener un peso constante por un lapso de 24 horas. En los muestreos posteriores el secado de los bulbos se realizó a una temperatura de 70°C por un tiempo de 140 horas a fin de obtener un peso constante.
- **Peso fresco de raíz:** Las raíces de cada planta se cortaron con una navaja a la altura de la base del tallo; se lavaron con agua limpia para eliminar el suelo que venía adherido y se pesaron en el sitio utilizando una balanza granataría.
- **Peso seco de raíz:** De igual forma que en el caso anterior se separaron las raíces del bulbo eliminando los restos del suelo sumergiendo las raíces en un cubo de agua limpia, se colocaron en bolsas de papel de estraza y se llevaron al laboratorio en un tiempo no mayor de 16 horas. Se pusieron a secar con ventilación en estufa a una temperatura de 70°C por un tiempo de 22 horas hasta obtener un peso constante. En los muestreos posteriores de raíces el

secado se realizó a una temperatura de 70°C por un tiempo de 66 horas a fin de obtener un peso seco constante.

2.7 Determinación del porcentaje de colonización micorrízica

Para la determinación de la colonización de la micorriza se seleccionaron dos plantas por cada unidad experimental, se colocaron en bolsas de polietileno y se llevaron al Laboratorio de Fitopatología de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán del Área de Ingeniería Agrícola de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Aislamiento de hongos MVA

Las raíces de las plantas muestreadas se lavaron con abundante agua para eliminar los residuos de suelo. Se cortaron con navaja segmentos de 0.5 mm de longitud del ápice hacia arriba y se tomaron al azar 10 segmentos procurando obtener una muestra representativa de las raíces de las plantas.

1. Los segmentos de raíz se colocaron en tubos de ensayo y se cubrieron con una solución de hidróxido de potasio al 10%. Posteriormente se colocaron en Baño María a 80°C durante 3 horas. Después de la incubación, se reemplazó la solución de hidróxido de potasio al 10 % con ácido clorhídrico al 1% (para amortiguar la alcalinización) y se incubaron durante 10 min.
2. Después de los 10 min de incubación, se decantó la solución de ácido clorhídrico al 1% y se agregó el medio de tinción (Azul Triplano al 0.05 % en lactoglicero) durante 5 min y posteriormente se lavó con agua corriente (Ferrera - Cerrato,1993).

Montaje de raíces

Las raíces aclareadas se colocaron en una caja de Petri con agua limpia. Posteriormente se acomodaron los segmentos de raíces una a una en un portaobjetos, con ayuda de dos agujas de disección; se colocaron 3 segmentos de 0.5 mm aproximadamente en paralelo. Sobre las raíces se agregaron gotas de lactoglicerol y después se colocó el cubreobjetos, cuidando de no formar burbujas. Cada laminilla se selló con esmalte para uñas. Para realizar la evaluación se observó al microscopio compuesto con un aumento de 10 y 40 x, efectuándose tres pasajes equidistantes por laminilla (Ferrera - Cerrato, 1993).



Fotografía 10. Materiales utilizados en laboratorio.



Fotografía 11. Tinción de raíces con azul Triplano.



Fotografía 12. Revisión de raíces en el estereoscopio.



Fotografía 13. Revisión de raíces en el microscopio óptico.

Para la determinación del porcentaje de colonización de hongos (MVA) en raíces, se siguió el método propuesto por Phillips y Hayman citado por Ferrera y González, (1993).

$$\% \text{ de Col./ Ves.} = \frac{\# \text{ de S. V}}{\# \text{ de S. T}} \times (100)$$

$$\% \text{ de Col./ Arb.} = \frac{\# \text{ de S. A}}{\# \text{ de S. T}} \times (100)$$

Donde :

Col. = Colonización

SV. = Segmentos con vesículas

SA. = Segmentos con arbusculos

ST. = Segmentos totales

El porcentaje de colonización permite establecer una relación entre la presencia de vesículas y arbusculos registradas en los hongos MVA, para establecer una relación entre el desarrollo de la simbiosis y la presencia de éstos en la raíz.

3 RESULTADOS

Altura de planta

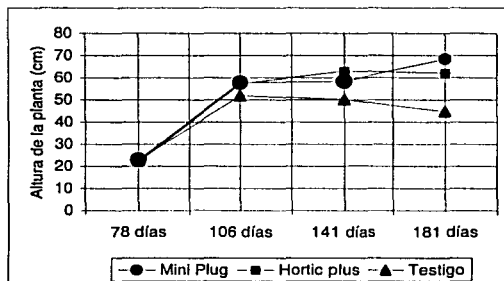
En el Cuadro 4 y la Figura 6 se presentan los resultados observados en la altura de planta a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 4. Altura de la planta a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	23.0 ± 1.78 a	57± 6.09 a	58.3± 6.91 a	68.5± 6.04 a
PHC™ HortiC Plus™	22.0 ± 2.43 b	57± 7.91 a	63.0± 6.99 a	62.2± 3.37 a
Testigo	23.0 ± 1.83 a	51± 6.36 c	50.2± 4.22 c	44.8± 3.18 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 6. Altura de planta a los 78,106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 días después del trasplante no se observaron diferencias estadísticamente significativas entre los 3 tratamientos, en la altura de la planta.

A los 106 días después del trasplante las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron una altura 10.2 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis

realizados con las pruebas de Tukey; no se observaron diferencias entre las plantas tratadas con Mini Plug y Hortic Plus.

A los 141 días las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron una altura 20.8 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada. Si bien en este muestreo las plantas tratadas con Hortic Plus, mostraron una altura de 8.0 % mayor que las plantas tratadas con Mini Plug, estas diferencias fueron significativas estadísticamente en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

A los 181 días, las plantas tratadas con hongos (MVA) presentaron una altura 45.8 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron altamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada. Las plantas tratadas con Mini Plug, mostraron una altura 10.1 % mayor que las plantas tratadas con Hortic Plus. Estas diferencias resultaron significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

Número de hojas

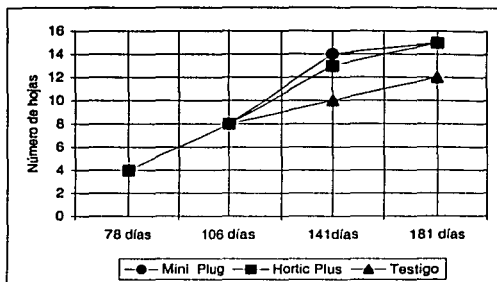
En el Cuadro 5 y la Figura 7 se presentan los resultados observados en el número de hojas a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Cuadro 5. Número de hojas a los 78,106,141 y 181 días después del transplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	4 ± 0 a	8 ± 0 a	14 ± 1.41 a	15± 6.04 a
PHC™ Hortic Plus™	4 ± 0 a	8 ± 0 a	13 ± 1.26 b	15± 3.37 a
Testigo	4 ± 0 a	8 ± 0 a	10 ± 2.38 c	12± 3.18 b

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 7. Número de hojas a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 y 106 días después del trasplante no se observaron diferencias estadísticas significativas entre los tres tratamientos en el número de hojas.

