



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

ENSEÑAR LA EXPLOTACIÓN DE LA TIERRA, NO LA DEL HOMBRE

INSTITUTO DE HORTICULTURA

**SUSTRATOS Y HONGOS MICORRÍZICOS EN LA
PRODUCCIÓN DE NOCHEBUENA (*Euphorbia
pulcherrima* Willd. ex Klotzch)**



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES

T E S I S

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS EN
HORTICULTURA**

PRESENTA

CALLEJAS RUIZ BERTHA ANTONIA

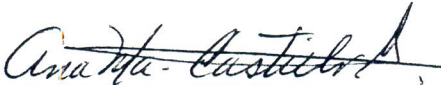
Chapingo, México. Junio, 2006.

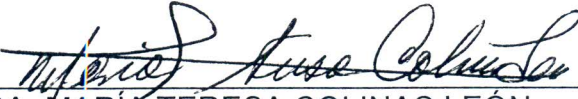


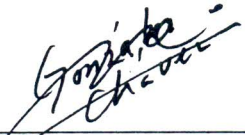
**SUSTRATOS Y HONGOS MICORRÍZICOS EN LA PRODUCCIÓN DE
NOCHEBUENA (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzch)**

Tesis realizada por Callejas Ruiz Bertha Antonia, bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

DIRECTOR: 
DRA. ANA MARÍA CASTILLO GONZÁLEZ

ASESOR: 
DRA. MARÍA TERESA COLINAS LEÓN

ASESOR: 
DRA. MARÍA DEL CARMEN GONZÁLEZ CHÁVEZ

ASESOR: 
M. C. JOEL PINEDA PINEDA

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el apoyo otorgado para realizar mis estudios de Maestría; y por el financiamiento de esta investigación en el proyecto Temperatura y Nutrición en la Pigmentación de Nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd). Clave 38340-B.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Programa de Horticultura, por la oportunidad de superación personal y profesional que me brindaron.

A la Dra. Ana María Castillo González, por la dedicación e interés en la dirección del presente trabajo.

A la Dra. María Teresa Colinas León, por el interés que mostró en todo momento, para llevar a cabo este trabajo

A la Dra. María del Carmen González Chávez, por su amistad, sus acertadas sugerencias y el apoyo que brindo durante la realización del presente trabajo.

Al MC. Joel Pineda Pineda, por sus acertadas sugerencias y comentarios durante la realización de este trabajo.

Al Ing. Andrés García Montero, por el apoyo incondicional que me brindó para realizar mis estudios de maestría, sus acertadas sugerencias y comentarios, y sobre todo, por exhortarme a culminar esta etapa profesional.

Al C. Dimitri Alexei García Callejas, por su colaboración durante el establecimiento de la fase experimental.

A los Q.F.B. Cecilio y Angela Barrera, y así como a los señores Toño, Tacho y Panchito, por su colaboración, en la realización de este trabajo.

A mi suegra la Sra. Hilda Montero Ramírez, por su gran apoyo y por realizar los tramites correspondientes para la culminación de este trabajo.

Y a todos aquellos que aportaron un granito de arena a este trabajo.

A mi esposo e hijo

Y a la memoria de mis abuelos

DATOS BIBLIOGRÁFICOS

La autora del presente trabajo es originaria de Huichapan, Hidalgo; donde, realizó sus estudios de educación básica y media superior. En junio del 2003 egresó de la Universidad Autónoma Chapingo, donde obtuvo el título de Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola. Durante su estancia en esta institución fue miembro del cuadro de honor; a demás, formó parte de la Rondalla Femenil Luz de Luna. El día 4 de noviembre del 2003 presentó su examen profesional , mismo que, aprobó por unanimidad de votos con mención honorífica. Su trabajo de tesis fue: "Identificación de un hongo entomopatógeno de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Homoptera: Spondyliaspidae) en Chapingo, México". Actualmente, labora en la Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera, en el Departamento de Evaluación de Insumos.

Índice General

	Pag.
ÍNDICE DE CUADROS.....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS.....	v
RESUMEN.....	vi
SUMMARY.....	vii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Nochebuena.....	3
2.2 Sustratos.....	4
2.3 Micorrizas.....	6
2.3.1 Morfología y fisiología de la micorriza arbuscular.....	7
2.3.2 Importancia y utilidad de los hongos micorrízicos arbusculares.....	8
2.3.3 Factores que afectan la colonización micorrízica.....	11
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	13
3.1 Localización	13
3.2 Material vegetal.....	13
3.3 Sustratos.....	13
3.4 Hongos micorrízicos.....	14
3.5 Diseño experimental.....	14
3.6 Tratamientos.....	15
3.7 Desarrollo del estudio.....	15
3.7.1 Trasplante e inoculación.....	15
3.7.2 Riegos.....	16
3.7.3 Fertilización.....	16
3.7.4 Control de plagas.....	16
3.7.5 Inducción floral.....	16
3.8 Evaluación de variables y metodologías.....	17

	Pag.
3.8.1 Altura de planta y diámetro del tallo.....	17
3.8.2 Contenido de azúcares solubles totales en la parte aérea y radical.....	17
3.8.3 Tiempo a inicio de pigmentación.....	18
3.8.4 Tiempo a floración.....	18
3.8.5 Número total de brotes, hojas y flores.....	18
3.8.6 Área foliar y área de la inflorescencia principal.....	18
3.8.7 Peso seco.....	19
3.8.8 Peso específico de las hojas.....	19
3.8.9 Contenido de clorofila en las hojas.....	19
3.8.10 Contenido de antocianinas en brácteas.....	20
3.8.11 Contenido de carotenoides en brácteas.....	21
3.8.12 Color en brácteas.....	21
3.8.13 Porcentaje de colonización micorrízica.....	22
3.8.14 Extracción nutrimental (N, P, K, Ca, Mg, Zn, B, Mo y Cu) en hojas.....	23
3.9 Análisis estadístico.....	23
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	24
4.1 Crecimiento de planta.....	24
4.1.1 Altura de planta.....	24
4.1.2 Diámetro del tallo.....	27
4.2 Contenido de azúcares totales solubles.....	27
4.2.1 Parte aérea.....	28
4.2.2 Parte radical.....	30
4.3 Pigmentación y floración.....	31
4.3.1 Inicio de pigmentación.....	31
4.3.2 Tiempo a floración.....	33
4.4 Número de flores, hojas y brotes.....	34

	Pag.
4.5 Área foliar y área de la inflorescencia principal (área de brácteas).....	36
4.6 Peso	39
4.6.1 Peso seco aéreo.....	39
4.6.2 Peso seco radical.....	39
4.7 Peso específico de las hojas.....	40
4.8 Contenido de Pigmentos.....	42
4.8.1 Contenido de clorofilas en las hojas.....	42
4.8.2 Contenido de antocianinas en brácteas.....	44
4.8.3 Contenido de carotenoides en brácteas.....	45
4.9 Color en brácteas.....	46
4.10 Extracción nutrimental	47
4.10.1 Nitrógeno.....	47
4.10.2 Fósforo.....	48
4.10.3 Potasio.....	49
4.10.4 Calcio.....	49
4.10.5 Magnesio.....	50
4.10.6 Hierro.....	51
4.10.7 Cobre y Zinc.....	52
4.10.8 Manganeseo.....	53
4.10.9 Boro.....	53
4.11 Porcentaje de colonización micorrízica.....	54
V. CONCLUSIONES.....	56
LITERATURA CITADA	
APENDICE	

Cuadro	Título	Pag.
12	Contenido de antocianinas y carotenoides en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	45
13	Color en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	46
14	Extracción de macronutrientes en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	51
15	Extracción de micronutrientes en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	52
16	Colonización micorrízica en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	55

Índice de cuadros

Cuadro	Título	Pag.
1	Composición y características físicas de los sustratos utilizados.....	13
2	Características químicas de los sustratos utilizados.....	14
3	Tratamientos aplicados.....	15
4	Altura y diámetro final de plantas de nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	26
5	Contenido de azúcares totales en la parte aérea de nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	29
6	Contenido de azúcares totales en la parte radical de nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	31
7	Inicio de pigmentación y floración en Nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	32
8	Número de flores, hojas y brotes en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	35
9	Área foliar y de la inflorescencia principal en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	38
10	Peso seco aéreo y radical y peso específico foliar en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	41
11	Contenido de clorofilas en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	43

Índice de figuras

Figura	Título	Pag.
1	Crecimiento de nochebuena cultivar Subjibi en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.....	25
2	Peso seco radical de plantas de Nochebuena 'Supjibi' roja en diferentes sustratos con fertilización química y biológica (hongos micorrízicos).....	40
3	Colonización micorrízica en Nochebuena 'Subjibi' roja.....	55

SUSTRATOS Y HONGOS MICORRÍZICOS EN LA PRODUCCIÓN DE NOCHEBUENA (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex. Klotzch)

RESUMEN

Debido a los altos costos de producción y a los diversos efectos contaminantes del uso indiscriminado de fertilizantes, es necesario buscar alternativas que sean económica, social y ecológicamente aceptables en la producción de plantas. Una de estas alternativas, es el uso de microorganismos que ayuden a la obtención de nutrimentos para las plantas mediante una relación de simbiosis. Este trabajo tuvo como objetivos determinar el efecto de tres sustratos (tierra de monte, turba y tezontle) en el establecimiento de la asociación micorrízica con dos cepas de hongos micorrízicos arbusculares (*Glomus mosseae* BEG 25 y *G. mosseae* BEG 132) en raíces de nochebuena y evaluar la respuesta de las plantas a la colonización (porcentaje) en los tres sustratos. Las variables evaluadas fueron altura de planta, diámetro del tallo, azúcares solubles totales, área foliar total y de la inflorescencia principal, peso seco foliar y radical, peso específico de hoja, número de flores, de hojas y de brotes, inicio de pigmentación e inicio de floración en plantas de nochebuena, contenido de clorofilas en hojas, contenido de carotenoides y antocianinas en brácteas, color en brácteas, extracción nutrimental y porcentaje de colonización. La nochebuena es una especie que responde a la colonización micorrízica, dado que sus raíces presentaron infección. Sin embargo, su efecto en el crecimiento, y desarrollo de las plantas no fue contundente. Los tratamientos con inoculación no superaron a los testigos ni a los tratamientos con fertilización.

Palabras-clave: *Glomus mosseae* BEG 25, *Glomus mosseae* BEG 132, crecimiento, días a floración, días a pigmentación.

**SUBSTRATES AND ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI IN THE
PRODUCTION OF POINSETTIA (*Euphorbia pulcherrima* Willd. ex.
Klotzch)**

ABSTRACT

Due to high production costs and the diverse polluting effects of the indiscriminate use of fertilizers, it is necessary to look for alternatives in plant production that are economically, socially and ecologically acceptable. One of these alternatives is the use of the microorganisms that help plants obtain nutrients through a symbiotic relationship. The object of this paper was to determine the effect of three substrates (topsoil, peat moss and tezontle volcanic rock) in the establishment of the mycorrhizal association with two arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus mosseae* BEG 25 and *G. mosseae* BEG 132) in the roots of poinsettia, and to evaluate the plants' response to the colonization (percentage) in the three substrates. The evaluated variables were plant height, the stem' diameter, total soluble sugars, total foliar area and main bract inflorescence area, foliar and radical dry weight, specific leaf weight, the number of flowers, leaves and buds, and the beginning of pigmenting and coloration, chlorophyll content in leaves, carotenoids and anthocyanins content in bracts, color in bracts, nutritional extraction and colonization percentage in the poinsettia. The poinsettia is a species that responds to mycorrhizal colonization, which is demonstrated by the fact that its roots presented infection. Nevertheless, its effect on growth and development was not significant and the inoculation treatments did not surpass that of the control treatment, or the fertilized treatments.

Key words: *Glomus mosseae* BEG 25, *G. mosseae* BEG 132, growth, days to flowering, days to coloration.

I. INTRODUCCIÓN

Euphorbia pulcherrima Willd. ex Klotzch, se conoce como nochebuena y es una planta nativa de México se reconoce mundialmente como una planta de ornato durante la época decembrina. Las principales zonas productoras de nochebuena en nuestro país se ubican en el estado de Morelos y Xochimilco, D.F. Recientemente, se está produciendo en Colima, Jalisco, México y Michoacán (Galicia-Jiménez *et al.*, 2001).

En México, no se tiene una cifra exacta de la producción de nochebuena; sin embargo, en el 2004 se reportaron 112.2 ha en riego y temporal, con un valor de la producción de \$ 125,576,560. Cabe aclarar que la superficie y producción de flores reportadas en esta publicación, no representan el total nacional, debido a que áreas cultivadas en el país relativamente pequeñas, podrían no estar integradas al seguimiento estadístico nacional (Anónimo, 2005).

Los altos costos de los insumos agrícolas, requeridos para la producción de ornamentales, como los fertilizantes y sustratos, son uno de los principales problemas que enfrentan los productores. Por ello y con el fin de incrementar la producción de plantas de alta calidad a bajos costos, se han intensificado las investigaciones tendientes a incorporar hongos micorrízicos y sustratos alternativos en la tecnología de producción.

Brundrett (2004) define a la micorriza como una asociación simbiótica (esencial para uno o ambos simbioses), entre un hongo (especializado para vivir en suelos y plantas) y la raíz (u otro órgano) de una planta viva, que es primariamente responsable de transferir nutrimentos.

Esta asociación proporciona beneficios a ambos organismos, posibilita mediante mecanismos bioquímicos mayor absorción de nutrimentos, fósforo principalmente, además de magnesio, calcio, potasio, azufre, hierro, cobre, boro, manganeso y zinc; así también, ayuda a las plantas en la adquisición de agua (Biermann, 1981; González-Chávez, 1993).

Plantas con raíces colonizadas por hongos micorrízicos son menos susceptibles a enfermedades y pueden ser más productivas bajo ciertas condiciones ambientales de desarrollo, que plantas sin micorrizas (Smith y Read, 1997).

La producción exitosa de plantas ornamentales de alta calidad en maceta, requiere de un conocimiento y comprensión del ambiente único encontrado en la maceta y cómo éste se afecta por las propiedades físicas y químicas de los sustratos que se utilizan. Un sustrato adecuado debe tener propiedades físicas benéficas como son: aireación, drenaje, retención de agua y baja densidad aparente. La mayoría de los sustratos que se utilizan en la producción de plantas ornamentales consisten en una combinación de componentes orgánicos e inorgánicos (Cabrera, 1999).

OBJETIVOS

Por lo antes expuesto, este trabajo se planteó con los siguientes objetivos:

- a) Determinar el sustrato más adecuado para el desarrollo óptimo de la asociación micorrízica planta de nochebuena: hongo arbuscular.
- b) Evaluar la respuesta de la planta de nochebuena a la micorrización.
- c) Determinar cuál es la mejor cepa micorrízica para la planta de nochebuena.

HIPÓTESIS

La asociación simbiótica entre la planta y el hongo micorrízico arbuscular, mejora la calidad de la nochebuena, por un aumento en la absorción de nutrimentos.

La micorriza se desarrolla mejor en turba, ya que tiene menor contenido de fósforo que los otros sustratos.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Nochebuena

La nochebuena se cultivó por los aztecas en México antes de la conquista. La planta nativa de Taxco, Guerrero fue llamada Cuetlaxochitl por los indígenas. Ellos hacían un colorante rojizo-púrpura de las brácteas, mientras que del látex hacían una preparación medicinal para contrarrestar la fiebre (Ecke *et al.*, 1990).

La nochebuena es una planta de día corto que florece cuando el período de oscuridad excede 12.5 h (Kristoffersen, 1969; Ecke *et al.*, 1990; Martínez, 1995), dependiendo del cultivar y la temperatura. En días cortos la iniciación floral es rápida.

Las estructuras florales de la nochebuena se llaman ciatios, los cuales consisten en una flor pistilada con numerosas flores estaminadas encerradas en un involucro (Shanks, 1994). Los colores son provistos por las brácteas (hojas modificadas) y unas pocas hojas verdaderas, y no por las flores. Las flores son minúsculas, de color amarillo claro y producidas en rosetas (Kristoffersen, 1969).

La temperatura óptima para el desarrollo vegetativo de esta planta es de 18 °C a 30 °C, de 16 °C a 30 °C durante la floración y de 4 °C a 5 °C como intervalo de temperaturas mínimas extremas (Martínez, 1995). Son plantas de alta intensidad luminosa y se debe proporcionar una cantidad máxima de luz solar siempre, a menos que se requiera alguna reducción por el calor en verano (Shanks, 1994). Las necesidades de esta planta son muy específicas. Para un buen desarrollo, requieren 4,000 a 6,000 pies candela de intensidad, toda la gama de colores de la radiación activadora de fotosíntesis de 400 nm a 700 nm (Martínez, 1995).

El cultivar Supjibi de la línea Gross Alemania está disponible en colores rojo y rosa. Sus brácteas son de las más grandes y tienen color rojo brillante. El

follaje es verde intermedio que no se cae fácilmente, además tolera temperaturas extremas. Tiene un hábito de crecimiento mediano, sus tallos y brotes son sumamente vigorosos y sus brácteas se dañan fácilmente en el transporte (Martínez, 1995).

La nochebuena ha sido cultivada en una amplia variedad de sustratos. Sin embargo, esta planta requiere un sustrato con 50 a 70 % de espacio poroso total (Martínez, 1995). Las características de mayor importancia de cualquier medio de cultivo para esta planta son: estructura física favorable y ausencia de constituyentes tóxicos, pH entre 5.5 y 6.5 (Ecke *et al.*, 1990).

2.2 Sustratos

El término sustrato se aplica en horticultura a todo material sólido distinto del suelo *in situ*, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radical. De esta manera el sustrato desempeña el papel de soporte para la planta (Abad *et al.*, 2004).

La función más importante de un sustrato es proporcionar un medio ideal para el desarrollo y crecimiento de las raíces de los cultivos (Bastida 1999). La finalidad de cualquier sustrato es producir una planta/cosecha de calidad y abundante en el período más corto y al mínimo costo de producción (Abad *et al.*, 2004).

La calidad del sustrato elegido es el principal factor del cuál depende el éxito de un cultivo en contenedor. Los actuales sustratos que se emplean para el crecimiento de plantas en maceta y contenedor tienen una composición muy variable, desde suelo mineral u otros componentes inorgánicos, hasta materiales orgánicos naturales o sintéticos, comúnmente se usan mezclas de ambos tipos de ingredientes, en proporciones variables (Ansorena, 1994; Cabrera, 1999).

Un medio de cultivo o sustrato debe diseñarse para aumentar al máximo su contenido de agua y aire (Cabrera, 1999), ya que el drenaje y aireación son esenciales para permitir un riego abundante, asegurar un sistema radical saludable y crecimiento vigoroso de la parte superior.

Comúnmente se utilizan mezclas de tres componentes: el medio estándar contiene partes iguales por volumen de suelo, musgo de pantano, perlita y vermiculita. Las cortezas y hojas composteadas pueden sustituirse por cualquiera de estos materiales, mientras que otros ingredientes pueden estar disponibles en forma local (Shanks, 1994).

Algunos de los materiales que se utilizan como sustratos son: tezontle, tierra de hoja de encino y turba (peat moss). El tezontle es un material barato que se encuentra en grandes depósitos derivados de la actividad volcánica. Presenta varios tamaños de partícula, mismos que pueden separarse con un tamaño de malla apropiado para obtener arena y grava (Bastida, 1999).

La hoja de encino es un material que presenta partículas de varios tamaños en diferentes etapas de descomposición. Además, es un sustrato que aporta nutrimentos. Se emplea comúnmente en el centro del país, donde existen bosques de encino (Bastida, 1999).

La turba es un sustrato que se extrae de depósitos de restos vegetales (principalmente musgo), descompuestos de modo incompleto a causa del exceso de agua y la falta de oxígeno, que se van depositando a través del tiempo. Las turbas son los componentes orgánicos que más se usan en los medios de cultivo de plantas que crecen en contenedor; sin embargo, pueden presentar algunos problemas como rápida descomposición, compactación severa, aireación reducida, difícil rehúmedación (Abad *et al.*, 2004).

Kaukovirta (1969) estudió el efecto de diferentes sustratos durante la propagación en crecimiento y floración de nochebuena 'Paul Mikkelsen'. Los resultados mostraron que las plantas enraizadas en turba fueron más

vigorosas, tuvieron entrenudos más largos, mayor número de hojas, además de mayor número y tamaño de brácteas que aquellas enraizadas en arena.

2.3 Micorriza

Frank, en 1885 acuñó el término micorriza derivado de los vocablos griegos *mike* y *rrhiza* que significan hongo y raíz. Una micorriza es una asociación simbiótica, no patogénica, permanente entre la raíz de una planta y un hongo especializado (Raina *et al.*, 2000).

El 90 % de las plantas, desde las talofitas a las angiospermas presentan esta asociación (Raina *et al.*, 2000). Se han estimado 2,500 especies de plantas que son micorrízicas, mientras que los hongos simbióticos micorrízicos comprenden cerca de 6,000 especies (Bonfante, 1994).

La micorriza se clasifica en siete categorías con base a sus características morfológicas, morfogénicas y fisiológicas: arbuscular, ectomicorriza, ectoendomicorriza, arbutoide, monotropoide, ericoide y orquidaceae (Smith y Read, 1997).

Los hongos micorrízico arbusculares (HMA) pertenecen a la División Glomeromycota, Clase de los Glomeromycetes. Schüßler¹ (2005) clasificó a las aproximadamente 150 especies conocidas en cuatro ordenes (Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales y Archaeosporales); ocho familias (Glomeraceae, Gigasporaceae, Acaulosporaceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae, Paraglomeraceae, Geosiphonaceae, Archaeosporaceae) y diez géneros (*Glomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Pacispora*, *Diversispora*, *Paraglomus*, *Geosiphon* y *Archaeospora*)

¹ <http://www.tu-darmstadt.de/fb/bio/bot/schuessler/amphylo/amphylogeny.html> (leído agosto, 2005)

2.3.1 Morfología y fisiología de la micorriza arbuscular

La micorriza arbuscular (MA) es la simbiosis más estudiada, debido a que involucra a la mayoría de las plantas vasculares donde se incluyen muchos cultivos y especies hortícolas (Raina *et al.*, 2000; Smith y Read, 1997).

La principal característica de la MA es la penetración intracelular por el hongo simbiótico en el cortex radical y la formación dentro de células del cortex de estructuras haustoriales ramificadas llamadas arbuscúlos. Estos son sitios de intercambio de nutrimentos entre los dos simbioses. En muchos casos se forman vesículas redondas a ovaladas de pared gruesa en las células radicales de la planta (Gupta *et al.*, 2000). La aparición de dichas estructuras depende del tipo de hospedero (Espinosa-Victoria, 2000).

La colonización de las raíces puede iniciar del crecimiento de hifas de esporas, de segmentos de raíz colonizados o de hifas (Smith y Read, 1997). La germinación de la espora es el primer paso en el ciclo de vida de los HMA, aunque pueden influir la dormancia de la espora, condiciones ambientales como: pH, temperatura, potencial hídrico, contenido nutrimental y actividad microbial del suelo. Hay evidencias de que metabolitos vegetales en los exudados radicales pueden jugar un papel importante en la regulación de la germinación de esporas y que algunos compuestos flavonoides pueden tener efectos estimulatorios (Giovannetti *et al.*, 1994).

Después de la germinación, las hifas siguen un modelo de crecimiento lineal, con ramificaciones perpendiculares regulares. En ausencia de un hospedero, el crecimiento hifal abandona el modelo de crecimiento original (lineal), adoptando un comportamiento irregular con reducido espaciamiento entre hifas (Giovannetti *et al.*, 1994).

Posteriormente se forma el apresorio, generalmente se considera el evento más decisivo en el reconocimiento y colonización de un hospedero. Se sabe poco acerca del fenómeno de adhesión de las hifas por el HMA a las raíces del hospedero, y de la naturaleza de las señales que inducen la formación

del apresorio. Los apresorios de los HMA son estructuras infladas y multinucleadas, las cuales varían en su número, forma y tamaño, dependiendo de las especies (Giovannetti *et al.*, 1994).

Después de la formación del apresorio en la superficie radical, el siguiente paso en el establecimiento de la simbiosis es el crecimiento de hifas infectivas. Del apresorio se origina una hifa infectiva, el haustorio, el cual se mueve intercelularmente en los tejidos del hospedero y forma un complejo de haustorios denominado arbúsculo, en particular en las células del cortex externo, es factible observar hifas simples así como algunos enrollamientos. Las hifas intercelulares que corren a lo largo de la raíz en el córtex central forman nuevos apresorios, dando lugar a la colonización secundaria. En este momento es factible observar estructuras de almacenamiento llamadas vesículas (Espinosa-Victoria, 2000).

Se observan cambios en la textura de la pared del hospedero ocasionalmente durante la penetración, lo cual sugiere actividades que degradan la pared celular. Estudios bioquímicos muestran que los HMA poseen limitadas actividades de celulasa y pectinasa (Giovannetti *et al.*, 1994).

2.3.2 Importancia y utilidad de los hongos micorrízicos arbusculares

Las ventajas conferidas a las plantas por las micorrizas son enormes incluyen incremento en la toma de nutrimentos, protección contra patógenos (hongos y nematodos), tolerancia a metales pesados, tolerancia a condiciones adversas como temperatura, alta salinidad, alto o bajo pH, participación en la agregación de partículas del suelo, incremento en la microflora de la rizósfera, alteraciones benéficas de reguladores de crecimiento, aumento en la toma de nutrimentos y agua (Gupta *et al.*, 2000), floración o fructificación más temprana, incremento en la producción de flores y frutos y prolongación de la vida en florero de flores de corte (Chang, 1996).

Los HMA benefician a las plantas, les permiten crecer y producirse en ambientes de estrés mineral. Esto se debe a la capacidad de los HMA para incrementar el volumen de exploración de suelo, por lo que los nutrimentos minerales se hacen disponibles a las plantas. Muchos HMA también tienen la capacidad de disminuir la toxicidad por aluminio y manganeso en las plantas que crecen en suelos ácidos (Clark y Zeto, 2000).

La colonización micorrízica puede afectar la nutrición mineral de plantas hospederas directamente por aumento en el crecimiento de la planta a través de la adquisición de nutrimentos por el hongo, o indirectamente por modificación en las tasas de transpiración y la composición de la microflora de la rizósfera (Marschner y Dell, 1994).

Plantas con HMA incrementan principalmente, la absorción de nutrimentos poco móviles o solubles (fósforo, zinc y cobre), lo cual se atribuye al crecimiento externo de micelio, mismo que actúa como una extensión de la superficie de absorción de la raíz que suministra una mayor cantidad de nutrimentos. El nutrimento que más aumenta en plantas micorrizadas es el fósforo (P), aunque también se mejoran las concentraciones de nitrógeno (N), azufre (S), calcio (Ca), magnesio (Mg), potasio (K), zinc (Zn), cobre (Cu) y manganeso (Mn), dando como resultado una respuesta en crecimiento (Mosse, 1973; Linderman, 1988). Los hongos micorrízicos han mostrado inducir incrementos en la producción de fitohormonas (citocininas, giberelinas y etileno) (Linderman, 1988).

La importancia del manejo de los HMA en viveros ornamentales radica en el hecho de que las plantas ornamentales crecen comercialmente en sustratos inertes o suelos fumigados, situación por la cual los HMA están ausentes. Debido a que estas plantas requieren de una gran cantidad de agua y nutrimentos, la fertilización abundante representa un alto riesgo de contaminación. La inoculación con HMA puede reducir el costo de fertilizantes, lo que repercute en ahorro de insumos en el vivero productor de flores y menor impacto ecológico al sistema suelo-planta (González-Chávez y Ferrera-Cerrato, 1994).

Sánchez *et al.* (1992) reportan que *Glomus mosseae* 43b en combinación con diferentes dosis de fertilización, indujo una coloración temprana y más homogénea de brácteas de nochebuena, en comparación con plantas que sólo fueron fertilizadas y el testigo. Los porcentajes de colonización encontrados fueron bajos (3.3-30 %), debido probablemente a los altos niveles de P en el sustrato y a las fertilizaciones realizadas.

Jaen y Ferrera-Cerrato (1988) observaron que los HMA promovieron un desarrollo y madurez fisiológica en los botones florales en crisantemo, al estimular una mayor absorción de nutrimentos; además de potenciar la altura y el diámetro de la flor.

Plántulas de mandarina Cleopatra y naranja dulce inoculadas con *Glomus etunicatum*, *G. mosseae* y *G. macrocarpum*, fueron más altas y sus hojas tuvieron mayor contenido de azúcares totales solubles, sacarosa, azúcares reductores, almidón y carbohidratos totales no estructurales por gramo de tejido, que plántulas no inoculadas, en suelos con poco fósforo (9-12 ppm). Las diferencias fueron significativamente más altas en hojas de plantas inoculadas, pero no en raíces. Sin embargo, hubo menos almidón y un leve incremento en azúcares reductores en raíces de plantas inoculadas (Nemec y Guy, 1982).

Hayman (1974) observó que los carbohidratos solubles no difieren en las raíces de plantas colonizadas o no con los HMA, mientras que Swaminathan y Verma (1979) reportaron incremento de azúcares solubles y almidón en raíces de plantas colonizadas con HMA, en relación a los encontrados en plantas no colonizadas.

Manjarrez *et al.* (2000), sugirieron que para la producción de inóculo micorrízico resulta necesario seleccionar sustratos que permitan el buen desarrollo de la planta hospedante, ya que el sustrato influye en el establecimiento de la simbiosis y la producción de propágulos fúngicos. Por su parte, González-Chávez *et al.* (2000), mencionaron que se necesita la

selección de sustratos adecuados que permitan el crecimiento de la planta y la expresión benéfica de la simbiosis micorrízica.

2.3.3 Factores que afectan la colonización micorrízica

A menudo se observa una depresión en los niveles de colonización de HMA en suelos con alto contenido de fósforo. El grado de depresión, no sólo depende de las especies de hongos, sino también del nivel de nitrógeno suministrado; particularmente en forma de amonio. Esto probablemente se relaciona a los bajos niveles de carbohidratos en la raíz y baja longitud total por planta (Marschner y Dell, 1994).

Biermann y Linderman (1983) mencionaron que la colonización y la toma de fósforo por HMA se reducen importantemente cuando las plantas crecen en medios con concentración de fósforo en la solución mayor a 4 a 5 ppm y que para algunos suelos, esto podría corresponder a 34 ppm de fósforo extractable (Olsen). Grant *et al.* (2005) mencionaron que suelos con suplemento de P que exceden los requerimientos del cultivo, pueden inhibir el desarrollo micorrízico.

Cuando las plantas son bien suplementadas con nutrimentos como el P, el grado de colonización de los HMA en las raíces tiende a disminuir (Gupta y Mukerji, 2000).

Biermann y Linderman (1983) encontraron que la colonización de las especies *Glomus mosseae*, *Acaulospora spinosa* y *G. fasciculatum* fue inhibida en medios de cultivo sin suelo mineral; la colonización micorrízica fue más baja en medios sin suelo, que en aquellos que contenían una proporción de arena; y el peso seco aéreo disminuyó en algunos casos en plantas inoculadas en medios sin suelo. Entre los medios de cultivo, probaron varios tipos de turba y todos tuvieron efecto inhibitorio en el desarrollo de MA comparados con el suelo.

Wang *et al.* (1993), reportaron que baja concentración de oxígeno, puede inhibir severamente la germinación de esporas de HMA y colonización radical, por lo que el sustrato ideal para favorecer la colonización micorrízica debería proveer un adecuado y balanceado suministro de agua y un abundante suministro de oxígeno para el crecimiento radical.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización

El experimento se estableció del 26 de junio al 10 de diciembre del 2004, en un invernadero tipo capilla de cristal del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México; el cuál está localizado entre los 19° 31' de latitud norte y los 98° 53' de longitud oeste, a una altitud de 2353 m (García, 1988).