El número de hojas a los 141 días de las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) mostrarán 35 % mayor número de hojas en relación con las plantas testigo. En este muestreo las plantas tratadas con Mini Plug mostraron un número de hojas 7.6 % mayor que las plantas tratadas con Hortic Plus. Estas diferencias fueron estadísticamente diferentes en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

A los 181 días las plantas tratadas con hongos (MVA) presentaron un promedio 25 % mayor de hojas que las plantas testigo. Estas diferencias fueron altamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada. Las plantas tratadas con Mini Plug y Hortic Plus no mostraron diferencias estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada.

Longitud de raíz

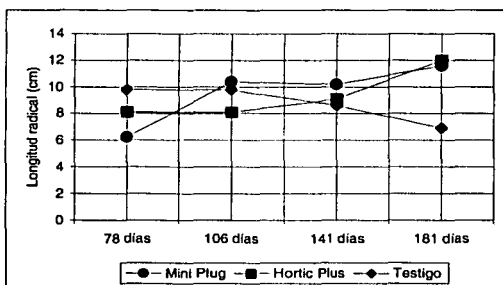
En el Cuadro 6 y la Figura 8 se presentan los resultados observados en la longitud de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 6. Longitud de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	6.2 ± 0.74 b	10.4 ± 3.1 a	10.2 ± 2.29 a	11.6 ± 3.41 a
PHC™ Hortic Plus™	8.1 ± 1.12 b	8.1 ± 1.83 b	9.1 ± 1.69 b	12.0 ± 1.76 b
Testigo	9.8 ± 0.74 a	9.8 ± 2.3 a	8.6 ± 1.40 c	6.9 ± 0.91 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 8. Longitud de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.



A los 78 días después del transplante las plantas testigo mostraron una longitud de raíz 27.0 % mayor que las plantas tratadas con hongos (MVA). Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con Hortic Plus, mostraron 30.6 % mayor longitud de raíz en relación con el tratamiento con Mini Plug.

Los resultados de la longitud de raíz a los 106 días fueron consistentes con los resultados obtenidos a los 78 días para el tratamiento Hortic Plus y el testigo, observándose que el tratamiento Mini Plug mostró una longitud de raíz 13.9 % mayor que las plantas con el tratamiento Hortic Plus y el testigo. Estas diferencias

fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

A los 141 días después del trasplante las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron una longitud de raíz 12.2 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con Mini Plug mostraron una longitud de raíz 12.0 % mayor que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días después del trasplante las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron una longitud de raíz 71.0 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con Hortic Plus mostraron una longitud de raíz 3.4 % mayor que las plantas tratadas con Mini Plug. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

Diámetro de bulbo

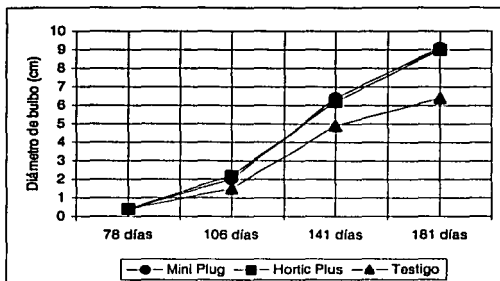
En el Cuadro 7 y la Figura 9 se presentan los resultados observados en el diámetro de bulbo 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 7. Diámetro del bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0.4± 0.05 a	2.0± 0.57 b	6.4 ± 0.58 b	9.1 ± 0.74 a
PHC™ Hortic Plus™	0.4± 0.13 a	2.2± 0.36 a	6.2 ± 1.24 c	9.0 ± 0.77 a
Testigo	0.4± 0.05 a	1.5± 0.26 c	4.9 ± 0.67 a	6.4 ± 0.47 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 9. Diámetro de bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 días después del trasplante no se observaron diferencias estadísticamente significativas entre los tres tratamientos, en diámetro de bulbo de la planta.

A los 106 días las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron un diámetro de bulbo 40 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre el diámetro de los bulbos de las plantas tratadas con Hortic Plus (10 % mayor diámetro de bulbo) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 141 días, los resultados del diámetro de bulbo de las plantas tratadas con hongos (MVA) mostraron 28.5 % mayor diámetro de bulbo que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre las plantas tratadas con Mini Plug (3.2 % mayor diámetro de bulbo) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días el diámetro de bulbo de las plantas tratadas con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron un 41.4 % mayor diámetro de bulbo en relación con las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente

significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con Mini Plug mostraron un 1.1 % mayor diámetro de bulbo que las plantas tratadas con Hortic Plus.

Peso fresco de bulbo

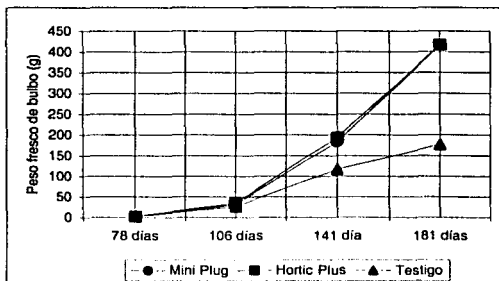
En el Cuadro 8 y la Figura 10 se presentan los resultados observados en el peso fresco de bulbo 78, 106, 141 y 181 días después.

Cuadro 8. Peso fresco del bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	2.5 ± 0.40 b	31±10.0 b	183.9±22.9 b	417.0± 78.15 a
PHC™ Hortic Plus™	2.6 ±1.16 a	34±8.83 a	193.9± 49.9 b	416.9± 72.72 a
Testigo	2.5±0.40 b	26± 9.71c	117.0± 9.02 c	176.8± 34.48 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 10. Peso fresco de bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.



A los 78 días después del trasplante para el tratamiento Mini Plug y el testigo, las plantas mostraron un peso fresco de bulbo de 3.8 % menor que el tratamiento Hortic Plus. Estas diferencias resultaron significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso fresco de bulbo entre los tratamientos con Hortic Plus (4 % mayor peso fresco de bulbo) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 106 días después del trasplante las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) mostraron 25 % mayor peso fresco de bulbo que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso fresco de bulbo entre los tratamientos con Hortic Plus (9.6 % mayor peso fresco de bulbo) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 141 días después del trasplante se observó que el promedio del peso fresco de bulbo de las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) fue 61.4 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con el tratamiento Hortic Plus mostraron 5.46 % mayor peso fresco de bulbo que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 181 días el peso fresco del bulbo de las plantas inoculadas con hongos (MVA) fue en promedio 135.8 % mayor que el peso fresco de bulbo de las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizadas con las pruebas de Tukey. En este muestreo no se observaron diferencias significativas entre las plantas tratadas con Mini Plug y las plantas tratadas con Hortic Plus.