3.2 Material vegetal

Se utilizaron esquejes enraizados de nochebuena de la variedad Supjibi roja, los cuales tenían una altura promedio de 8 cm y de dos a tres hojas desarrolladas. El material vegetal se obtuvo de la empresa Vivero Internacional, S.A. de C.V., ubicada en Tepoztlán, Morelos.

3.3 Sustratos

Se utilizaron tres sustratos, uno a base de tierra de monte (tierra de hoja de encino), el segundo a base de turba y uno mas de tezontle; su composición y características físico-químicas se muestran en los Cuadros 1 y 2.

Cuadro 1. Composición y características físicas de los sustratos utilizados.

Sustrato	Componentes del sustrato	Proporción v/v	Densidad		Capacidad de aireación % ¹	Porosidad total % ¹
			real	aparente		
			g/cm ³			
Tierra de monte	Tierra de hoja de encino, tezontle, turba y agrolita	9:3:2:2	1.48	0.516	10.28	52.51
Turba	mezcla de turba y vermiculita	2:1	0.83	0.203	1.13	75.01
Tezontle	Tezontle	1	2.14	1.056	22.46	27.13

¹Con base a volumen, determinado en macetas de 6" tipo azalea.

Cuadro 2. Características químicas de los sustratos utilizados

Característica	Turba	Tierra de monte
pH	5.33	6.44
CE dSm ⁻¹	0.31	1.15
MO %	32.50	45.20
N mg L ⁻¹	3.71	10.39
P mg L ⁻¹	0.92	1.30
K meq L ⁻¹	0.38	2.97
Ca meq L ⁻¹	1.48	7.06
Mg meq L ⁻¹	1.11	3.87
SO ₄ ⁼ meq L ⁻¹	3.41	8.62
Fe mg L ⁻¹	13.92	21.17
Cu mg L ⁻¹	0.18	0.27
Zn mg L ⁻¹	0.43	2.72
Mn mg L ⁻¹	2.07	19.33
B mg L ⁻¹	4.16	8.33

PH: potenciométrico; CE : Puente de conductividad en el extracto de la pasta, MO: calcinación, N : arrastre de vapor en extracto de pasta, P: fotolorimetría en extracto de pasta, K: espectrofotometría de emisión de flama en el extracto de la pasta, Ca, Mg, Fe, Cu, Zn y Mn espectrofotometría de absorción atómica en extracto de pasta, SO₄⁼ : turbidimetría en extracto de pasta, y B: fotolorimetría.

3.4 Hongos micorrízicos

Se utilizaron dos inóculos micorrízicos: *Glomus mosseae* BEG 25 y *G. mosseae* BEG 132, mismos que fueron proporcionados por la Dra. María del Carmen González Chávez investigadora de la sección de Microbiología del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

3.5 Diseño experimental

Se utilizó un factorial 4x3, con un diseño completamente al azar. Los factores y sus niveles de estudio fueron:

a) Nutrición con cuatro niveles: *G. mosseae* BEG 25, *G. mosseae* BEG 132, fertilización convencional y testigo absoluto (sin fertilización).

b) Sustrato con tres niveles: Tierra de monte, turba y tezontle.

3.6 Tratamientos

Se establecieron 12 tratamientos con 25 repeticiones (plantas). La unidad experimental fue de una planta. Dichos tratamientos se describen en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos aplicados en plantas de Nochebuena cultivar Subjibi roja.

Tratamientos	Descripción
1	Tierra de monte + <i>Glomus mosseae</i> BEG 25
2	Tierra de monte + <i>G. mosseae</i> BEG 132
3	Tierra de monte + Fertilización ¹
4	Tierra de monte
5	Turba + <i>G. mosseae</i> BEG 25
6	Turba + <i>G. mosseae</i> BEG 132
7	Turba + Fertilización
8	Turba
9	Tezontle + <i>G. mosseae</i> BEG 25
10	Tezontle + <i>G. mosseae</i> BEG 132
11	Tezontle + Fertilización
12	Tezontle

¹Fertilización: Solución nutritiva con Peters® de inicio (8-45-14) primer mes y medio, Peters® de crecimiento (7-40-17) el resto del ciclo.

3.7 Desarrollo del estudio

3.7.1 Trasplante e inoculación

El trasplante se realizó el 26 de junio de 2004 en macetas de 6 pulgadas tipo azalea. Al momento del trasplante, se inocularon las plantas de los tratamientos con hongos micorrízicos. Se pusieron 22 g de inóculo por planta, cada gramo contenía en promedio 37.9 esporas en el caso de *G. mosseae* BEG 25 y 31.43 esporas en el de *G. mosseae* BEG 132. El inóculo se colocó sobre el sistema radical (alrededor del cepellón del esqueje) y el sobrante en el agujero donde se trasplantó el esqueje.

3.7.2 Riegos

Se proporcionaron riegos con agua (pH ajustado a 6.1 con ácido sulfúrico) y solución nutritiva. Los riegos con agua se aplicaron en la primer semana a todos los tratamientos. Posteriormente, la solución nutritiva se aplicó en los tratamientos correspondientes a fertilización, se aplicaron aproximadamente 100 mL·maceta⁻¹. Durante los primeros 30 días, los riegos se hicieron cada tercer día, posteriormente fueron diarios.

3.7.3 Fertilización

Se preparó y se aplicó una solución nutritiva a base del fertilizante Peters®, como se hace en la producción comercial de nochebuena. Durante los primeros 20 días se aplicó a una concentración de 3.75 g·litro⁻¹ (8-45-14) y posteriormente a una concentración de 1 g·litro⁻¹ (7-40-17). Las aplicaciones se iniciaron a partir del 3 de julio de 2004.

3.7.4 Control de plagas

Mosquita blanca, mosca negra y araña roja fueron las plagas presentes durante el desarrollo del estudio. Para el control de mosquita blanca, se realizaron 2 aplicaciones foliares de Confidor® (imidacloprid) a una dosis de 3 mL·Litro⁻¹ a los 17 y 21 días después del trasplante (ddt). Para mosca negra, se aplicó el mismo producto en el agua de riego a dosis de 1 mL·Litro⁻¹ a los 52 ddt. Además, a los 30 ddt se colocaron trampas pegajosas amarillas para el control de ambas plagas. Para el control de la araña roja se realizaron dos aplicaciones de New-mectin® (abamectina) a dosis de 0.2 mL·Litro⁻¹ a los 66 y 73 ddt.

3.7.5 Inducción floral

Para inducir floración, se manejó un fotoperíodo de horas luz:oscuridad (10:14) de 19:00 a 9:00 h, por cubrimiento de las plantas con plástico negro.

Esta actividad se realizó a partir del 31 de agosto (66 ddt) hasta el final del experimento.

3.8 Evaluación de variables y metodologías

3.8.1 Altura de planta y diámetro del tallo

La evaluación de altura de planta se realizó cada 15 días a partir del 21 de julio hasta el 18 de noviembre de 2004. La altura se midió con una regla métrica en el brote más alto de cada planta. El diámetro del tallo se midió al final del experimento con un vernier, en la parte basal a una pulgada del cuello de la planta. Se usaron 10 plantas por tratamiento.

3.8.2 Contenido de azúcares solubles totales en la parte aérea y radical.

Para la evaluación de estas variables se realizó un muestreo en los meses de agosto, septiembre, octubre y diciembre.

Para la parte aérea, se tomaron muestras de hojas y tallos (principal y secundarios) en agosto y septiembre. Para octubre y diciembre se tomaron brácteas, hojas y tallos.

Para la extracción de azúcares, las estructuras se trituraron en pedazos muy pequeños, se tomaron 2 g del triturado y se hirvieron durante 5 minutos en 70 mL de etanol al 80 %. Posteriormente, se tomó 1 mL de este extracto. El cual se evaporó en baño maría, a fin de eliminar el alcohol; el residuo obtenido (azúcares totales) se recuperó en 50 mL de agua destilada.

Para la determinación de los azúcares, se utilizó el método de antrona descrito por Witham *et al.* (1971). Se tomó 1 mL de extracto con los azúcares totales, mismo que se colocó en un tubo de ensayo y se le agregaron 2 mL de agua destilada y 6 mL de reactivo de antrona (100 mL de ácido sulfúrico + 0.4 g de antrona), para acelerar la reacción se colocó en baño María por 3 min. Por último, a la muestra se le leyó la absorbancia en

un espectrofotómetro Spectronic 21D Milton Roy a una longitud de onda de 600 nm. La concentración de azúcares se calculó a partir de una curva patrón que contenía de 15 a 150 $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ de glucosa.

Para el caso de la parte radical, se tomaron segmentos de raíz de diferentes porciones y se realizó el mismo procedimiento que para la parte aérea a excepción de que el residuo de la evaporación se recuperó en 20 mL. Se tomaron 2 mL de este extracto y se agregó 1 mL de agua destilada. En ambos casos se utilizaron tres plantas por tratamiento.

3.8.3 Tiempo a inicio de pigmentación

Se evaluó el tiempo que las plantas tardaron en iniciar pigmentación a partir del transplante. Este se consideró cuando aparecieron las primeras manchas rojizas. Se utilizaron 15 plantas por tratamiento.

3.8.4 Tiempo a floración

Se evaluó el tiempo que tardaron las plantas en florecer a partir del transplante. El inicio de floración se consideró cuando aparecieron los primeros estambres. Se utilizaron 10 plantas por tratamiento.

3.8.5 Número total de brotes, hojas y flores

Estas variables se evaluaron al final del experimento. Para la determinación del número de estas variables, se contabilizó de manera visual cada estructura presente al momento de la evaluación, y para el caso de las hojas, también se contó el número de cicatrices en el tallo (hojas caídas) en 10 plantas por tratamiento.

3.8.6 Área foliar y área de la inflorescencia principal

Estas variables se evaluaron al final del experimento y para su medición se utilizó un integrador de área foliar de rodillo LI-COR modelo LI-3100. Para

medir el área foliar y el área de las brácteas de la inflorescencia principal, se separaron las hojas verdaderas presentes y las brácteas de la inflorescencia principal de la planta, eliminando los pecíolos en ambos casos. Se utilizaron tres plantas por tratamiento.

3.8.7 Peso seco

Para su evaluación se separó la parte aérea (tallos, hojas, brácteas y ciatios) y la radical. Cada uno de estos componentes se colocó en bolsas de papel, para posteriormente secarlos en una estufa de aire forzado a 70 °C por 48 h. Finalmente cada componente se pesó. Esta variable se evaluó al final del experimento y se utilizaron tres plantas por tratamiento.

3.8.8 Peso específico de las hojas

Se determinó mediante la relación peso seco foliar/área foliar, se utilizaron las mismas plantas que se usaron para evaluar el área foliar. Esta variable se evaluó al final del experimento en tres repeticiones por tratamiento.

3.8.9 Contenido de clorofila en las hojas

Para determinar el contenido de clorofilas a, b y total, se utilizó una hoja madura de la parte superior de la planta y se siguió la metodología descrita por Witham *et al.* (1971). Primero se pesó 0.1 g de tejido vegetal fresco de la parte media de la hoja, sin tomar la nervadura central. Este se cortó en pedazos pequeños y se colocó en 5 mL de acetona al 80% v/v; después de 24 h se maceró en un mortero, se filtró y se aforó a 10 mL con acetona. Se midió la absorbancia a 645 nm (clorofila a) y 663 nm (clorofila b) en un espectrofotómetro digital Genesys 10 UV. Como blanco se utilizó acetona. La evaluación se realizó al final del experimento en tres plantas por tratamiento.

La cantidad de clorofila en el extracto, se calculó de acuerdo a las siguientes fórmulas:

$$\begin{aligned}\text{mg}\cdot\text{g}^{-1} \text{ mf de clorofila a} &= [12.7 (A_{663}) - 2.69 (A_{645})] \times V / (1000 \times W) \\ \text{mg}\cdot\text{g}^{-1} \text{ mf de clorofila b} &= [22.9 (A_{645}) - 4.68 (A_{663})] \times V / (1000 \times W) \\ \text{mg}\cdot\text{g}^{-1} \text{ mf de clorofila total} &= [20.2 (A_{645}) + 8.02 (A_{663})] \times V / (1000 \times W)\end{aligned}$$

Donde:

A= lectura de la absorbancia

V= volumen final del extracto clorofila-acetona 80%

W= peso fresco de tejido en g

También se realizó una medición de manera directa en las hojas; para ello se hicieron tres mediciones en una hoja de la parte media de la planta y se registró el promedio. Para esto, se usó un medidor de clorofila portátil Minolta Spad 502. Este equipo mide la concentración relativa de clorofila por medio de la luz transmitida a través de la hoja a 650 nm (longitud de onda fotosintéticamente activa) y 940 nm (Sainz y Echeverría, 1998). Se realizó en tres plantas por tratamiento.

3.8.10 Contenido de antocianinas en brácteas

Se determinó en una bráctea completamente desarrollada de la inflorescencia principal. Se utilizó la metodología de Kannagara y Hansson (1998). Primero se pesó 0.1 g de tejido fresco de la parte media de la bráctea sin considerar la nervadura central; se maceró en un mortero con nitrógeno líquido, se agregaron 10 mL de ácido clorhídrico (HCl) al 0.1 N, se vertió en un tubo de centrifuga y se cubrió con papel aluminio para evitar la fotodegradación, se agitó por 10 min. Posteriormente, para clarificar se centrifugó la muestra a 13,000 revoluciones por minuto durante 15 min; una vez clarificada, se diluyó agregando 20 mL de HCl 0.1 N y se midió la absorbancia a 516 nm en un espectrofotómetro Spectronic 21D Milton Roy; como blanco se usó HCl 0.1 N. La evaluación anterior se realizó al final del experimento en tres plantas por tratamiento.

El contenido de antocianinas se calculó con la siguiente fórmula:

$$C = \frac{A \times V}{e} \times 100$$

Donde:

C= contenido de antocianinas $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ mf

A= lectura de absorbancia

V= volumen del extracto

e= coeficiente de extinción molar a 516 nm: $4.48 \text{ mM}^{-1} \text{ cm}^{-1}$

3.8.11 Contenido de carotenoides en brácteas

Se determinó en una bráctea de la inflorescencia principal. Para su cuantificación se usó el mismo procedimiento que el utilizado para obtener clorofila en hojas, sólo que en esta determinación, también se midió la absorbancia a 470 nm. La evaluación se realizó al final del experimento, en tres plantas por tratamiento. El contenido de carotenoides en $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ de m f se calculó con la siguiente ecuación:

$$C_{x+c} = \frac{1000 A_{470} - 1.82 C_a - 85.02 C_b}{198}$$

Donde:

C_{x+c} = contenido de carotenoides en $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ mf.

A= absorbancia a 470 nm

C_a = contenido de clorofila a

C_b = contenido de clorofila b

3.8.12 Color en brácteas

Esta variable se evaluó en la parte central de una bráctea madura de la inflorescencia principal sin tomar la nervadura central. Para su medición, se utilizó un espectrofotómetro X-Rite, el cual expresa el color en valores de L (luminosidad clarooscuro o croma), C (saturación del color) y H (ángulo de tono Hue). La evaluación se realizó al final del experimento en tres plantas por tratamiento.

3.8.13 Porcentaje de colonización micorrízica

Para su evaluación se utilizaron los siguientes métodos:

a) Método de tinción de raíz

Se utilizó el descrito por González-Chávez (1993). Las raíces libres de suelo, se colocaron en cápsulas esterilizables, mismas que se pusieron en un vaso de precipitado y se cubrieron con hidróxido de potasio (KOH) al 10 %; luego, se calentaron por 10 min a 10 libras de presión (clareo). El KOH se retiró y las cápsulas con las raíces se enjuagaron con agua destilada. Se agregó agua oxigenada (H_2O_2) al 10 % cubriendo las cápsulas durante tres min, se enjuagaron nuevamente con agua destilada (blanqueo). Después las cápsulas se cubrieron con ácido clorhídrico (HCl) al 10 % durante tres min y posteriormente se eliminó éste (acidificación), y sin enjuagar se procedió a la tinción.

Las cápsulas con las raíces se cubrieron con la solución colorante (azul tripano 0.05% en lactoglicerol), se calentaron por 10 min a 10 libras de presión (tinción); el colorante se eliminó y las raíces se decoloraron con glicerina 50 % limpia (decoloración).

b) Determinación del porcentaje de colonización micorrízica (Phillips y Hayman, 1970). En un portaobjetos se montaron paralelamente unos a otros 25 segmentos de raíz de 1 cm, y sobre ellos, se pusieron tres gotas de glicerina 50 % y por último se colocaron los cubreobjetos.

Posteriormente, la preparación se observó en un microscopio de luz transmitida con el aumento de 40 X. Se efectuaron tres pasajes equidistantes a lo largo de la laminilla, dando el valor de 1 al segmento que contenía hifas, vesículas y/o arbusculos. El porcentaje de colonización micorrízica total se obtuvo mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = \frac{N_c}{N_t} \times 100$$

Donde:

Nc= número de segmentos colonizados

Nt= número de segmentos totales

Esta variable se evaluó al final del experimento, en tres plantas por tratamiento.

3.8.14 Extracción nutrimental (N, P, K, Ca, Mg, Zn, B, Mo y Cu) en hojas

Para realizar esta evaluación se utilizaron las mismas hojas que las que se usaron para evaluar el área foliar. Éstas se lavaron tres veces (dos con agua potable y una con agua destilada). Se secaron en estufa de aire forzado a 70 °C por 48 horas y se molieron en un molino Arthur H. Thomas CO. Se homogeneizaron y se digestaron; para lo cual se pesaron 0.5 g de muestra de hoja seca y se colocaron en un matraz de digestión de 100 ml, se agregaron 4 ml de mezcla digestora (ácido sulfúrico y ácido perclórico), luego se adicionaron 2 ml de peróxido de hidrógeno al 30 %.

La concentración de nitrógeno se determinó por el método de MicroKjeldahl (Chapman y Pratt, 1973). El fósforo, por el método del molibdovanadato amarillo. El potasio por flamometría con un fotómetro de llama Corning 400. Las concentraciones de calcio, cobre, magnesio, zinc y manganeso, se determinaron en un espectrofotómetro de absorción atómica modelo UNICAM 989 AA Spectrometer. La concentración de boro se determinó por fotocolorimetría con el método de Azometina-H. Posteriormente, se realizaron los cálculos necesarios para cuantificar la extracción nutrimental. Esta variable se evaluó al final del experimento, en tres plantas por tratamiento.

3.9 Análisis estadístico

Se usó el paquete estadístico SAS versión 8, se realizó un análisis de varianza y comparación de medias de Tukey ($P=0.05$) para un diseño factorial.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Crecimiento de planta

4.1.1 Altura de planta

En la Figura 1 se muestran los resultados obtenidos de esta variable durante el ciclo del cultivo. En los diferentes tratamientos de manera general, se observa que el crecimiento en altura se incrementó hasta los 96 días en forma exponencial y después empezó a disminuir la tasa de crecimiento hasta los 131 días. Posteriormente se estabilizó conforme se alcanzó la altura máxima.

El crecimiento de nochebuena siguió un modelo sigmoidal, lo cual coincide con Fisher *et al.* (1996), quienes encontraron este modelo para describir el comportamiento del crecimiento de esta planta. El crecimiento presenta una curva de tres fases; una fase de alargamiento caracterizada por un incremento exponencial en longitud del tallo, una fase en la cual la elongación es casi linear y una fase de altiplanicie en la cual la tasa de elongación declina conforme la longitud del tallo alcanza un máximo asintótico.

Los factores nutrición y sustrato influyeron directamente en la altura final de forma altamente significativa (Apéndice 1). El mayor crecimiento (40.83 cm) se obtuvo en tierra de monte con fertilización, seguida de tezontle con fertilización (36.22 cm); en tercer lugar turba con fertilización y tierra de monte con *G. moseae* BEG 25, estadísticamente iguales entre sí. Las plantas con menor altura fueron las de turba (Cuadro 4).

En las plantas de los tratamientos en tierra de monte se observó mayor crecimiento en comparación con las de los otros sustratos. Las plantas con mayor crecimiento en cada sustrato fueron aquellas con fertilización. El crecimiento de las plantas con inóculo no fue superior al de las plantas con fertilización; sin embargo, fueron superiores al testigo excepto las de tezontle

con *G. mosseae* BEG 25 las cuales tuvieron el mismo crecimiento que las del testigo (Cuadro 4).

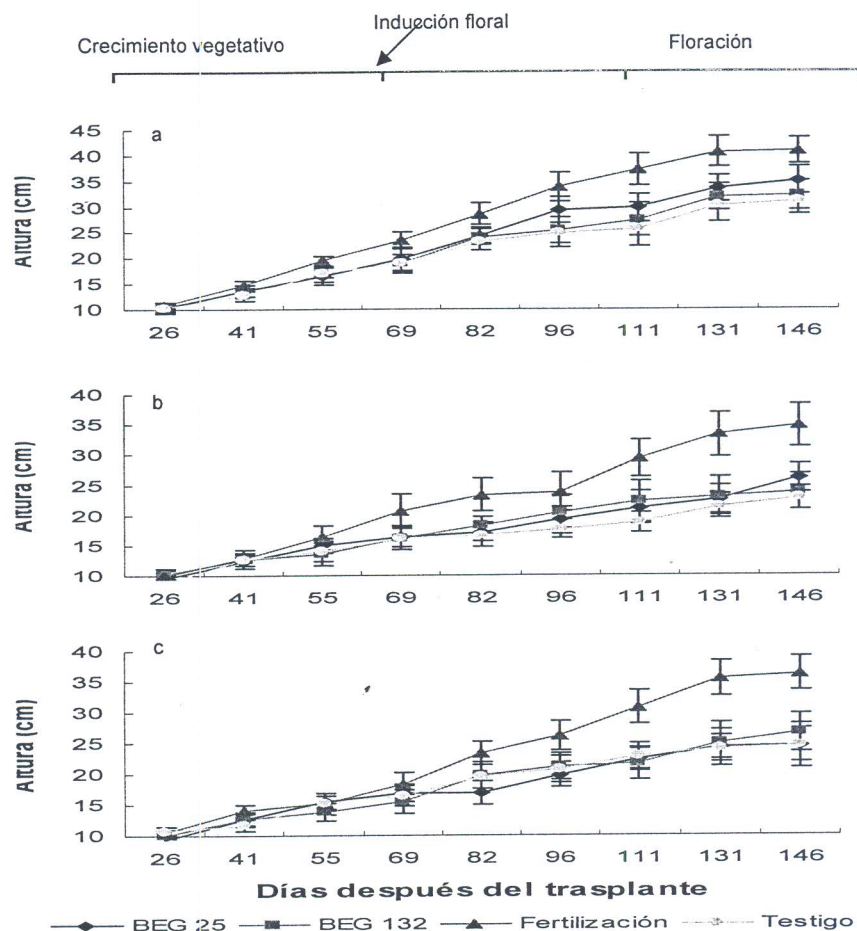


Figura 1. Crecimiento de plantas de Nochebuena 'Supjibi' roja en diferentes sustratos con fertilización química y biológica (hongos micorrízicos).

Sustratos	Hongos micorrízicos	Fertilización química
a) Tierra de monte	<i>Glomus mosseae</i> BEG 25	Peters® 8-45-14 (8-28 ddt)
b) Turba	<i>G. mosseae</i> BEG132	y 7-40-17 (29 ddt en adelante)
c) Tezontle		

Las plantas fertilizadas tuvieron una mayor altura, ya que como menciona Adams (2004), las plantas cultivadas en hidroponía tienen una pequeña o nula limitación en disponibilidad de nutrimentos y las concentraciones de éstos se mantienen más o menos constantes a través del tiempo. Estos resultados coinciden con los encontrados por Davies (1987) quien probó tres niveles de fertilidad (0, 1.2 y 4.2 kg/m³ de 18-6-12), dos sustratos (corteza – arena 4:1; mantillo-arena 1:1) y dos hongos micorrízicos (*G. mosseae*; *G.*

fasciculatum) en rosa y encontró el mayor crecimiento de las plantas en el nivel más alto de fertilidad.

La altura de las plantas en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 (35.01 cm) fue igual a la de las plantas en turba con fertilización (34.85). Éste resultado pudo deberse, por un lado a los beneficios que confiere la micorriza a la planta, como lo es un mejor y más rápido crecimiento, debido principalmente a una mejor nutrición (González-Chávez y Ferrera-Cerrato, 1994; Marschner y Dell, 1994); y por otro lado, la naturaleza del sustrato, ya que los sustratos orgánicos no son inertes, adsorben y liberan nutrientes, ya que tienen capacidad de intercambio catiónico (Adams, 2004). Pedraza-Santos *et al.* (2001) mencionaron que la inoculación con HMA incrementó significativamente la longitud en plantas de gerbera.

Cuadro 4. Altura y diámetro final de plantas de Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Altura final (cm)	Diámetro final (mm)
Tierra de monte		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	35.01 abc ^z	9.80 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	32.24 bcd	9.59 a
Fertilización	40.83 a	9.34 a
Testigo	31.09 bcde	9.18 a
Turba		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	26.10 de	9.29 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	23.80 de	9.06 a
Fertilización	34.85 abc	9.22 a
Testigo	22.71 e	8.78 a
Tezontle		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	24.58 de	9.86 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	26.61 cde	8.96 a
Fertilización	36.22 ab	9.66 a
Testigo	24.59 de	8.53 a
DMS	8.54	2.10

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.1.2 Diámetro del tallo

En el Apéndice 1, se observa que no hubo diferencia significativa para ninguno de los factores (nutrición, sustrato e interacción nutrición * sustrato). En el cuadro 4, se muestran los resultados obtenidos para esta variable y se observa que todos los tratamientos fueron estadísticamente iguales; sin embargo, numéricamente las plantas con mayor diámetro fueron las de los tratamientos inoculados con *G. mosseae* BEG 25 en tierra de monte (9.8 mm) y tezontle (9.86 mm), mientras que las plantas con menor diámetro fueron las de tezontle.

No se observaron diferencias significativas, probablemente por que el crecimiento del diámetro es mínimo pequeño y muy lento. Lo cual no permite apreciar diferencias.

4.2 Contenido de azúcares totales solubles

La toma de muestras para el análisis del contenido de azúcares totales solubles (ATS) se realizó entre los primeros 5 y 10 días del mes; correspondiendo agosto al crecimiento vegetativo, septiembre al inicio de inducción floral, octubre a la pigmentación de brácteas y diciembre a la plena floración.

Para el mes de octubre, no existieron diferencias significativas en los factores nutrición, sustrato, ni en la interacción nutrición*sustrato en la parte aérea, como tampoco en los meses de septiembre y diciembre en la parte radical (Cuadro 5 y Apéndice 1).

En los otros meses, el factor nutrición influyó en el contenido de ATS de forma altamente significativa, tanto en la parte aérea como en la radical, mientras que para la interacción nutrición*sustrato solo existió significancia en el mes de septiembre en la parte foliar (Cuadros 5 y Apéndice 1).

De manera general, las plantas con menor contenido de ATS tanto en la parte aérea como en la radical fueron las de los tratamientos fertilizados. Díaz (2002) mencionó que el aumento de N favorece la fotosíntesis y con ello la producción de azúcares, pero si es excesivo se induce demasiado crecimiento vegetativo que consume los fotosintatos, lo cual podría explicar el por qué el contenido de ATS en las plantas con fertilización fue menor y el crecimiento de estas fue mayor.

Se observó mayor contenido de ATS en la parte aérea que en la parte radical en los meses de septiembre, octubre y diciembre. En agosto el contenido de ATS fue mayor en la parte radical de las plantas en los testigos y en los tratamientos inoculados en turba y tezontle (Cuadros 5 y 6), ya que como mencionaron Smith *et al.* (1994) en la raíz se establece la simbiosis hongo-raíz y en sus inicios, la demanda de compuestos carbonados por el hongo es mayor en comparación con los estadíos de avanzado desarrollo.

4.2.1 Parte aérea

Se observó que el contenido de ATS se incrementó notablemente durante el crecimiento vegetativo (agosto a septiembre) y se redujo al iniciar pigmentación (septiembre a octubre). Al parecer esta reducción continuó a través del tiempo, en un menor grado. El menor contenido de ATS se obtuvo en los tratamientos con fertilización (Cuadro 5). Díaz (2002) mencionó que el aumento de N excesivo induce demasiado crecimiento vegetativo y consumo de fotosintatos. Este efecto se obtuvo en las plantas con fertilización las cuales presentaron mayor crecimiento y menor contenido de ATS.

Las plantas con mayor contenido de ATS (98.91, 92.07 y 97.52 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ mf.) en agosto fueron las de los tratamientos en tezontle, tierra de monte con *G. mosseae* BEG 132 y tierra de monte, respectivamente. Seguidos del tratamiento sustrato tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25. El menor contenido de ATS lo obtuvieron las plantas en turba con fertilización (Cuadro 5).

Las plantas en turba fueron las que tuvieron el mayor contenido ($976.5 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ mf) en el mes de septiembre, seguidas de las de turba con *G. mosseae* BEG 132 y las de tezontle con *G. mosseae* BEG 25. El menor contenido de ATS ($364.42 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ mf) se obtuvo en las plantas turba con fertilización (Cuadro 5).

En octubre, no hubo diferencias significativas entre tratamientos, aunque numéricamente el mayor contenido ($405.88 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ m f) se obtuvo en las plantas en tierra de monte. Mientras que en diciembre las plantas con mayor contenido fueron las de tezontle ($277.09 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ mf) y turba con *G. mosseae* BEG 132 ($266.89 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ mf), seguidas de los tratamientos en tezontle con *G. mosseae* BEG 25 y con *G. mosseae* BEG 132 (Cuadro 5).

Cuadro 5. Contenido de azúcares totales en parte aérea de Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Agosto	Septiembre	Octubre	Diciembre
	μg·g ⁻¹ m. f.			
Tierra de monte				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	89.20 ab ^z	616.64 bcde	222.99 a	229.02 abc
<i>G. mosseae</i> BEG 132	92.07 a	755.04 abcd	375.60 a	234.44 abc
Fertilización	69.10 abc	538.43 cde	345.51 a	175.16 abc
Testigo	97.52 a	806.28 abc	405.88 a	220.65 abc
Turba				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	81.75 abc	819.94 abc	302.45 a	170.85 abc
<i>G. mosseae</i> BEG 132	87.02 abc	864.27 ab	291.32 a	266.89 a
Fertilización	44.19 c	364.42 e	220.96 a	111.31 c
Testigo	87.99 abc	976.50 a	293.71 a	225.18 abc
Tezontle				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	78.59 abc	872.61 ab	274.79 a	263.70 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	77.72 abc	758.04 abcd	388.60 a	256.34 ab
Fertilización	45.96 bc	446.55 de	188.13 a	125.35 bc
Testigo	98.91 a	736.49 abcd	239.61 a	277.09 a
DMS	44.46	319.70	310.89	139.19

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

Conforme aumentó el desarrollo de las plantas, se incrementó el contenido de ATS en la parte aérea (agosto a septiembre). Posteriormente se observó una drástica disminución de ATS de septiembre a octubre, lo cual coincidió con el inicio de pigmentación y de floración, por lo que dicha disminución puede atribuirse a un gasto de fotoasimilados por parte de la planta para florecer.

4.2.2 Parte radical.

De manera general, el contenido de ATS en la parte radical disminuyó de agosto a septiembre. Mientras que de septiembre a octubre se incrementó y de octubre a diciembre disminuyó nuevamente. La nutrición influyó en esta variable, observándose mayor contenido de azúcares en los tratamientos inoculados con *Glomus mosseae* BEG 25 y los sustratos solos (Cuadro 5).