Peso seco de bulbo

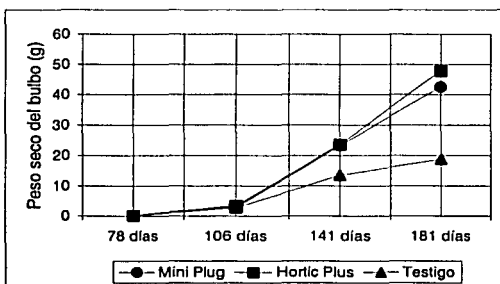
En el Cuadro 9 y la Figura 11 se representan los resultados observados del peso seco del bulbo de las plantas a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 9. Peso seco del bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0.2± 0.08 a	3.0± 0.83 b	23.3± 3.41 a	42.5± 8.66 b
PHC™ Hortic Plus™	0.2± 0.07 a	3.4± 0.93 a	23.6± 8.97 a	47.8± 9.59 a
Testigo	0.1± 0.03 b	2.8± 0.82 c	13.5± 2.54 c	18.8± 4.95 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 11. Peso seco del bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 días el peso seco del bulbo para las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) mostró un peso seco del bulbo 100 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo no se observaron diferencias estadísticas entre el peso seco del bulbo de las plantas tratadas con Mini Plug y Hortic Plus.

A los 106 días después del trasplante los tratamientos con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron 14.2 % mayor peso seco de bulbo que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias

significativas entre el tratamiento con Hortic Plus (13.3 % mayor peso seco de bulbo) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 141 días después del trasplante las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) fue 73.7 % mayor peso seco de bulbo que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron significativas en los análisis realizados con las pruebas Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre el tratamiento con Hortic Plus (1.2 % mayor peso seco de bulbo) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 181 días después del trasplante las plantas tratadas con hongos (MVA) mostraron 140 % mayor peso seco de bulbo que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas Tukey. En este muestreo las plantas tratadas con Hortic Plus mostraron 12.4% mayor peso seco de bulbo que las plantas tratadas con Mini Plug.

Peso fresco de raíz

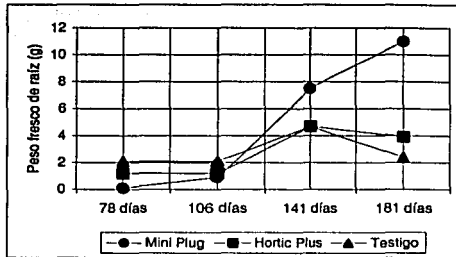
En el Cuadro 10 y la Figura 12 se presentan los resultados observados en el peso fresco de raíz de la planta a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 10. Peso fresco de la raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0.09 ± 0.06 c	0.9 ± 0.42 c	7.5 ± 1.01 a	11.0 ± 0.78 a
PHC™ Hortic Plus™	1.2 ± 0.01 b	1.2 ± 0.27 b	4.7 ± 1.53 b	3.9 ± 2.48 b
Testigo	2.1 ± 0.02 a	2.1 ± 0.68 a	4.7 ± 1.12 b	2.4 ± 0.98 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 12. Peso fresco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 días después del trasplante plantas testigo mostraron 69.2 % mayor peso fresco de raíz que las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA). Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey.

A los 106 días después del trasplante las plantas testigo mostraron un peso fresco de raíz 50 % mayor que las plantas inoculadas con hongos (MVA).

Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observó diferencias significativas en el peso fresco de raíz con el tratamiento Hortic Plug (33 % mayor peso fresco de raíz) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 141 días después del trasplante las plantas tratadas con inoculados de hongos (MVA) fue 29.7 % mayor peso fresco de raíz que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso fresco de raíz entre el tratamiento con Mini Plug (59.5 % mayor peso fresco de raíz) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días después del trasplante se observó que el promedio del peso fresco de raíz de las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) fue (210.4 % mayor peso fresco de raíz) que las plantas testigo. Estas diferencias

resultaron significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso fresco de raíz entre los tratamientos con Mini Plug (182.0 % mayor peso fresco de raíz) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

Peso seco de raíz

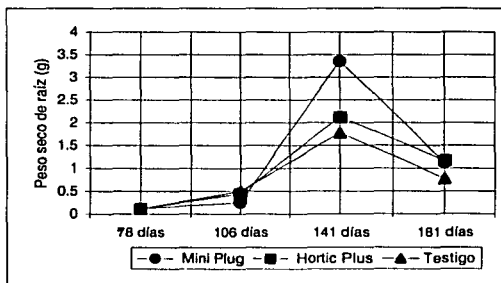
En el Cuadro 11 y la Figura 13 se presentan los resultados observados del peso seco de raíz de la planta a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Cuadro 11. Peso seco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0.125± 0.04 a	0.25± 0.13 b	3.35± 0.9 a	1.125 ± 0.28b
PHC™ Hortic Plus™	0.115± 0.08 b	0.45± 0.24 a	2.125± 0.36 b	1.175± 0.86 a
Testigo	0.115± 0.05 b	0.5± 0.45 c	1.775± 0.63 c	0.775± 0.39 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 13. Peso seco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.



A los 78 días después del transplante se observó que el tratamiento con Mini Plug fue en promedio 8 % mayor que el peso seco de raíz de las plantas con el tratamiento Hortic Plus y el testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada. En este muestreo

se observaron diferencias significativas en el peso seco de raíz entre los tratamientos con Mini Plug (8.6 % mayor peso seco de raíz) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 106 días después del trasplante las plantas testigo fue en promedio 30 % mayor que el peso seco de raíz de las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA). Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso seco de raíz entre el tratamiento Hortic Plus (43.2 % mayor peso seco de raíz) que las plantas tratadas con Mini Plug.

A los 141 días después del trasplante se observó que el promedio del peso seco de raíz de las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) fue 54.6 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas en el peso seco de raíz entre los tratamientos con Mini Plug (58.0 % mayor peso seco de raíz) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días después del trasplante las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) mostraron un peso seco de raíz 49.3 % mayor que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas de acuerdo a la prueba de Tukey realizada. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre las plantas tratadas con Mini Plug (2.5 % mayor peso seco de raíz) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

Colonización de vesículas

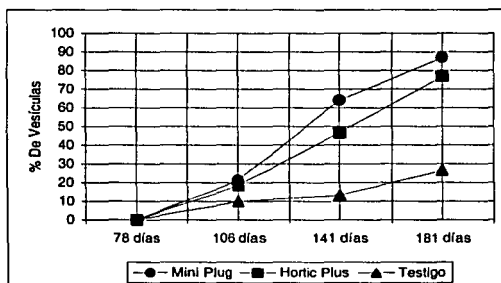
En el Cuadro 12 y Figura 14 se presentan los resultados observados en la colonización de vesículas en raíz de las plantas a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro 12. Colonización de vesículas presentes en raíz de las plantas a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0	21± 11.9 a	64 ± 31.66 a	87 ± 9.64 a
PHC™ Hortic Plus™	0	18± 10 b	46.6± 3.9 a	76.9± 20.3 a
Testigo	0	10± 1.3 b	13.3± 1.10 b	26.6± 3.44 b

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 14. % Vesículas presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del transplante.



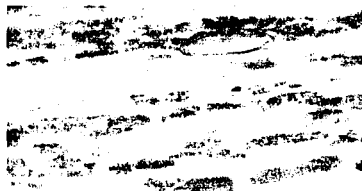
A los 78 días después del transplante no se observaron estructuras micorrízicas en ninguno de los tres tratamientos.