Para los meses de agosto y octubre, las plantas en tezontle tuvieron un mayor contenido de ATS ($184.83 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}\text{mf}$ y $133.71 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}\text{mf}$, respectivamente), seguidas de las plantas en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 en ambos meses. Alarcón (1997) reportó resultados similares (alto contenido en plantas testigo y en plantas con inoculación), los cuales atribuyó a una baja utilización en las plantas testigo y a una demanda de compuestos carbonados por el hongo en plantas con inóculo. Las plantas con menor contenido fueron las de tezontle con fertilización en agosto y octubre (Cuadro 5).

Para los meses de septiembre y diciembre, no hubo diferencias estadísticas entre los tratamientos; sin embargo, los mayores contenidos se obtuvieron en las plantas en tezontle con *G. mosseae* BEG 25 ($91.71 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}\text{mf}$) en septiembre y en las de turba ($113.28 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}\text{mf}$) en diciembre y los menores contenidos en las plantas en tezontle con fertilización en septiembre y las de turba con fertilización en diciembre (Cuadro 5).

En los tratamientos fertilizados el contenido de ATS fue menor, tanto en parte aérea como radical. Díaz (2002) mencionó que el aumento de N

favorece la fotosíntesis y con ello la producción de azúcares, pero si es excesivo se induce demasiado crecimiento vegetativo que consume los fotosintatos.

Cuadro 6. Contenido de azúcares totales en la parte radical de Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Agosto	Septiembre	Octubre	Diciembre
μg·g ⁻¹ m. f.				
Tierra de monte				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	216.16 ab	40.27 a	120.29 ab	36.24 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	66.14 abc	45.89 a	55.09 abc	52.55 a
Fertilización	46.55 bc	48.09 a	30.86 c	31.51 a
Testigo	82.56 abc	76.24 a	84.25 abc	47.03 a
Turba				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	138.97 abc	50.00 a	108.17 abc	60.70 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	151.85 abc	67.02 a	90.14 abc	42.90 a
Fertilización	41.52 bc	62.39 a	40.10 bc	26.37 a
Testigo	169.16 abc	80.70 a	89.31 abc	113.28 a
Tezontle				
<i>G. mosseae</i> BEG 25	156.14 abc	91.71 a	103.63 abc	58.42 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	97.95 bc	60.43 a	46.26 bc	54.96 a
Fertilización	44.06 c	39.28 a	29.41 c	32.28 a
Testigo	184.83 a	72.93 a	133.71 a	67.37 a
DMS	180.70	79.34	82.57	103.79

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.3 Pigmentación y floración

4.3.1 Tiempo a inicio de pigmentación

El tipo de nutrición y sustrato influyó de forma altamente significativa en el inicio de pigmentación.

En el Cuadro 7 se muestra el tiempo que tardaron las plantas en iniciar pigmentación. Se observa que las plantas que iniciaron pigmentación más pronto fueron las de tierra de monte a los 85 días después del trasplante (ddt), y las que tardaron más tiempo fueron las de turba con fertilización (99.67 ddt).

Las plantas que se inocularon pigmentaron más temprano que las plantas con fertilización. Los resultados obtenidos en inicio de pigmentación coinciden con el reporte de Sánchez *et al.* (1992) quienes mencionaron que los HMA inducen una coloración temprana y más homogénea en brácteas de nochebuena.

Cuadro 7. Inicio de pigmentación y floración en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Días a inicio de	
	Pigmentación	Floración
Tierra de monte		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	85.00 c	105.70 e
<i>G. mosseae</i> BEG 132	85.00 c	106.70 de
Fertilización	85.47 c	105.60 e
Testigo	85.00 c	107.50 cde
Turba		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	88.07 c	110.60 abcd
<i>G. mosseae</i> BEG 132	86.73 c	109.70 bcde
Fertilización	99.67 a	114.20 a
Testigo	88.07 c	112.90 ab
Tezontle		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	86.80 c	109.10 bcde
<i>G. mosseae</i> BEG 132	85.67 c	107.50 cde
Fertilización	92.40 b	111.30 abc
Testigo	87.33 c	109.00 bcde
DMS	3.38	4.38

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.3.2 Tiempo a inicio de floración

Los factores nutrición y sustrato influyeron de forma altamente significativa en el inicio de floración, mientras que el factor interacción nutrición * sustrato influyó de forma significativa (Apéndice 1).

En el Cuadro 7 se muestra el tiempo que tardaron las plantas en iniciar floración. Las plantas en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 y con fertilización florecieron más rápido que el resto (105.7 y 105.6 ddt, respectivamente). Las plantas que tardaron más tiempo en florecer fueron las de turba con fertilización (114.2 ddt). Las plantas con hongos micorrízicos florecieron ligeramente más rápido que el resto.

Las hormonas vegetales son importantes en el desarrollo de las plantas. En algunas especies las citocininas participan en la inducción de la floración; sin embargo, este papel aun no es muy claro, (Borkowska y Jankiewicz, 2003). Por su parte se ha demostrado que el etileno estimula floración en piña (Plich y Jankiewicz, 2003).

Barea y Azcón-Aguilar (1981) reportaron que extractos de cultivo de *G. mosseae* contienen sustancias con propiedades hormonales (giberelinas y citocininas). Koide (1991) mencionó que la colonización micorrízica altera la concentración de citocininas en el hospedero. Linderman (1988) por su parte mencionó que los HMA inducen incrementos en la producción de citocininas, giberelinas y etileno (Linderman, 1988). Lo cual sugiere que los HMA modifican las concentraciones hormonales favoreciendo floración.

Los resultados obtenidos en esta variable coinciden con los de Wang *et al.* (1993) quienes mencionaron que plantas de gerbera inoculadas con HMA florecieron significativamente más rápido. Scagel (2004) también encontró que flores arlequín en plantas inoculadas con HMA abrieron 7 a 8 días más pronto que plantas no inoculadas.

Las plantas con fertilización en sustrato a base de turba y tezontle tardaron más tiempo en florecer, lo cual pudo deberse a un gasto de fotoasimilados en crecimiento vegetativo.

Las citocininas son hormonas muy importantes, en algunas especies participan en la inducción de la floración; sin embargo, este papel aun no es muy claro (Borkowska y Jankiewicz, 2003). Por su parte los HMA han mostrado inducir incrementos en la producción de citocininas, giberelinas y etileno (Linderman, 1988; Koide, 1991). Barea y Azcón-Aguilar (1981) encontraron sustancias con propiedades de giberelinas y citocininas en extractos de cultivos de *G. mosseae*. La aceleración en pigmentación y floración de las plantas con HMA en esta investigación pudo deberse a cambios en la concentración hormonal.

Las variables inicio de pigmentación e inicio de floración tuvieron una alta correlación positiva (0.8157) (Apéndice 2), ya que como mencionaron Weiss y Shillo (1987) la pigmentación de las brácteas de nochebuena es controlada directamente por el desarrollo de los ciatios (flores).

4.4 Número de flores, hojas y brotes

El factor nutrición influyó directamente en el número de flores, hojas y brotes de forma altamente significativa. Mientras que el factor sustrato afectó de forma altamente significativa sólo el número de hojas. En contraste no existió significancia en la interacción nutrición*sustrato, en ninguna de estas variables (Apéndice 1).

De manera general, los tratamientos fertilizados promovieron mayor número de flores, hojas y brotes, mientras que los testigos presentaron menores cantidades. El sustrato tierra de monte con fertilización presentó mayor cantidad de flores (4.4), hojas (63.4) y brotes (4.5).

Los tratamientos con el menor número de flores fueron tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25, turba, turba con *G. mosseae* BEG 25, turba con *G. mosseae* BEG 132 y tezontle (Cuadro 8).

En cuanto al número de hojas, la mayor cantidad la presentaron los tratamientos con fertilización en tierra de monte (63.4) y tezontle (56), seguidos de turba con fertilización. Los tratamientos tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 y con *G. mosseae* BEG 132 tuvieron una cantidad menor de hojas respecto a los tratamientos fertilizados; sin embargo, fueron superiores al resto, entre los cuales no hubo diferencias estadísticas significativas (Cuadro 8).

Cuadro 8. Número de flores, hojas y brotes en Nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Flores	Hojas Número	Brotes
Tierra de monte			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	3.0 b ^z	38.6 bc	3.1 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	3.4 ab	38.8 bc	3.4 ab
Fertilización	4.4 a	63.4 a	4.5 a
Testigo	3.2 ab	35.9 c	3.4 ab
Turba			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	2.9 b	26.6 c	3.2 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	2.8 b	26.8 c	3.1 ab
Fertilización	3.5 ab	50.7 ab	3.8 ab
Testigo	3.0 b	28.1 c	3.2 ab
Tezontle			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	3.2 ab	31.0 c	3.4 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	3.4 ab	30.9 c	3.5 ab
Fertilización	4.0 ab	56.0 a	4.0 ab
Testigo	2.8 b	30.0 c	2.9 b
DMS	1.34	13.86	1.42

Medias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)
DMS= Diferencia mínima significativa

El desarrollo de brotes fue mayor en el sustrato tierra de monte con fertilización, el resto de los tratamientos tuvieron la misma respuesta entre sí; es decir, no hubo diferencias estadísticas entre ellos, excepto el tratamiento en tezontle que fue el que tuvo el menor número de brotes (2.9), (Cuadro 8).

Las plantas con fertilización tuvieron mayor número de flores, hojas y brotes, y también presentaron la mayor altura de planta, debido posiblemente a la pequeña o nula limitación en disponibilidad de nutrimentos y a las concentraciones de éstos, las cuales se mantuvieron más o menos constantes a través del tiempo. Adams (2004) mencionó esta característica de disponibilidad de nutrimentos para plantas cultivadas en hidroponía.

Los sustratos orgánicos adsorben y liberan nutrimentos, ya que tienen capacidad de intercambio catiónico (Adams, 2004). Quizas por ello, las plantas en tierra de monte con fertilización tuvieron mayor disponibilidad de nutrimentos necesarios para su desarrollo y como respuesta presentaron el mayor número de flores, hojas y brotes.

El número de hojas se correlacionó positivamente con número de brotes y de flores (0.756 y 0.803, respectivamente) (Apéndice 2), ya que los fotoasimilados son distribuidos desde la zona de síntesis (hojas) a todos los órganos de la planta, donde son necesarios para el metabolismo y crecimiento (Guardiola, y García-Luis, 1996). Por ello, a mayor número de hojas, mayor producción de fotoasimilados para el crecimiento y desarrollo de la planta.

Las variables número de flores y número de brotes se correlacionaron positivamente (0.756) (Apéndice 2), ya que cada brote da origen a un tallo floral (Ecke *et al.*, 1990).

4.5 Área foliar y área de la inflorescencia principal (área de brácteas)

Los factores nutrición y sustrato influyeron en el área foliar y de la inflorescencia principal de forma altamente significativa, mientras que el

factor interacción nutrición*sustrato influyó de forma altamente significativa sólo en el área foliar (Apéndice 1). Las plantas con fertilización y en tierra de monte presentaron mayores áreas. La mayor área foliar y de la inflorescencia principal fue determinada por la combinación de ambos factores. Estas variables presentaron una alta correlación (0.804) entre sí.

Las plantas con mayor área foliar se obtuvieron en el tratamiento sustrato tierra de monte con fertilización (2518.8 cm²), seguidas de los tratamiento en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 132 (896.1 cm²) y tezontle con fertilización (1143.8 cm²). Los tratamientos con menor área foliar fueron turba y tezontle con *G. mosseae* BEG 25 (199.7 y 253.3 cm², respectivamente) y tezontle (223.1 cm²), como se muestra en el Cuadro 9.

El área de inflorescencia principal fue mayor en el sustrato tierra de monte con fertilización (1163.07 cm²), seguido de sustrato turba con fertilización (889.4 cm²) y después los tratamientos tierra de monte con *Glomus mosseae* BEG 132 (732.31 cm²) y tezontle con fertilización (707.76 cm²) (Cuadro 9).

Es importante mencionar que al momento de la evaluación, las plantas en tratamiento turba con fertilización se habían defoliado de manera natural en mayor grado que el resto, por lo cual el área foliar en este tratamiento pudo haber sido subestimada.

El área foliar como era de esperarse, se correlacionó positivamente con el número de hojas y con el área de brácteas de la inflorescencia principal (0.835, 0.804, respectivamente) (Apéndice 2).

El tratamiento tierra de monte con fertilización tuvo las mayores áreas en ambas variables, ya que estas plantas tuvieron mayor disponibilidad de nutrimentos tanto por la fertilización, como por el sustrato (Adams, 2004).

Cuadro 9. Área foliar y de la inflorescencia principal en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Área foliar	Área de brácteas (cm ²)
Tierra de monte		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	792.20 bc ^z	419.65 cd
<i>G. mosseae</i> BEG 132	896.10 b	732.31 bc
Fertilización	2518.80 a	1163.07 a
Testigo	762.70 bcd	461.37 cd
Turba		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	199.70 e	160.01 d
<i>G. mosseae</i> BEG 132	297.80 de	328.20 d
Fertilización	674.30 bcde	899.40 ab
Testigo	340.10 cde	221.83 d
Tezontle		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	253.30 e	316.82 d
<i>G. mosseae</i> BEG 132	299.60 de	238.05 d
Fertilización	1143.80 b	707.76 bc
Testigo	223.10 e	230.61 d
DMS	481.80	345.03

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

El tratamiento en tezontle con fertilización tuvo el mismo efecto que el de tierra de monte con *G. mosseae* BEG 132 en las variables área de brácteas y área foliar. Por lo cual, se podría atribuir a la simbiosis micorrízica el incremento en el área foliar con respecto al testigo, aunque no superaron a los tratamientos con fertilización. Otros autores han reportado incrementos en el área foliar de plantas micorrizadas (González-Chavéz y Ferrera-Cerrato, 1994 y 2000; Pedraza-Santos *et al.*, 2001).

4.6 Peso

4.6.1 Peso seco aéreo

Los factores nutrición y sustrato influyeron de forma altamente significativa en el peso seco aéreo, mientras que el factor interacción nutrición*sustrato no tuvo significancia (Apéndice 1).

El mayor peso seco foliar (26.27 g) se obtuvo en las plantas en tierra de monte con fertilización. Mientras que el menor peso numéricamente se obtuvo en las plantas en turba con *G. mosseae* BEG 132 y en tezontle como se muestra en el Cuadro 10.

Las plantas con mayor materia seca foliar fueron las fertilizadas, debido a que el crecimiento vegetativo que se produce (número de ramas y hojas), está en función, entre otras cosas del suplemento adecuado de nutrimentos y a medida de que se apliquen más de estos nutrimentos (sin llegar a niveles de tóxicos), mayor será el desarrollo que alcance este componente de rendimiento (Díaz, 2002).

Esta variable se correlacionó positivamente con las variables, número de hojas (0.855), área foliar (0.878) y área de brácteas (0.811) (Apéndice 2), ya que a mayor área foliar, área de brácteas y número de hojas se espera una mayor acumulación de materia seca.

4.6.2 Peso seco radical

El factor sustrato influyó de forma altamente significativa en el peso seco radical, mientras que el factor interacción nutrición*sustrato influyó de forma significativa (Apéndice 1).

El sustrato tierra de monte promovió la acumulación de materia seca en la raíz (Figura 2), ya que los sustratos orgánicos adsorben y liberan nutrimentos (Adams, 2004) que las plantas pueden utilizar. El tratamiento

con mayor peso seco radical fue tierra de monte con *G. mosseae* BEG 132, Atkinson *et al.* (1994) mencionaron que los HMA no influyen en la longitud de las raíces, pero incrementan la intensidad de ramificación en las mismas. Lo cual podría explicar la acumulación de materia seca.

Por otro lado las características físico-químicas de la tierra de monte, como pH casi neutro, buena capacidad de aireación, porosidad total intermedia y buen aporte nutrimental pudieron ser los factores que favorecieron un mejor desarrollo del sistema radical de las plantas.