A los 106 días después del transplante los tratamientos con inoculantes de hongos (MVA) mostraron 95 % mayor cantidad de vesículas presentes en las raíces que las plantas testigo. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre las plantas tratadas con Mini Plug presentaron (16.6 % mayor cantidad de vesículas en las raíces) que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 141 días después del trasplante los tratamientos con los inoculantes de hongos (MVA) mostraron 316 % mayor presencia de vesículas en las raíces que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. En este muestreo se observaron diferencias significativas entre las plantas tratadas con Mini Plug mostraron (37.3 mayor cantidad de vesículas en las raíces) que plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días después del trasplante los tratamientos con inoculantes de hongos (MVA) mostraron 223 % mayor presencia de vesículas que en las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. Las plantas tratadas con Mini Plug presentaron 13.1 % más vesículas que las plantas tratadas con Hortic Plus. Estas diferencias fueron estadísticamente significativas.

En las fotografías números 14 a la 17 se observan las vesículas que estuvieron presentes en los tratamientos de inoculantes de hongos (MVA). En las fotografías 18 y 19 se presentan los cortes de raíz en las plantas testigo que muestran una ausencia de estructuras micorrízicas.



Fotografía 14. Arbúsculos y vesículas a los 105 días después del trasplante 10 x. (Mini Plug)



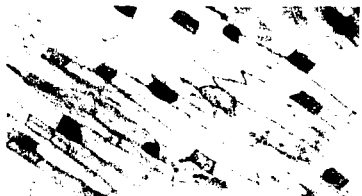
Fotografía 15. Arbúsculos y esporas a los 141 días después del trasplante 40 x. (Hortic Plus)



Fotografía 16. Esporas y vesículas a los 141 días después del trasplante 10 x. (Mini Plug)



Fotografía 17. Esporas a los 181 días después del trasplante 40 x. (Hortic Plus)



Fotografía 18. Plantas testigo a los 141 días después del trasplante 10 x.



Fotografía 19. Plantas testigo a los 181 días después del trasplante 40 x.

Colonización de arbusculos

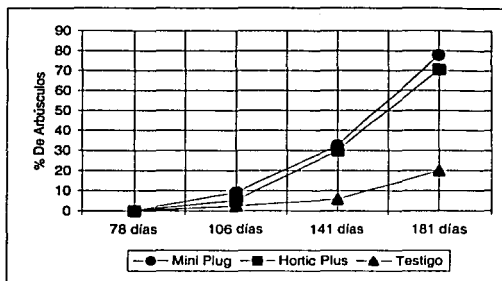
En el Cuadro 13 y la Figura 15 se presentan los resultados observados de la colonización de arbusculos en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Cuadro13. arbusculos presentes en raíz a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.

Tratamientos	78 días	106 días	141 días	181 días
PHC™ Mini Plug™	0	9.3 ± 1.77 a	32.5 ± 5.19 a	77.0 ± 8.76 a
PHC™ Hortic Plus™	0	5.3 ± 1.98 b	30 ± 6.97 a	70.6 ± 14.30 a
Testigo	0	2.4 ± 0.74 c	5.8 ± 0.70 b	20 ± 3.55 c

Los datos representan promedios de 12 plantas ± 1 desviación estándar. Los promedios con la misma letra no mostraron diferencias significativas estadísticamente. Promedios asignados por tres letras distintas (a,b,c) fueron estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 95 % de probabilidad.

Figura 15. Arbúsculos presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.



A los 78 días después del trasplante no se observaron estructuras micorrízicas en ninguno de los tres tratamientos.

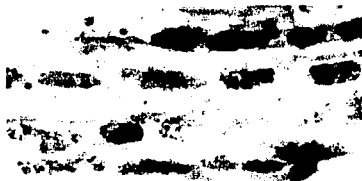
A los 106 días después del trasplante los tratamientos con hongos (MVA) mostraron 204 % mayor cantidad de arbusculos en las raíces que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. Las plantas tratadas con Mini Plug presentaron 75.4 % más arbusculos que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 141 días después del trasplante los tratamientos con hongos (MVA) mostraron 439 % mayor presencia de arbusculos en las raíces que las plantas testigo. Estas diferencias resultaron altamente significativas en los análisis realizados con las pruebas de Tukey. Las plantas tratadas con Mini Plug presentaron 6.6 % más arbusculos que las plantas tratadas con Hortic Plus.

A los 181 días después del trasplante las plantas tratadas con inoculantes de hongos (MVA) mostraron 269 % mayor presencia de arbusculos que en las plantas testigo. Estas diferencias resultaron significativas en los análisis realizados

con las pruebas de Tukey. Las plantas tratadas con Mini Plug presentaron 9.0 % más arbuscúlos que las plantas tratadas con Horti Plus.

En las fotografías números 20 a la 25 se observan los arbuscúlos que estuvieron presentes en los tratamientos de inoculantes de hongos (MVA). En las fotografías 26 y 27 se presentan los cortes de raíz en las plantas testigo que muestran una ausencia de estructuras micorrízicas.



Fotografía 20. Arbuscúlos a los 106 días después del transplante 10 x. (Mini Plug)



Fotografía 21. Arbuscúlos a los 106 días después del transplante 40 x. (Horti Plus)



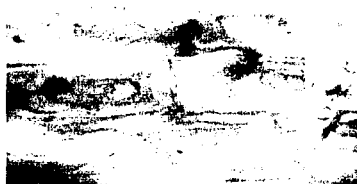
Fotografía 22. Arbuscúlos a los 141 días después del transplante 10 x. (Mini Plug)



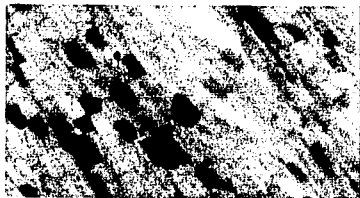
Fotografía 23. Arbuscúlos a los 141 días después del transplante 40 x. (Horti Plus)



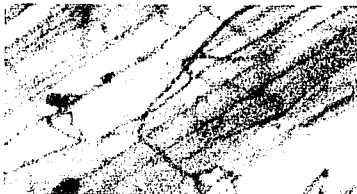
Fotografía 24. Arbuscúlos y micelio a los 181 días después del transplante 10 x. (Mini Plug)



Fotografía 25. Micelio a los 181 días después del transplante 40 x. (Horti Plus)



*Fotografía 26. a los 141 días después del
transplante 10 x.*



*Fotografía 27 a los 181 días después del
transplante 40 x.*

4 DISCUSION

La necesidad de incrementar la calidad y cantidad de las cosechas agrícolas, propicia el uso de productos químicos como, fertilizantes, fungicidas y herbicidas, lo cual tiene como consecuencia la contaminación y el progresivo agotamiento de los suelos.

Por lo anterior el presente trabajo se ha centrado en el uso alternativo de microorganismos benéficos que promueven el crecimiento y dan protección a las plantas contra organismos patógenos, por ejemplo los hongos micorrízicos vesículo arbusculares (MVA), a través de asociaciones mutualistas.

Los resultados encontrados en este trabajo demuestran que el uso de productos comerciales formulados con este tipo de microorganismos puede contribuir sustancialmente a mejorar los rendimientos y la calidad de la cebolla, y a su vez enriquecer el suelo.

Una pregunta que surge con frecuencia al analizar las formas aplicación de hongos (MVA) es la factibilidad de hacer esta práctica a través del sistema de riego, ya sea que se trate de riego por goteo o por aspersión. Esta pregunta surge principalmente cuando se trata de cultivos de granos, los cuales a diferencia del tomate, el chile, el jitomate o la cebolla se siembran en forma directa por ejemplo el maíz, el trigo o incluso la calabaza, el frijol o el melón.

Si bien algunos agricultores aplican estos inoculantes en esta forma, esta práctica no es recomendable por varias razones. La primera y posiblemente la más importante, es que debido al gran tamaño de las esporas de los hongos (MVA) el inoculante queda atrapado en la superficie del suelo y no puede bajar hasta la zona radical. Esto hace que las esporas queden expuestas a los rayos del sol y que sean desativadas rápidamente.

La única forma correcta de aplicar este tipo de inoculantes en campo es mediante un sistema de inyección al suelo, asegurando que el producto sea depositado en la rizósfera y quede en contacto directo con las raíces jóvenes. Este tipo de práctica se utiliza frecuentemente en especies leñosas o huertos establecidos; sin embargo la cantidad de inoculante requerido suele ser alto y por lo tanto el costo suele ser elevado. Además las formulaciones de este tipo de productos tienen que tener una alta solubilidad a fin de no bloquear las boquillas de los inyectores.

Otra razón de mucho peso para evitar esta práctica en campo esta relacionada con la densidad de las plantaciones así como el ciclo del cultivo.

Cultivos como la cebolla cuya densidad de siembra excede las 30 o 40 plantas por m² requerirían entre 3 y 4 semanas para lograr la colonización, por lo que en estadíos tempranos del crecimiento inmediatamente después del trasplante, las plántulas no gozarían del beneficio de la micorrización.

Adicionalmente, la inoculación en campo está expuesta a factores de competencia, en donde las especies comerciales tienen que competir con los microorganismos nativos de menor vigor, esto le resta efectividad a la colonización con especies seleccionadas o cepas superiores. Por lo contrario, una inoculación en el semillero, como es el caso de la técnica utilizada en el presente trabajo, la presencia de una o dos esporas viables en una cavidad de las charolas de germinación puede ser suficiente para inocular una radícula joven recién emergida de la semilla. Adicionalmente, el uso de sustratos de crecimiento relativamente ausentes de microorganismos, garantiza una probabilidad de colonización más alta. A su vez, al contar con plántulas micorrizadas antes del trasplante, permite contar con plantas que resistirán mejor el estrés posteriormente al trasplante. Sobra decir que el costo del tratamiento realizado en esta forma resulta mucho más económico que el de inyección al suelo.

Otro posible método de inoculación con hongos (MVA), el cual es utilizado por algunos agricultores, es el de inocular la semilla, aplicando el producto mediante un pegamento que permita adherir las esporas a la semilla antes de sembrarla, como se hace con *Rhizobium* en el caso de las leguminosas. Sin embargo este método no suele ser efectivo, debido principalmente a que las esporas de los hongos (MVA) quedan adheridas a la testa de la semilla y las probabilidades de que estas entren en contacto con la radícula son mínimas, por no decir nulas.

Una de las principales limitantes en el uso de los inoculantes micorrízicos ha sido el elevado costo de fabricación y comercialización de estos productos. Por lo tanto el uso actual de los mismos se restringe a cultivos de alto valor comercial como lo son las hortalizas, cuyo cultivo por otra parte se presta a la utilización de sistemas de propagación masiva en semilleros como se realizó en el presente trabajo.

En otros estudios (Botello, et al, 1993) realizados con especies de cítricos y en donde se comparó el efecto de inoculantes de diversas especies de hongos (MVA) se encontraron, al igual que en el presente trabajo, mayores tasas de crecimiento en las plantas tratadas con los hongos (MVA) que en las plantas testigo. Este mayor crecimiento estuvo relacionado con un mayor índice de área foliar, una mayor absorción de nutrimentos y agua. En este sentido, aunque en el presente trabajo no se hicieron determinaciones de contenido de nutrientes ni de índice de área foliar, es de suponer que el mayor diámetro de bulbo, así como mayor peso seco de las plantas micorrizadas observando en el presente trabajo, estuvo relacionado con un mejor aprovechamiento de los nutrientes del suelo, posiblemente el fósforo y el nitrógeno, así como otros micronutrientes. Desgraciadamente este tipo de determinaciones rebasa el alcance del presente trabajo. Sin embargo sí se observó que las plantas micorrizadas presentaron un número de hojas superior al de las plantas testigo, lo cual coincide con las observaciones de Botello et al (1993), así como el peso fresco mayor, lo cual

indica que las plantas micorrizadas absorbieron mayor cantidad de agua, posiblemente debido a una mayor masa radical.

Un fenómeno interesante que se observó en el presente trabajo en las primeras fases de crecimiento en el invernadero en el presente trabajo fue el mayor crecimiento en altura de las plantas testigo con relación a las plantas tratadas. Este fenómeno se revirtió bajo condiciones de campo, en donde las plantas micorrizadas mostraron un crecimiento mayor y más vigoroso que las plantas testigo (a partir del primer muestreo). Cabe señalar que en esta fase de crecimiento todos los tratamientos estuvieron bajo condiciones de sombra. Como se discutió anteriormente en el apartado "Revisión de literatura", el proceso de simbiosis entre el hongo y el hospedero depende de una producción de azúcares suficiente a través del proceso fotosintético, la cual es utilizada por el hongo para crecer y establecerse. En caso de que la radiación solar recibida por las plantas no haya sido suficiente para, por una parte constituir la fuente de carbohidratos requerida para a la vez alimentar al simbiote y abastecer el crecimiento apical y de las raíces, es probable que se haya establecido una competencia por estos recursos en las plantas micorrizadas, dando como resultado un menor crecimiento de las plantas tratadas en esta fase del crecimiento. Este fenómeno es frecuentemente observado en viveros forestales en donde se utiliza sombreo (Mojica, 2002 comunicación personal) y donde se observaba un menor crecimiento en la parte aérea de las plántulas el cual está acompañado por un mayor crecimiento del sistema radicular. Esto es muy frecuente, ya que en la propagación de plántulas forestales, por ejemplo, un mayor crecimiento de raíz es equivalente de una mayor calidad de planta.

Un factor crítico en el uso de este tipo de productos es el costo - beneficio que representa para el agricultor. Si bien en este trabajo no se planteó hacer un análisis exhaustivo de este parámetro, resulta interesante analizarlo brevemente, ya que de esto dependerá la adopción de este tipo de tecnología en la región.