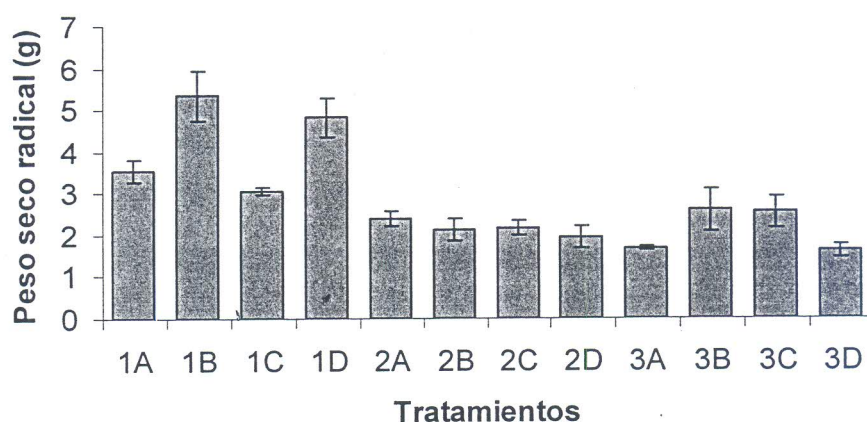


Figura 2. Peso seco radical de plantas de Nochebuena 'Supjibi' roja en diferentes sustratos con fertilización química y biológica (hongos micorrizicos).

Sustratos	Nutrición
1: Tierra de monte	A: Hongo micorrízico <i>Glomus mosseae</i> BEG 25
2: Turba	B: Hongo micorrízico <i>G. mosseae</i> BEG132
3: Tezontle	C: Fertilización química. Peters® 8-45-14 (8-28 ddt) y 7-40-17 (29 ddt en adelante)
	D: Testigo

4.7 Peso específico de las hojas

El factor nutrición influyó de forma altamente significativa en el peso específico de las hojas, mientras que el factor sustrato influyó de manera significativa (Apéndice 1).

El mayor peso específico foliar se obtuvo en turba con fertilización ($4.2 \text{ mg}\cdot\text{cm}^{-2}$), mientras que los tratamientos con menor peso específico fueron los tratamientos con *G. mosseae* BEG 25 (Cuadro 10).

Se observa que los tratamientos fertilizados tuvieron mayor peso específico en su respectivo sustrato, lo cual indica que las hojas de estas plantas fueron más gruesas, esto se puede atribuir a un mayor desarrollo de las hojas al tener mayor disponibilidad de nutrimentos.

Cuadro 10. Peso seco aéreo y radical y peso específico foliar en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Peso seco aéreo (g)	Peso específico foliar $\text{mg}\cdot\text{cm}^{-2}$
Tierra de monte		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	14.73 bc ^z	2.60 b
<i>G. mosseae</i> BEG 132	14.47 bc	2.68 b
Fertilización	26.27 a	3.15 ab
Testigo	11.60 cd	2.79 ab
Turba		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	6.10 d	2.47 b
<i>G. mosseae</i> BEG 132	5.83 d	3.65 ab
Fertilización	13.97 bc	4.20 a
Testigo	6.53 d	3.08 ab
Tezontle		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	7.97 cd	2.72 b
<i>G. mosseae</i> BEG 132	7.90 cd	2.80 ab
Fertilización	18.97 b	3.38 ab
Testigo	5.83 d	2.92 ab
DMS	7.05	1.42

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.8 Contenido de Pigmentos

4.8.1 Contenido de clorofilas en las hojas

El factor nutrición influyó de forma altamente significativa en los contenidos de clorofila a, b, total y clorofila en unidades spad. El sustrato influyó de manera significativa en los contenidos de clorofila a y total, y de manera altamente significativa en el contenido de clorofilas en unidades spad (Apéndice 1). Las plantas con fertilización y las plantas en tierra de monte presentaron mayor contenido de clorofila que el resto.

Los tratamientos con fertilización tuvieron el mayor contenido de clorofila a, 1.81, 1.63, y 1.64 $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ mf en tierra de monte, turba y tezontle, respectivamente. El mayor contenido de clorofila b se presentó en turba con fertilización (0.49 $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ mf), seguido de tierra de monte con fertilización (0.44 $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ mf). El mayor contenido de clorofila total se encontró en el tratamiento tierra de monte con fertilización 2.25 $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ mf seguido de los tratamientos con fertilización en turba y tezontle con 2.12 y 2.06 $\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$ mf, respectivamente (Cuadro 11).

La fertilización en los tres sustratos promovió el contenido de clorofila, ya que las plantas tuvieron disponibles nutrimentos necesarios para su síntesis. El nitrógeno es un nutrimento que se encuentra en forma inorgánica en la planta, que combinado con carbono, hidrógeno y oxígeno, y en algunas ocasiones con azufre, forma aminoácidos, aminoenzimas, ácidos nucleicos, clorofila, alcaloides y bases púricas (Rodríguez y Rodríguez, 2002).

El contenido de clorofila a, b y total, se correlacionó de forma positiva con la extracción de N (0.823, 0.729 y 0.818 respectivamente)(Apéndice 3). Se ha establecido que entre mayor sea el contenido de nitrógeno en la hoja, mas alto resultará el contenido de clorofila (Díaz, 2002), lo cual explica esta correlación, ya que en este experimento la extracción de N en plantas con fertilización fue alta (374.83, 293.12 y 363.44 $\text{mg}\cdot\text{planta}^{-1}$) en comparación

con sus respectivos testigos (84.84, 42.73 y 44.81 mg·planta⁻¹) en tierra de monte, turba y tezontle (Cuadro 14).

Cuadro 11. Contenido de clorofilas en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/ Tratamientos	Clorofila a	Clorofila b mg·g ⁻¹ m. f.	Clorofila total	Unidades spad
Tierra de monte				
BEG ¹ 25	0.48 b ^z	0.08 bcd	0.56 b	25.81 cde
BEG 132	0.80 b	0.15 abcd	0.95 b	31.44 cd
Fertilización	1.81 a	0.44 ab	2.25 a	52.30 a
Testigo	0.51 b	0.19 abcd	0.70 b	26.49 cde
Turba				
BEG 25	0.52 b	0.09 bcd	0.61 b	15.94 e
BEG 132	0.14 b	0.02 d	0.16 b	16.04 e
Fertilización	1.63 a	0.49 a	2.12 a	37.92 bc
Testigo	0.37 b	0.03 cd	0.40 b	15.70 e
Tezontle				
BEG 25	0.32 b	0.05 cd	0.37 b	16.13 e
BEG 132	0.29 b	0.06 bcd	0.35 b	24.94 cde
Fertilización	1.64 a	0.42 abc	2.06 a	49.06 ab
Testigo	0.21 b	0.03 d	0.24 b	22.98 de
DMS	0.77	0.39	1.05	13.86

¹ *Glomus mosseae*

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

En el Cuadro 11 se muestra que el contenido de clorofila en unidades spad fue mayor en tierra de monte con fertilización (52.3), seguido del tratamiento tezontle con fertilización (49.06), mientras que el menor contenido numéricamente se registró en turba.

El contenido de clorofila en unidades spad se correlacionó positivamente con las variables clorofila a, clorofila total, extracción de N, Zn, Fe, Mg, K, y B

(0.837, 0.830, 0.862, 0.784, 0.823, 0.893, 0.858 y 0.841, respectivamente) (Apéndice 3).

El contenido de clorofila a se correlacionó positivamente con contenido de clorofila b, clorofila total, extracción de N, Mg, Fe y Mn (0.883, 0.993, 0.825, 0.851, 0.818, 0.854, respectivamente) y el contenido de clorofila total con clorofila b, extracción de N, Mg, Fe y Mn (0.931, 0.796, 0.826, 0.798, 0.825, respectivamente) (Apéndice 3).

La correlación positiva entre contenido de clorofilas y extracción nutrimental se debe a que el hierro es un elemento crítico para la síntesis de clorofila (Díaz, 2002), el magnesio es el elemento esencial que en mayor cantidad se encuentra en la molécula de clorofila y el manganeso está involucrado en el sistema de transporte de electrones fotosintéticos, a demás es esencial en el fotosistema II para la fotólisis (Rodríguez y Rodríguez, 2002), por lo que al haber mayor cantidad de nutrimentos en las plantas, hay mayor disponibilidad de estos para la síntesis de clorofila.

4.8.2 Contenido de antocianinas en brácteas

El factor sustrato influyó de forma significativa en el contenido de antocianinas en brácteas, mientras que el factor interacción nutrición*sustrato influyó de manera altamente significativa (Apéndice 1).

El mayor contenido de antocianinas se observó en las plantas que crecieron en el sustrato a base de tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 y con *G. mosseae* BEG 132 (414.96 y 393.75 mg·gr⁻¹mf) respectivamente, y en los tratamientos con fertilización en turba (414.06 mg·gr⁻¹ mf) y tezontle (417.41 mg·gr⁻¹mf). Mientras que el tratamiento con menor contenido fue turba con *G. mosseae* BEG 25 (Cuadro 12).

Cuadro 12. Contenido de antocianinas y carotenoides en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Antocianinas	Carotenoides
	mg·g ⁻¹ m.f.	
Tierra de monte		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	414.96 a ^z	1.52 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	393.75 a	1.63 ab
Fertilización	304.46 ab	1.55 ab
Testigo	340.85 ab	1.38 ab
Turba		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	237.95 b	1.38 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	270.98 ab	1.15 ab
Fertilización	414.06 a	2.10 a
Testigo	302.46 ab	1.29 ab
Tezontle		
<i>G. mosseae</i> BEG 25	342.63 ab	1.23 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	291.07 ab	0.99 b
Fertilización	417.41 a	1.50 ab
Testigo	292.19 ab	1.41 ab
DMS	153.47	0.95

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

Se ha especulado que la aparición de antocianinas en hojas, semillas, tallos y raíces es una respuesta a la percepción o filtración de la luz así como a factores de estrés incluyendo ataque microbial (Strack y Wray, 1993). Lo cual podría explicar el incremento en la cantidad de antocianinas en tierra de monte con HMA, pues la colonización en las raíces de las plantas podría considerarse un ataque a la planta.

4.8.3 Contenido de carotenoides en brácteas

El factor nutrición influyó de forma significativa en el contenido de carotenoides en brácteas, presentando un mayor contenido las plantas de tratamientos con fertilización (Apéndice 1).

Las plantas con mayor cantidad de carotenoides ($2.10 \text{ mg}\cdot\text{gr}^{-1} \text{ mf}$) fueron las que crecieron en turba con fertilización, mientras que las de menor contenido ($0.99 \text{ mg}\cdot\text{gr}^{-1} \text{ mf}$) fueron las de tezontle con *G. mosseae* BEG 132 (Cuadro 12).

4.9 Color en brácteas

No existieron diferencias significativas entre tratamientos para los valores de luminosidad, croma y ángulo de hue en la variable color (Cuadro 13). A pesar de hubo diferencias en el contenido de antocianinas, carotenoides y clorofilas, no se manifestó la diferencia en color, ya que este está dado por la combinación de todos los pigmentos.

El termino color esta basado en la percepción de la luz por el ojo humano y se refiere a una banda estrecha del espectro electromagnético. Los pigmentos se describen por la longitud de onda de máxima absorción.

Cuadro 13. Color en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Luminosidad	Croma	Ángulo de Hue
Tierra de monte			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	39.49 a ^z	60.78 a	25.93 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	38.60 a	58.30 a	24.92 a
Fertilización	37.74 a	56.74 a	25.08 a
Testigo	38.60 a	59.46 a	24.57 a
Turba			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	39.19 a	58.58 a	25.93 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	38.20 a	57.21 a	24.64 a
Fertilización	37.12 a	59.02 a	24.42 a
Testigo	39.43 a	60.27 a	24.51 a
Tezontle			
<i>G. mosseae</i> BEG 25	39.12 a	60.16 a	25.07 a
<i>G. mosseae</i> BEG 132	39.55 a	59.10 a	23.92 a
Fertilización	37.20 a	54.71 a	24.82 a
Testigo	38.14 a	60.67 a	25.63 a
DMS	2.95	8.73	2.42

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

Muchos pigmentos biológicos son moléculas relativamente grandes con peso molecular en el rango de 200 (quinonas), 300 (flavonoides), 400 (betalainas) y 500 (carotenoides) a 800 (clorofilas). El color de la estructura de una molécula biológica se determina por el tamaño de la molécula, solubilidad y composición elemental (Hendry, 1993). Por lo cual el color de una estructura vegetal (hoja, bractea, etc) esta en función de la composición de los pigmentos contenidos en la misma. Esto indica que la composición de los pigmentos en las plantas esta dado por la combinación de pigmentos.

4.10 Extracción nutrimental

Los factores nutrición y sustrato influyeron de forma altamente significativa en la extracción nutrimental, excepto para boro, donde el factor nutrición influyó de manera significativa y para hierro donde la nutrición no tuvo influencia en la extracción de este nutrimento. Los tratamientos con fertilización seguidos del resto en tierra de monte, presentaron mayor extracción de nutrimentos. El factor interacción nutrición*sustrato influyó de manera altamente significativa en la extracción de fósforo, calcio, cobre, zinc y manganeso (Apéndice 1).

De manera general, los tratamientos inoculados con HMA tuvieron extracciones superiores a sus respectivos testigos en tierra de monte y en tezontle, aunque no hubo diferencias estadísticas en la mayoría de los casos.

Las plantas en tierra de monte con fertilización tuvieron la mayor extracción de macronutrimentos, mientras que la menor extracción numéricamente hablando se obtuvo en turba con *G. mosseae* BEG 25 o con *G. mosseae* BEG 132.

4.10.1 Nitrógeno

Estadísticamente se formaron dos grupos a y b. El grupo a se conformó por los tratamientos con fertilización en los tres sustratos, los cuales tuvieron una

mayor extracción de nitrógeno ($374.83 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ en tierra de monte, $293.13 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ en turba, y $363.44 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ en tezontle). El grupo b se conformó por el resto de los tratamientos, aunque numéricamente los tratamientos en tierra de monte fueron superiores ($125.78 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ con *G. mosseae* BEG 25, $125.86 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ con *G. mosseae* BEG 132 y 84.84 en el sustrato solo) (Cuadro 14).

Se esperaban los resultados anteriores, ya que a las plantas con mayor extracción se les suministró este nutrimento en solución nutritiva; y el sustrato tierra de monte tuvo un mayor contenido de N (Cuadro 2) que los otros, por lo cual las plantas en este sustrato tuvieron mayor disponibilidad de este nutrimento.

Se observó un ligero incremento en la extracción de N por las plantas con hongos micorrízicos en tierra de monte y tezontle, en comparación con sus respectivos testigos. Clark y Zeto (2000) mencionaron que las hifas de HMA tienen la capacidad de tomar y transportar nitrógeno del suelo a las raíces, proceso que parece estar regulado por la demanda de nitrógeno de la planta hospedera. Marschner y Dell (1994) mencionaron que las hifas externas de los HMA muestran una considerable capacidad para tomar y transportar no sólo P, sino también N suplementado e incorporado en forma de amonio. Esto podría explicar los resultados antes mencionados.

La extracción de N se correlacionó positivamente con la de K, Mg, Fe, Zn, Mn (0.887 , 0.929 , 0.952 , 0.752 y 0.929 , respectivamente), Díaz (2002), mencionó que los procesos bioquímicos como fotosíntesis y respiración requieren de un adecuado equilibrio de elementos minerales, por lo que al aumentar uno, los demás deberían aumentar teóricamente en la misma proporción, para mantener dicho equilibrio.

4.10.2 Fósforo

En el Cuadro 14 se muestra que el tratamiento con mayor extracción de P fue el de tierra de monte con fertilización ($57.35 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$), seguido de

tezontle con fertilización ($19.18 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$) y que el tratamiento turba con *G. mosseae* BEG 25 tuvo la menor extracción ($3.54 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$).

La extracción de P se correlacionó positivamente con la de K, Ca, Cu, Zn, Mn (0.793, 0.869, 0.757, 0.810 y 0.848, respectivamente). Clark y Zeto (2000) han reportado una interacción positiva entre P y Mn y asumen que es efecto de acidificación del suelo, el cual incrementa la absorción de Mn.