Si consideramos que el costo promedio de estos productos fluctúa entre los \$ 3, 990 por 1 kg de Mini Plug y \$ 416 por 1 kg de Hortic Plus y se necesitan 160 gramos del primero y 1,250 gramos del segundo para inocular una hectárea de cebolla (250,000 plantas / ha) entonces la inversión sería de \$ 638 por hectárea de Mini Plug y \$ 520 para el Hortic Plus

Por otra parte, si tomamos en cuenta que se obtuvieron en promedio incrementos en el rendimiento de cebolla del orden de las 35 toneladas / ha del testigo vs 65 t / ha de las micorrizadas¹ a un precio aproximado de \$900 / t, por lo menos bajo las condiciones del presente trabajo se puede concluir que la inversión en este tipo de productos biológicos es muy rentable, esto sin tomar en consideración algunas otras ventajas adicionales como podrían ser, la mayor calidad y tamaño de bulbo que representaría más producción de cebolla de primera, así como el menor riesgo que existiría al presentarse factores adversos como una baja disponibilidad de agua o nutrientes.

Finalmente es importante señalar que el uso de este tipo de productos permite también la disminución en el uso de fertilizantes químicos, así como algunos fungicidas que presentan riesgos a la salud.

Por lo tanto consideramos que es conveniente continuar con este tipo de estudios en el futuro introduciendo algunas variables como podrían ser el análisis del efecto de estos productos bajo regímenes de estrés hídrico y nutricional donde posiblemente el efecto de los inoculantes en el rendimiento de este y otros cultivos se vea aumentado.

¹ Los rendimientos se estimarán de acuerdo al número de costales de 45 kg cosechados en cada parcela de 10 surcos de 100 m de largo por 55 cm de ancho y de 550 m² de superficie y extrapolado a 1 ha.

5 CONCLUSIONES

Bajo las condiciones prevalectientes en el presente trabajo se pueden derivar las siguientes conclusiones:

1.- Las plantas de cebolla inoculadas con hongos (MVA) presentaron un mayor crecimiento en altura, diámetro de bulbo, número de hojas, peso fresco y peso seco de bulbo y raíz que las plantas testigo.

2.- Las plantas inoculadas con los productos Mini Plug y Hortic Plus presentaron en promedio un peso fresco de bulbo al momento de la cosecha 135 % mayor que las plantas testigo.

3.- El uso de inoculantes micorrízicos comerciales puede ser una herramienta efectiva para incrementar los rendimientos en el cultivo de la cebolla v.c Copándaro en la región de Axochiapan del estado de Morelos.

4.- El uso de inoculantes micorrízicos comerciales puede ser una inversión altamente rentable para el productor de cebolla en la región de Axochiapan en el estado de Morelos.

6 LITERATURA CITADA

Abbot, L. K y Robson A.O. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular arbuscular mycorrhizas. Agric. Ecosystems and environment 35: 121-150.

Alexopoulos, C. J. y Mims, C. W. 1985. Introducción a la micología. Omega, Barcelona. 615.

Alvarez y Ferrera - Cerrato, R, 1994. Los Microorganismos del suelo en la estructura función de los agroecosistemas. Instituto de Recursos Naturales, Programa de Edafología, Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Allen, M.F, Moore T.M. y Christensen M.1982. Phytohormone changes in *Bouteloua gracilis* infected by vesicular - arbuscular mycorrhizae. II Altered levels of giberellin like substances and abscisic acid in the host plant. Canadian J. Bot. 60: 468- 471.

Anónimo. Los Municipios de Morelos,1987. Gobierno del Estado de Morelos. Pp. 5-14.

Arroyo, A., V. y Martínez, G. M. 1997. Efecto de la doble inoculación endomicorriza V.A. y Azospirillum en dos sitios del estado de México. Tesis de licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autonoma México.

Azcón - Aguilar, C., Barrea J.M. y Roldan Fajardo, B.E. 1984. Avances recientes en el estudio de las micorrizas V.A. II Factores que afectan su formación y función y aplicaciones prácticas en la agricultura. Anales de Edafología y Agrobiología 43 (5-6) 943-958.

Azcón - Aguilar C., Encina C. L., Azcón R.J. M.1984. Effect of arbuscular mycorrhiza or growth and development of annona cherimola micropropagated plants.

Barba, M. 1983. Prueba de campo de 4 fitoreguladores en el cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.) en Apodaca, Monterrey, Nuevo León. Tesis. Instituto Tecnológico Estudios Superiores Monterrey, División de Ciencias Agropecuarias y Marítimas. Monterrey, N. L. México.

Bethlenfalvai, G. J., Ulrich, J.M. and Brown, M.S.1982. Plant response to mycorrhiza fungi: Host, endophyte, and soil effects.

Bonafante - Fasolo, P. 1984. Anatomy and morphology of VA Mycorrhiza. En: VA mycorrhiza Fl. 6: 29 CRS Press, Boca Ratón.

Botello G.,J.J., R. Ferrera- Cerrato y Gonzalez – Chávez C.1993 Respuesta de *Citrus aurantium* a la inoculación de hongos endomicorrízicos arbusculares utilizando diferentes niveles de inóculo. Terra.11 (2) :178 – 184.

Brewster, J. L. 2001. Las cebollas y otros *alliums*, pp. 22-23. Editorial Acribia, S.A. Zaragoza (España) I.S.B.N: 84 200 0941 5.

Campbell, 1987. Ecología Microbiana, 2da edición. Universidad de Bristol, Blackwell Scientific Publications.

Carling, D. E y Brown, M. F. 1982. Anatomy and physiology of vesicular and nonmycorrhizal roots. Phytopathology 72: 1108 - 1114.

Claridades Agropecuarias, 1998. La cebolla una hortaliza ACERCA del mercado Agropecuario.

Collins, N. J. y Pflieger F. L. 1992. Vesicular - Arbuscular Mycorrhizae and cultural stresses. In: Bethlenfalvai, G. J. y Linderman, G.R. Mycorrhizae in sustentainable agriculture. Pp. 51-93. Ed. ASA Special Publication. N° 54, Madison, Wisconsin, USA.

Contreras, D. J. R. E. Becerril, L. M. Colinas y Santizo, R. A. 1997. Crecimiento y producción de fresa inoculada con *Glomus mosseae* aspergada con AG y fertilizada con NPK. Agrociencia. N° 2 : 165-169. Ed. Colegio de Postgraduados, Montecillos.

Cox G., A. D. Robson, A. D. 1980. The optimization of plant nutrition - Improving the efficiency of fertilizer utilization. Proc. Aust. Argon. Conf: 157-176.

Deacon. J. W. 1998. Introducción a la Micología Moderna. Dto. Microbiología. Universidad de Edimburgo. Ed. Limusa, México.

Edmond. L., Senn T. 1987. Principios de horticultura. Compañía Editorial Mexicana, S.A. México - España.

Estación Nacional de Frutas. 1995. Resultados Obtenidos en las investigaciones. Ministerio de Agricultura. La Habana, Cuba.

Ferrera - Cerrato, D. 1983. La micorriza en los diferentes agroecosistemas del Plan Zacapoaxtla Puebla. In: XVI Congreso Nacional de Microbiología. 24-28 de abril, chihuahua, chih. México.

Ferrera - Cerrato, R., M.C. González - Chávez y M.N. Rodríguez Mendoza. 1993. Manual de Agromicrobiología. Colegio de postgraduados. Montecillo, México.

Ferrera - Cerrato, R. y González - Chávez M. C. 1993. Importancia de la simbiosis endomicorrízica V. A. en los frutales En: Bioproducción de frutales a nivel vivero. P. 209. Sección de Microbiología de Suelos. Centro de Edafología C. P. Montecillo, México.

García, N. 1989. Respuesta de la cebolla (*Allium cepa* L.), a diferentes dosis de nitrógeno y fósforo bajo condiciones de campo de apodaca, Nuevo León. Instituto Tecnológico Estudios Superiores Monterrey. División de Ciencias Agropecuarias y Marítimas. Ing. Agrónomo en Producción, Monterrey, Nuevo León.

Gajón, S. 1990. Horticultura moderna Bratolóné Trucco, México.

Gavito, M.E. y Miller, M.H. 1998. Early phosphorus nutrition, mycorrhizae development dry matter partitioning and yield of maize. Plant and soil.

Gerdemann. L.W. y Trappe, L. M. 1974. The endogonaceae in the pacific northwest, mycol.

Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. 1982. The physiology of vesicular mycorrhizal roots. Plant Soil 71: 197-209.

Gianinazzi, S. A. Trauvelot y Gianinazzi-Pearson, V. 1990. Role and use of mycorrhizas in horticultural crop production. Adv. Horti. Sci. 4: 25 - 30.

González - Chávez R. y Ferrera-Cerrato. 1993. Uso de la Endomicorriza vesícula arbuscular (VA) y de la roca fosfórica en Naranja agro Australiano. In: simposio Internacional y II Reunión Nacional sobre agricultura sostenible. Pp.266-271. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. De México. 56230.

González - Chavéz R., Ferrera-Cerrato y Monter A.V. 1995. Substratos e inoculación en el crecimiento de plántulas micropropagadas de citrange troyer. In: XXVI Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo Cd. Victoria Tamps. p. 67

González - Chavéz, M.C. Y R. Ferrera - Cerrato. 1997. Interacción roca fosfórica-endomicorriza arbuscular en naranja agro. Terra. Vol. 14, pp. 23 - 26.

Graham, J.H., Syvertsen, J.P. y Smith, M.L. 1987. Water relations of mycorrhizal and phosphorus - fertilized non- mycorrhizal *Citrus* under drought stress. Pp. 411 - 419 New Phytol. 105:

Guajardo, M. 1990. Efecto de la distancia entre surcos sobre el rendimiento y el tamaño comercial de la cebolla (*Allium cepa* L.). Editorial trillas. Pp. 23 - 44.

Guenkov, G. 1989. Fundamentos de horticultura Cubana Instituto del libro. La Habana, Cuba. pp. 12- 28.

Gutiérrez, R. E. 1993. La micorriza vesículo- arbuscular *Glomus fasciculatum* como una alternativa de fertilización en el cultivo de chile serrano (*Capsicum annun*) en diferentes suelos de México. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Autonoma México, Facultad Estudios Superiores Cuautitlán, Izcalli, México.

Hanelt, P. 1990. Taxonomy, evolution and history. In: Rabinowitch, H.D. y Brewster, J.L. (eds), p. 1 - 26. Onions and Allied Crops Vol. 1. CRC Press, Boca Raton, Florida.

Halfacre, Barden. 1984. Horticultura, Editorial Limusa. México. p. 46 - 52.

Harley, J.L. y Smith. 1983. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, Londres. p. 101.

Hayman, D. S. 1984. Plant growth response to vesicular - mycorrhiza. VI. Effect of light and temperature. New Phytol. 73: 71 - 80.

Hayman, D. S. 1980. Influence of soils and fertility on activity of vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi: Phytopathology. 72: 1119 -1125.

Hepper, C. 1981. Regulación on spore germinación of the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus *Acaulospora laevis* by soil pH. Trans. Br. Mycol. Soc. 83 (1): 154 - 156.

Holguin, LL. L. 1983. Prueba de adaptación y rendimiento de 7 variedades de cebolla (*Allium cepa* L.) en la Hacienda Mamulique Municipio de Salinas Victoria, N. L. tesis

Holley, J. y Peterson, D.R.D.1979. Develepmet of vesicular - arbusculae mycorrhiza in bean roots, Can. J. Bot. 57: 1960 - 1978.

Jaen, C. D. 1989. Ecología y aplicación de los hongos endomicorrízicos V.A. en la producción agrícola In: R. Ferrera - Cerrato (Eds) Ecología de la raíz. Sociedad Mexicana de Fitopatología. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. De México. pp. 22 - 56.

Janos, P. D. 1984. Vesicular- Arbuscular Mycorrhizae effectin lowland tropical rain forest plant growth. Ecology 61: 151-162.

Kruckelmann, H, W. 1975. Diss. Naturwiss. Facultat Tech Universitat. Caroto - Wilhemlines. Brauschweig (Ph.D.Thesis, Brauschweig).

Lara, F.V. 1987. Estudio de la endomicorriza VA en los agroecosistemas de las zonas áridas y semiáridas del Altiplano Potosino-Zacatecano, Tesis Biólogo. Escuela Nacional Estudios Profesionales Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México.

Le Tacón. 1985. Las micorrizas una cooperación entre plantas y hongos. Mundo Científico 49:5: 776 - 784.

Lujan, F. 1981. Fechas de siembra variedades y fenología. Avances de Investigación Agrícola en Zonas de Riego y Temporal. Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos. INIA. México.

Marks, G. C. 1991. Casual morphology and evaluation of micorrizas. *Agric. Ecosistem Environ.* 35: 89 -104.

Maroto, B. 1993. *Horticultura herbácea especial de Mundi- Prensa.* Madrid, España.

Mc Graw, A. C. y Kormanik, P. 1982. Quantification of vesicle - arbuscular mycorrhizae in plant roots In: Shenck, N.C. (eds). *Methods and principles of mycorrhizal research.* The Phytopathological Society. Minnesota.

Morrel, G. 1985. *Hay dinero y salud en la cebolla variedad, clima y terreno, de síntesis,* Barcelona España.

Mortón, J. B. y Benny, G.L. 1984. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Zigomicetes*): a new order *Glomales*, two new suborders: *Glomineae* and *Gigasporineae*, and two new families, *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae*, with an emendation of *Glomaceae*. *Mycotaxon.* 37: 471 - 491.

Mosse, B. 1973. Advances in the study of vesicular- arbuscular mycorrhizae. *Rev. Phytopathol.* 11: 171 - 196.

Mosse, B. 1986. *Advances in the study of Vesicular- Arbuscular Mycorrhiza.*

Ocampo, L.A. 1980. *Micorrizas V. A. características generales.* In: *Anales de Edafología y Agrobiología.*

Nelson, S.D. 1987. Rooting and subsequent growth of wood y ornamental softwood cutting treated with endomycorrhizal inoculum. *J. Amer. Soc. Hortic. Sci.* 112: 263-266.

Palacios, M. S. Pliego y Shimada. 1992. Respuesta del jitomate a la inoculación con el hongo endomicorrizal *Glomus fasciculatum* durante su desarrollo en almácigo v

Memorias del siglo XXIII Congreso Nacional de Microbiología. Asociación Mexicana de Microbiología. Acapulco, Guerrero, México.