4.10.3 Potasio

La mayor extracción de K ($108.81 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$) se presentó en tierra de monte con fertilización seguido de tezontle con fertilización ($87.33 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$). El tratamiento turba con *G. mosseae* BEG 132 tuvo la menor extracción ($21.77 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$).

Se observó un ligero incremento en la extracción de K en las plantas con HMA en tierra de monte y tezontle respecto a sus testigos (Cuadro 14). La extracción de K se correlacionó positivamente con la de Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mn, (0.870, 0.890, 0.797, 0.848, 0.922, 0.859, respectivamente). Lo cual indica que la extracción de estos nutrientes aumentó para mantener un balance en la planta.

Poco se sabe del papel que juegan los HMA en la absorción de K, Ca, Mg y S. Aunque hay resultados de los efectos de la colonización sobre la concentración y cantidad de K en el follaje (Marschner y Dell, 1994); por ejemplo, Davies (1987) encontró incrementos en la toma de K y Zn en plantas de rosa micorrizadas, pero no en P y N en comparación con plantas no micorrizadas.

4.10.4 Calcio

La mayor extracción se obtuvo en tierra de monte con fertilización ($537.99 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$), seguido de tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 ($337.19 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$), mientras que los tratamientos en turba con *G. mosseae* BEG

25 y con *G. mosseae* BEG 132 y el tratamiento en tezontle tuvieron la menor extracción (87.16, 91.07 y 95.91 mg·planta⁻¹, respectivamente). Se obtuvo un ligero incremento significativo en los tratamientos con HMA en tierra de monte y tezontle respecto a sus testigos, a pesar de no superar a los tratamientos fertilizados (Cuadro 14).

Las hifas externas de los HMA tienen cierta capacidad para tomar y transportar Ca a la raíz del hospedero, aunque en tasas menores comparado con el P (Marschner y Dell, 1994). Lo cual podría explicar por que fue mayor la extracción en plantas micorrizadas

La extracción de Ca se correlacionó positivamente con la de Mg, Cu, Zn, Mn (0.777, 0.888, 0.921 y 0.809, respectivamente).

4.10.5 Magnesio

En el Cuadro 14 se muestra que las plantas de los tratamientos con fertilización tuvieron mayor extracción de magnesio (407.39, 390.33 y 290.63 mg·planta⁻¹ en sustrato tierra de monte, tezontle y turba respectivamente) en comparación con el resto. Les siguieron las de los tratamientos en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 (163.95 mg·planta⁻¹) y con *G. mosseae* BEG 132 (169.3 mg·planta⁻¹).

La extracción de Mg se correlacionó positivamente con la de Fe (0.893), Zn (0.785) y Mn (0.933).

La extracción de micronutrientes fue mayor para cobre, zinc y manganeso en las plantas en tierra de monte con fertilización. Mientras que para hierro y boro se encontró en tezontle con fertilización. La menor extracción numéricamente para cobre y zinc fue en tezontle, y para hierro, manganeso y boro fue en turba con *G. mosseae* BEG 25 (Cuadro 14).

Cuadro 14. Extracción de macronutrientes en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/ Tratamientos	N	P	K	Ca	Mg
mg·planta ⁻¹					
Tierra de monte					
BEG ¹ 25	125.78 b	17.06 bc	64.47 bc	337.19 b	163.95 bc
BEG 132	125.86 b	14.00 bc	55.85 bcde	238.09 bcd	169.30 bc
Fertilización	374.83 a	57.35 a	108.81 a	537.99 a	407.39 a
Testigo	84.84 b	15.10 bc	48.20 cdef	223.24 bcd	141.87 c
Turba					
BEG 25	40.94 b	3.54 c	32.47 cdef	87.16 d	71.42 c
BEG 132	39.73 b	11.29 bc	21.77 f	91.07 d	92.17 c
Fertilización	293.12 a	15.94 bc	58.19 bcd	278.76 bc	290.63 ab
Testigo	42.73 b	12.41 bc	28.53 def	139.84 cd	94.47 c
Tezontle					
BEG 25	51.26 b	15.71 bc	31.61 cdef	158.70 cd	117.92 c
BEG 132	57.41 b	14.27 bc	32.75 cdef	131.64 cd	106.83 c
Fertilización	363.44 a	19.18 b	87.33 ab	230.79 bcd	390.33 a
Testigo	44.81 b	11.03 bc	23.36 ef	95.91 d	80.64 c
DMS	151.11	14.68	33.59	159.30	134.64

¹ *Glomus mosseae*

²Medias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.10.6 Hierro

Las plantas con fertilización tuvieron mayor extracción de hierro (3.13, 2.91 y 2.60 mg·planta⁻¹ en tezontle, turba y tierra de monte, respectivamente). El tratamiento con menor extracción numéricamente fue turba con *G. mosseae* BEG 25 con 0.42 mg·planta⁻¹ (Cuadro 15).

En plantas con HMA se han reportado incrementos y reducción en la adquisición de Fe (Clark y Zeto, 2000). Lo cual concuerda con nuestros resultados, ya que en algunos casos hubo reducción y en otros incremento. La extracción de Fe se correlacionó positivamente con la de Mn (0.858)

Cuadro 15. Extracción de micronutrientes en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	Fe	Cu	Zn	Mn	B
mg·planta ⁻¹					
Tierra de monte					
<i>G. mosseae</i> BEG 25	0.77 c	0.37 b	0.22 b	0.70 c	0.43 ab
<i>G. mosseae</i> BEG 132	1.23 bc	0.38 b	0.20 b	0.61 c	0.34 b
Fertilización	2.60 ab	0.59 a	0.35 a	4.13 a	0.47 ab
Testigo	0.82 c	0.23 c	0.16 bc	0.57 c	0.28 b
Turba					
<i>G. mosseae</i> BEG 25	0.42 c	0.15 cde	0.08 e	0.20 c	0.17 b
<i>G. mosseae</i> BEG 132	0.51 c	0.07 e	0.06 e	0.29 c	0.21 b
Fertilización	2.91 a	0.22 cd	0.16 bcd	2.20 b	0.35 b
Testigo	0.58 c	0.17 cde	0.09 cde	0.49 c	0.14 b
Tezontle					
<i>G. mosseae</i> BEG 25	0.62 c	0.08 e	0.08 de	0.52 c	0.41 b
<i>G. mosseae</i> BEG 132	0.66 c	0.09 cde	0.08 de	0.41 c	0.38 b
Fertilización	3.13 a	0.22 cd	0.20 b	2.57 b	1.14 a
Testigo	0.56 c	0.03 e	0.05 e	0.32 c	0.57 ab
DMS	1.44	0.14	0.07	1.01	0.71

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

4.10.7 Cobre y Zinc

El tratamiento con mayor extracción fue tierra de monte con fertilización (0.59 mg de cobre y 0.35 mg de zinc·planta⁻¹), seguido de los tratamientos en tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 (0.37 y 0.22 mg planta⁻¹ de cobre y zinc) y con *G. mosseae* BEG 132 (0.38 y 0.20 mg·planta⁻¹ de cobre y zinc), la menor extracción numéricamente fue en tezontle (0.03 y 0.05 mg·planta⁻¹ de cobre y zinc) (Cuadro 15).

Hay numerosos reportes del aumento de la toma de Zn y Cu por infección de HMA, las concentraciones de estos elementos usualmente son mayores que en plantas no micorrizadas (Marschner y Dell, 1994; Clark y Zeto, 2000).

La extracción de estos nutrimentos entre sí se correlacionó positivamente (0.941), a demás la extracción de Zn se correlacionó positivamente con la de Mn (0.789).

4.10.8 Manganeso

En el Cuadro 15 se muestra que las plantas con mayor extracción de manganeso fueron las de tierra de monte con fertilización ($4.13 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$), seguidas de las de los tratamiento con fertilización en turba y tezontle (2.20 y $2.57 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$, respectivamente). Hubo una alta correlación entre la extracción de manganeso y clorofila a clorofila total y clorofila medida en unidades spad (0.85405 , 0.82552 , 0.84141 , respectivamente).

El manganeso juega un papel importante en el metabolismo de plantas, particularmente en procesos de activación de diferentes enzimas, síntesis de clorofilas y fotosíntesis (Fageria, 2001).

4.10.9 Boro

Las plantas con mayor extracción fueron las de tezontle con fertilización ($1.14 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$), seguido de los tratamientos sustrato a base de tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 y con fertilización (0.43 y $0.47 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$, respectivamente) y tezontle ($0.57 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$) (Cuadro 15).

Existen reportes que difieren en el efecto que causan los HMA en la adquisición de boro. Se ha reportado reducción, incremento y efecto nulo en tallos de plantas con HMA (Clark y Zeto, 2000). La MA puede disminuir las concentraciones de B en las plantas hospederas (Marschner y Dell, 1994).

En todos los elementos, se observó una consistencia de que las plantas de los tratamientos con fertilización fueron las que tuvieron la mayor extracción

nutrimental. Las plantas con HMA en tierra de monte y tezontle, no superaron la extracción de los tratamientos fertilizados; sin embargo, fueron mayores respecto a los testigos en la mayoría de nutrimentos.

4.11 Porcentaje de colonización micorrízica

Los factores nutrición e interacción nutrición*sustrato influyeron en el porcentaje de colonización en forma significativa, mientras que el factor sustrato influyó de forma altamente significativa (Apéndice 1).

Los mayores porcentajes de colonización, correspondieron a los tratamientos tierra de monte con *G. mosseae* BEG 25 (65.63 %) y *G. mosseae* BEG 132 (80.17 %). En turba la colonización con *G. mosseae* BEG 25 fue mínima. Mientras que en tezontle, los porcentajes de colonización fueron bajos. En la figura 3 se observan raíces colonizadas.

La utilización de tierra de monte influyó en el porcentaje de colonización. Todos los tratamientos en este sustrato presentaron colonización debido a que los sustratos no fueron esterilizados, por lo que buena parte de la colonización se debió a los hongos nativos de este sustrato. La fertilización influyó de forma negativa, ya que redujo el porcentaje de colonización en tierra de monte con fertilización, respecto al testigo en este sustrato. Este resultado coincide con el de otros autores (Biermann y Linderman, 1983; Marschner y Dell, 1994; Gupta y Mukerji, 2000; Grant *et al.*, 2005), quienes han reportado efectos de reducción en la colonización por hongos micorrízicos arbusculares cuando hay altas concentraciones de nutrimentos (principalmente P) en los medios de cultivo.

Wang *et al.* (1993) mencionaron que las bajas concentraciones de oxígeno pueden inhibir la germinación de esporas de los HMA, lo anterior podría explicar, el por qué en turba la colonización fue mínima, ya que es un sustrato con baja capacidad de aireación (1.13 %), y tiende a estar saturado de agua, reduciendo la cantidad de oxígeno en el sistema radical. Además, los sustratos influyen en el establecimiento de la asociación micorrízica

(González-Chávez *et al.*, 2000; Manjarrez *et al.*, 2000). Medios de cultivo sin suelo tienen efectos inhibitorios en el desarrollo de HMA comparados con los que contienen suelo mineral o arena (Biermann y Linderman, 1983)

Cuadro 16. Colonización micorrízica en Nochebuena cultivar Supjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Sustrato/Tratamientos	% colonización
Tierra de monte	
<i>G. mosseae</i> BEG 25	65.63 a ^z
<i>G. mosseae</i> BEG 132	80.17 a
Fertilización	11.83 bc
Testigo	56.10 ab
Turba	
<i>G. mosseae</i> BEG 25	1.01 c
<i>G. mosseae</i> BEG 132	0.00 c
Fertilización	0.00 c
Testigo	0.00 c
Tezontle	
<i>G. mosseae</i> BEG 25	6.80 c
<i>G. mosseae</i> BEG 132	7.40 c
Fertilización	0.00 c
Testigo	0.00 c
DMS	48.47

^zMedias con la misma letra dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey $P \leq 0.05$)

DMS= Diferencia mínima significativa

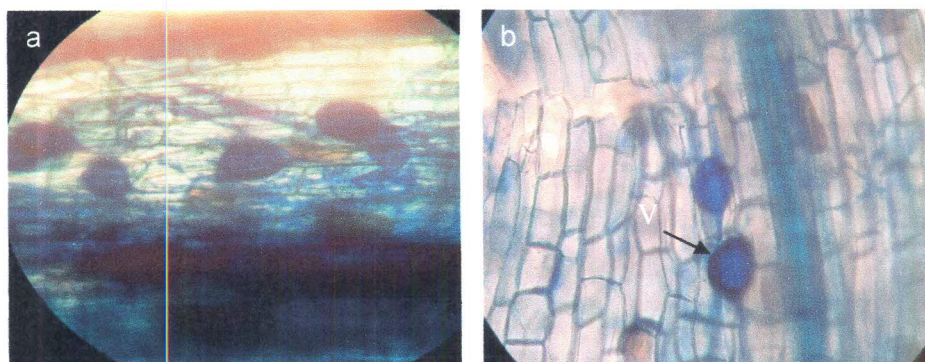


Figura 3. Colonización micorrízica en raíces de Nochebuena 'Supjibi' roja. a) Tierra de monte con *Glomus mosseae* BEG 25, b). Tierra de monte, hongos nativos. V= Vesícula.

V. CONCLUSIONES

En base a las condiciones en las que se realizó este estudio se concluye lo siguiente:

El mejor sustrato para el desarrollo de la asociación micorrízica con las raíces de nochebuena fue la tierra de monte, porque ésta contenía cepas de HMA nativas; sin embargo, su fertilidad limitó la expresión de la micorriza en la planta.

La nochebuena es una especie que responde a la micorrización, dado que sus raíces presentaron infección. Sin embargo, su efecto en el crecimiento, pigmentación y floración no fue contundente y los tratamientos con inoculación no superaron a los testigos y mucho menos a los tratamientos con fertilización.

Los resultados obtenidos en este estudio son insuficientes para determinar que cepa micorrízica fue mejor; ya que, los hongos arbusculares evaluados tuvieron efectos diferentes, tanto en las variables como en los sustratos que se evaluaron.

La expresión de los beneficios otorgados por la colonización de los HMA *Glomus mosseae* BEG 25 y BEG 132 en plantas de nochebuena, se vio enmascarada por el hecho de que la tierra de monte presentaba HM nativos; por lo que no se puede concluir con este estudio acerca del efecto de las dos cepas de HMA probadas sobre el desarrollo y calidad de las plantas.

Los hongos inoculados *Glomus mosseae* BEG 25 y BEG 132, colonizaron las raíces de las plantas en tierra de monte y tezontle, aunque los porcentajes de colonización fueron bajos.

Se requieren estudios de identificación, infectividad y efectividad de los hongos micorrízico arbusculares nativos presentes en el sustrato a base de tierra de monte, que es un sustrato empleado comúnmente por los productores de nochebuena.

LITERATURA CITADA

- Abad, B. M.; P. Noguera M. y C. Carrión B. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo, pp. 113-133. *In*: Tratado de cultivo sin suelo. M. Urrestarazu, G. (ed.). Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España.
- Adams, P. 2004. Aspectos de nutrición mineral en cultivos sin suelo en relación al suelo, pp. 81-112. *In*: Tratado de cultivo sin suelo. M. Urrestarazu, G. (ed.). Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España.
- Alarcón, A. 2001. Carta al editor: Actualización de la taxonomía de los glomales. *Terra* 19: 103-104.
- Alarcón, A. 1997. Capacidad fotosintética del portainjerto *Citrus volkameriana*, inoculado con micorriza arbuscular. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. p.
- Anónimo. 2005. Centro de Estadística Agropecuaria, Sistema de Información Agropecuaria de Consulta. Versión 1.1.
- Ansorena, M. J. 1994. Sustratos propiedades y caracterización. Ediciones Mundi-Prensa. Barcelona, España. 172 p.
- Atkinson, D.; G. Berta y J. F. Hooker. 1994. Impact of mycorrhizal colonization on root architecture root longevity and the formation of growth regulators, pp. 93. *In*: Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems. S. Gianinazzi y H. Schüepp (eds.). Birkhäuser, Alemania
- Barea, J. M.; C. Azcón-Aguilar. 1982. Production of plant growth-regulating substances by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Appl. Environ. Microbiol.* 43: 810-813.