Pérez - Moreno, J. Ferrera - Cerrato, R. 1997. Mycorrhizal interactions with plants and soil organism in sustainable agroecosystems. In L. Brossard and R. Ferrera - Cerrato (eds). Soil ecology in sustainable agriculture. CRC Lewis Publishers. New York. Pp. 91- 112.

Perrin, R. 1990. Interactions between mycorrhizae and diseases caused by soil - borne fungi. Pp.158-161. Soil use and Management 6:189 - 195.

Pirozynski; K. A. y. Dalpé 1989. Geological history of the Glomaceae With particular Reference to mycorrhizal symbiosis. Symbiosis 7:1 - 36.

Plant Health Care, Boletín Informativo No.7 2001

Quintos, E. M. 1988. Efecto de la micorriza arbuscular (*Glomus sp*) en los daños causados por *Phymatotrichum omniborum* (shear) Duggar, sobre plantas de alfalfa y algodón. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.

Reyes, S. M. G. 1993. La micorriza vesículo arbuscular en la asociación soya- maíz con énfasis en la transferencia de fósforo y nitrógeno. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo. México.

Reld, C. P. 1984. Mycorrhizae: a root- soil interface in plant nutrition. En: Microbial-Plant Interactions. Soil society of America. Madison. WI. Pp. 29-50.

Ronald. M. Atlas, 1990. Microbiología fundamentos y aplicación. University of lousville, ed. Continental. México.

Rowell, F. M.1984. Aggregation of surfaces mine soils by interaction between VAM fungus and lignin degradation products of lespedeza. Plant and soil 80: 99- 104.

Ruíz.1985. Determinación de las fechas de siembra en la producción comercial de cebollas en la Comarca Lagunera INIA. Informe de investigaciones agrícolas, hortalizas, Centro de investigaciones agrícolas del Noreste. México.

Safir, G. R. 1990. Micorrizas arbusculo - vesicular y la productividad agrícola. Cap. 6. En: Peter, S.C. Biología de la productividad de cultivos. Ed. AGT. Editor. 201-217.

Secretaría de Agricultura y Recursos.1996- 2001. Proyecto de mejoramiento de las técnicas para la producción de hortalizas en el Estado de Morelos México. Pp. 17-24.

Sanders y Sheik, F.E.N. A. 1983. The development of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in plant root systems. Plant and soil 71: Pp. 223-246.

Sierverding, E. 1991. Vesicular arbuscular management in tropical agrosistem. Technical Cooperation. Federal Republic Germany. Eschborn, Alemania. P. 271.

Smith, S. E. y Read, D. J.1983. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press, San Diego.

Velasco, V. J. 1996. Efecto de vermicomposta e inoculación con endomicorriza arbuscular (*Glomus intraradix*) y *Azospirillum brasilense* en la producción de tomate de cáscara (*Phisalis Ixocarpa* Brot). Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. México.

Villalobos, S. R. I.1993. Potencial de micorriza vesículo arbuscular en la producción de chile (*Capsucum annum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L.) Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.

Walker, C. y Sanders, F. E. 1986. Taxonomia concepts in the Endogonaceae: III. The separation of Scutellospora gen. Nov. from Gigaspora Gerd y Trappe. Mycotaxon 27: 169-182.

7 ANEXOS

Análisis estadístico de la altura de planta a los 78,106, 141 y 181 días después del transplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	2680.1	893.4	17.56	0.001
Error	8	407.0	50.9		
Total	11	3087.0			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N ₀	Media	Desviación estándar
1	3	22.667	0.577
2	3	55.633	3.247
3	3	57.167	6.475
4	3	58.500	12.276

Desviación estándar ponderada	7.132
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de número de hojas a los 78, 106,141 y 181 después del transplante.

Fuente	G. L.	S.C.	C.M.	F	P
Tiempo	3	2680.1	893.4	17.56	0.01
Error	8	407.0	50.9		
Total	11	3087.0			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	4.000	0.000
2	3	8.000	0.000
3	3	12.333	2.082
4	3	14.000	1.732

Desviación estándar ponderada	1.354
Indice del error familiar	0.0500
Indice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de longitud radical a los 78,106,141 y 181 días después del transplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	7.07	2.36	0.70	0.576
Error	8	26.76	3.35		
Total	11	33.83			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	8.033	1.801
2	3	9.433	1.193
3	3	9.433	0.819
4	3	9.300	2.836

Desviación estándar ponderada	1.829
Indice del error familiar	0.0500
Indice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de diámetro de bulbo a los 78,106,141 y 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	114.209	38.070	48.55	0.000
Error	8	6.273	0.784		
Total	11	120.482			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	0.4000	0.0000
2	3	1.9000	0.3606
3	3	5.8333	0.8145
4	3	8.1667	1.5308

Desviación estándar ponderada	0.8855
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de peso fresco de bulbo a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	210238	70079	13.35	0.002
Error	8	41981	5248		
Total	11	252219			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	2.53	0.06
2	3	30.70	4.26
3	3	164.93	41.81
4	3	336.90	138.65

Desviación estándar ponderada	72.44
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de peso seco de bulbo a los 78, 106, 141, 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C	C. M	F	P
Tiempo	3	2535.9	845.3	12.45	0.002
Error	8	543.2	67.9		
Total	11	3079.1			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	0.167	0.0000
2	3	3.067	0.3606
3	3	20.133	5.747
4	3	36.367	15.442

Desviación estándar ponderada	8.240
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de peso fresco de raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	2535.4	845.1	12.42	0.002
Error	8	544.5	68.1		
Total	11	3079.9			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	0.193	0.047
2	3	3.083	0.3601
3	3	20.1	5.747
4	3	36.3	15.465

Desviación estándar ponderada	8.250
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de peso seco de raíz a los 78,106,141, 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	59.14	19.71	3.14	0.987
Error	8	50.25	6.28		
Total	11	109.38			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	1.130	1.007
2	3	1.400	0.624
3	3	5.633	1.617
4	3	5.767	4.594

Desviación estándar ponderada	2.506
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico de vesículas presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S. C.	C. M.	F	P
Tiempo	3	3687	1229	2.32	0.151
Error	8	4231	529		
Total	11	7918			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	0.193	0.000
2	3	13.083	6.52
3	3	30.20	29.27
4	3	46.73	34.87

Desviación estándar ponderada	23.00
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53

Análisis estadístico del porcentaje de arúsculos presentes en raíz a los 78, 106, 141 y 181 días después del trasplante.

Fuente	G. L.	S.C.	C.M.	F	P.
Tiempo	3	5734	1911	6.27	0.017
Error	8	2439	305		
Total	11	8172			

Individual 95% CIs de Media

Sobre la base de una desviación estándar ponderada

Nivel	N	Media	Desviación estándar
1	3	0.00	0.00
2	3	5.67	3.46
3	3	22.77	14.75
4	3	56.10	33.46

Desviación estándar ponderada	17.46
Índice del error familiar	0.0500
Índice del error individual	0.0126
Valor crítico	4.53