Bastida, T. A. 1999. El medio de cultivo de las plantas. Chapingo, México. Serie de publicaciones Agribot # 4. 27 p.

Biermann, B. 1981. Quantifying vesicular-arbuscular mycorrhizae: A proposed method towards standarization. *New Phytol.* 87: 63-67.

Biermann, B; R. G. Linderman. 1983. Effect of container plant growth medium and fertilizer phosphorus on establishment and host growth response to vesicular-arbuscular mycorrhizae. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 108(6): 962-971.

Bonfante, P. 1994. Ultrastructural analisis reveals the complex interactions between root cells and arbuscular mycorrhizal fungi, pp. 73-87 . *In: Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems.* S. Gianinazzi y H. Schüepp (eds.). Birkhäuser, Alemania.

Borkowska B.; L. S. Jankiewickz. 2003. Citocininas, pp. 93-122. *In: Reguladores del crecimiento, desarrollo y resistencia en plantas. propiedades y acción.* Jankiewicz L. (ed.). Universidad Autónoma Chapingo, Ediciones Mundi-Prensa, México, D. F.

Brundrett, M. 2004. Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Biol. Rev.* 79: 473–495.

Burés, S. 1997. Sustratos. Ediciones Aerotécnicas S. L. Madrid, España. 341 p.

Cabrera, R. I. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Rev. Chapingo serie Horticultura* 5: 5-11.

Chang D. C. N. 1996. The use of arbuscular mycorrhiza (AM) fungi for horticultural crops. Food and fertilizer technology center. Technical bulletin 144. Taiwan.

Chapman, H. D.; P. E. Pratt. 1973. Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. Editorial Trillas, México, D. F. 195 p.

Clark, R. B.; S. K. Zeto. 2000. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. J. Plant Nutrition 23: 867-902.

Davies, F. T. Jr. 1987. Effects of VA-mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of cuttings of *Rosa multiflora* in two container media with three levels of fertilizer application. Plant Soil 104:31-35.

Díaz, M. D. H. 2002. Fisiología de árboles frutales. AGT Editor, S. A. 390 p.

Ecke, P. Jr; O. A. Matkin; D. E. Hartley. 1990. The Poinsettia Manual. Paul Ecke Poinsettias Encinitas, California, U. S. A. 266 p.

Espinosa-Victoria D. 2000. Diálogo molecular: hongo micorrízico arbuscular-raíz, pp. 93-116. In: Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. A. Alarcón y R. Ferrera-Cerrato (eds.) Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundi Prensa, México.

Fageria, V. D. 2001. Nutrient interaction in crop plants. J. Plant Nutrition 28: 1269-1290.

Fisher, P. R.; R. D. Heins; J. H. Lieth. 1996. Quantifying relationship between phases of stem elongation and flower initiation in poinsettia. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 12: 686-693.

Galicia-Jiménez, A. B.; C. Trejo; L. A. Valdez-Aguilar; Ma. T. Rodríguez-González; C. B. Peña-Valdivia. 2001. Shade intensity and its effect in morphology and physiology of poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd). Revista Chapingo serie Horticultura 7: 143-149.

García, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. México, D. F. 219 p.

Giovannetti, M.; C. Sbrana; A. S. Cuternesi; L. Avio; A. Gollotte; V. Gianinazzi-Pearson; S. Gianinazzi. 1994. Recognition and infection process, basis for host specificity of arbuscular mycorrhizal fungi, pp. 61-72. *In: Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems*. S. Gianinazzi y H. Schüepp (eds.). Birkhäuser, Alemania.

González-Chávez, M. del C. 1993. La endomicorriza vesículo-arbuscular. pp. 53-92. *In: Manual de agromicrobiología*, Ferrera-Cerrato, R. (ed.) Editorial Trillas. México, D. F.

González-Chávez, M. del C. y Ferrera-Cerrato, R. 1994. Influencia de cinco hongos endomicorrízicos en el desarrollo de *Athorium*. *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 1:119-123.

González-Chávez, M. del C. y Ferrera-Cerrato, R. 2000. Roca fosfórica y *Glomus* sp. en el crecimiento de naranjo agrio. *Terra* 18: 361-367.

González-Chávez, M. del C; R. Ferrera-Cerrato; A Villegas-Monter; J. L. Oropeza. 2000. Selección de sustratos de crecimiento en microplántulas de cítricos inoculadas con *Glomus* sp. *Zac-19. Terra* 18: 369-378.

Grant, C.; S. Buttman; M. Montreal; C. Plenchete; C. Moral. 2005. Soil and fertilizer phosphorus; effects on plant P supply and mycorrhizal development. *Can. J. Plant Sci.* 85:3-14.

Guardiola, J. L. y A. García-Luis. 1996. Transporte de azúcares y otros asimilados, pp. 149-171. *In: Fisiología y bioquímica vegetal*. J. Azcon-Bieto; M. Talon (eds.). Editorial Interamericana - Mc Graw-Hill. Madrid, España.

Gupta, V.; T, Satyanarayana; S. Garg. 2000. General aspects of mycorrhiza, pp. 27-44. *In: Mycorrhizal Biology*. K. G. Mukerji,.; B. P. Chamola y J. Singh (esd.). Kluwer Academic/Plenum Publishers. New York, U. S. A.

- Gupta, R; K. G. Mukerji. 2000. The growth of VAM fungi under stress conditions, pp. 57-65. *In: Mycorrhizal Biology*. K. G. Mukerji,.; B. P. Chamola y J. Singh. Kluwer Academic/Plenum Publishers. New York, United States of America.
- Hayman, D. W. 1974. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. VI Effect of light and temperatures. *New Phytol.* 73: 71-80.
- Hendry, G. A. F. 1993. Plant pigments. pp. 181-196. *In: plant biochemistry and molecular Biology*. P. J. Lea y R. C. Leegood. John Wiley & Sons Ltd.
- Jaen, C. D.; R. Ferrera-Cerrato. 1988. Efecto de la inoculación de 8 cepas de hongos endomicorrízicos sobre el desarrollo de *Chrysanthemum morifolium* L., P. 13. *In: Memoria del XV Congreso Nacional de Fitopatología, Sociedad Mexicana de Fitopatología*. Xalapa, Veracruz, México.
- Jiménez, M. R.; M. Caballero, R. 1990. El Cultivo industrial de plantas en maceta. Ediciones de horticultura SL Reus-España, Barcelona, España. 664 p.
- Kannangara, C. G.; M. Hansson. 1998. Arrest of chlorophyll accumulation prior to anthocyanin formation in *Euphorbia pulcherrima*. *Plant. Physiol. Biochem.* 36: 843-848.
- Kaukovirta, E. 1969. Effect of propagation treatment on the growth and flowering of poinsettia 'Paul Mikkelsen'. *Acta Hort.* 14: 67-71
- Koide, R. T. 1991. Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. *New Phytol.* 117:365-386.
- Kristoffersen T. 1969. Influence of day length and temperature on the growth and development in poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd). *Acta Hort.* 14:73-89.

Linderman, R. G. 1988. Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: the mycorrhizosphere effect. *Phytopathol.* 78:366-371.

Manjarrez, M.J., A. Alarcón; R. Ferrera-Cerrato. 2000. Biotecnología de la producción de inóculo micorrízico arbuscular y su control de calidad, pp. 238-250. *In: Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular.* A. Alarcón; R. Ferrera-Cerrato (eds.). Mundi-Prensa. México.

Marschner, H; B. Dell. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis, pp. 89-102. *In: Management of mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry.* A. D. Robson; L. A. Abbott; N. Malajczuk (eds.) Kluwer Academic Publishers.

Martínez, M. F. 1995. Manual de producción de nochebuena. Consultoria Oasis, Morelos, México. 87 p.

Mosse, B. 1973. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. IV In soil given additional phosphate. *New Phytol.* 72: 127-136.

Nemec, S.; G. Guy. 1982 Carbohydrate status of mycorrhizal and nonmycorrhizal citrus rootstocks. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 107:177-180.

Pedraza-Santos, M.; D. Jean-Contreras; A. Gutiérrez-Espinoza; T. Colinas-León; C. López-Peralta. 2001. Crecimiento y nutrición de microplantas de gerbera inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares. *Agrociencia* 35:149-158.

Phillips, J. M.; D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.

Plich, H y L. S. Jankiewicz. 2003. Etileno, pp. 257-294. *In: Reguladores del crecimiento, desarrollo y resistencia en plantas.* Propiedades y acción. Jankiewicz L. (ed.), Universidad Autónoma Chapingo, Ediciones Mundi-Prensa, México, D. F.

Raina S.; B. P. Chamola; K. G. Mukerji. 2000. Evolution of mycorrhiza, pp. 1-25. In: Mycorrhizal biology. K. G Mukerji.; B. P. Chamola; J. Singh (eds.). New York, USA.

Resh, H. M. 1989. Hydroponic food production: a definitive guidebook of soilless food growing methods. Woodbridge Press Publishing Company, California, USA. 462 p.

Rodríguez, F. H.; J. Rodríguez. A. 2002. Métodos de análisis de suelos y plantas: criterios de interpretación. Ed. Trillas, México, D. F. 196 p.

Sainz, R. H.; E. H. Echeverría. 1998. Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos estadios del cultivo de maíz y el rendimiento en grano. Rev. Fac. Agron. 3: 37-44.

Sánchez, V. G.; R. Ferrera-Cerrato; C. González, Ch.; D. Trejo, A. 1992. Efecto de la fertilización sobre la eficiencia de hongos endomicorrízicos en la flor de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Will. Ex. Klotch), P. 224. In: La investigación edafológica en México 1991-1992. Memorias del XXV Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Tovar, S. J. L.; R Quintero, L. (eds.). Acapulco, Guerrero, México.

Scagel, C. F. 2004. Inoculation with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobacteria alters nutrient allocation and flowering of harlequin flower. HortTechnology 14:39-48.

Shanks, J. B. 1994. Poinsettias, pp. 273-326. In: Introducción a la floricultura. R. A. Larson (ed.). AGT Editor, S. A. México, D. F.

Smith, S. E. and D. J. Read. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. 2nd ed. Academic Press, San Diego, California. 605 p.

Strack, D.; Wray, V. 1993. The anthocyanins. pp. 1-20. *In*: The flavonoids: advanced in research since 1986. Harborne, J. B. Chapman & Hall, Londres, Inglaterra.

Swaminathan, K.; B. C. Verma. 1979. Responses of three crop species to vesicular-arbuscular mycorrhizal infection on zinc-deficient soils. *New Phytol.* 82:481-487.

Wang, H.; S. Parent; A. Gosselin; Y. Desjardins. 1993. Vesicular –arbuscular mycorrhizal peat-based substrates enhance symbiosis establishment and growth of three micropropagated species. *J. Amer. Hort. Sci.* 118: 896-901.

Weiss, D.; Shillo R. 1987. Mutual correlative relationships between young leaves and cyathis in the control of floral development and bract pigmentation in poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd). *Israel Journal of Botany.* 36: 159-170.

Witham, F. H.; D. F. Blaydes; R. M. Devlin. 1971. Experiments in plant physiology. Van Nostrand Reinhold Company. New York. 245 p.

APENDICE

1.

Cuadro 1A. Análisis de varianza para las variables: porcentaje de colonización, altura y diámetro del tallo, contenido de azúcares totales solubles en parte aérea y radical, número de hojas, flores y brotes, inicio de pigmentación y floración, área foliar y de la inflorescencia principal, peso seco aéreo, radical y específico, contenido de pigmentos, color y extracción nutricional en nochebuena 'Subjibi' roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	PR>F
VARIABLES:					
% colonización					
Nutrición (N) ¹	3	3246.0168	1082.0056	3.99	0.0194
Sustrato (S) ²	2	21306.5990	10653.2995	39.29	<.0001
N * S	6	4713.1866	785.5311	2.90	0.0287
Altura final					
Nutrición	3	2288.4382	762.8127	23.36	<.0001
Sustrato	2	1470.2871	735.1435	22.51	<.0001
N * S	6	117.0735	19.5122	0.60	0.7317
Diámetro final					
Nutrición	3	10.8329	3.6109	1.83	0.1460
Sustrato	2	3.0660	1.5330	0.78	0.4623
N * S	6	4.3733	0.7289	0.37	0.8969
Azúcar foliar agosto					
Nutrición	3	8841.8948	2947.2982	12.92	<.0001
Sustrato	2	1096.2577	548.1288	2.40	0.1119
N * S	6	770.8730	128.4788	0.56	0.7551
Azúcar foliar septiembre					
Nutrición	3	853836.1460	284612.0487	24.13	<.0001
Sustrato	2	37372.6212	18686.3106	1.58	0.2258
N * S	6	232396.4892	38732.7482	3.28	0.0167
Azúcar foliar octubre					
Nutrición	3	56180.4459	18726.8153	1.68	0.1980
Sustrato	2	31410.4857	15705.2428	1.41	0.2641
N * S	6	79602.1233	13267.0205	1.19	0.3451
Azúcar foliar diciembre					
Nutrición	3	73338.8754	24446.2918	10.94	0.0001
Sustrato	2	8301.2788	4150.6394	1.86	0.1779
N * S	6	19203.3987	3200.5664	1.43	0.2437
Azúcar radical agosto					
Nutrición	3	29286.4657	9762.1552	13.42	<.0001
Sustrato	2	1056.5220	528.2610	0.73	0.4940
N * S	6	8579.3937	1429.8989	1.97	0.1108
Azúcar radical					
Nutrición	3	3393.1067	1131.0355	1.56	0.2256
Sustrato	2	1345.3216	672.6608	0.93	0.4098
N * S	6	4742.6257	790.4376	1.09	0.3974
Azúcar radical octubre					
Nutrición	3	34647.7423	11549.2474	14.68	<.0001
Sustrato	2	527.4975	263.7487	0.34	0.7185
N * S	6	7794.5471	1299.0911	1.65	0.1765
Azúcar radical					
Nutrición	3	9502.3168	3167.4389	2.55	0.0796
Sustrato	2	2191.3072	1095.6536	0.88	0.4271
N * S	6	6120.5715	1020.0952	0.82	0.5649
Número de flores					
Nutrición	3	18.4666	6.1555	7.64	0.0001
Sustrato	2	4.2000	2.1000	2.61	0.0784
N * S	6	3.5333	0.5888	0.73	0.6256

Continuación Cuadro 1A.

Fuente de variación	G.L	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	PR>F
Inicio de pigmentación					
Nutrición	3	1282.9778	427.6592	54.82	<.0001
Sustrato	2	914.2333	457.1167	58.60	<.0001
N * S	6	769.4556	128.2426	16.44	<.0001
Inicio de floración					
Nutrición	3	133.1000	37.7000	4.37	0.0060
Sustrato	2	599.8500	299.9250	34.77	<.0001
N * S	6	112.7500	18.7917	2.18	0.0505
Número de hojas					
Nutrición	3	13900.4666	4633.4888	53.85	<.0001
Sustrato	2	2546.8166	1273.4083	14.80	<.0001
N * S	6	78.9833	13.1638	0.15	0.9881
Número de brotes					
Nutrición	3	16.8916	5.6305	6.22	0.0006
Sustrato	2	1.5166	0.7583	0.84	0.4352
N * S	6	3.6833	0.6138	0.68	0.6672
Área foliar					
Nutrición	3	6701482.764	2233827.588	83.40	<.0001
Sustrato	2	5356679.865	2678339.932	100.00	<.0001
N * S	6	1998060.938	333010.156	12.43	<.0001
Área de brácteas					
Nutrición	3	2358288.031	786096.010	57.23	<.0001
Sustrato	2	755440.080	377720.040	27.50	<.0001
N * S	6	187113.144	31185.524	2.27	0.0707
Peso aéreo					
Nutrición	3	792.0475	264.0158	46.04	<.0001
Sustrato	2	491.0538	245.5269	42.81	<.0001
N * S	6	43.6750	7.2791	1.27	0.3082
Peso radical					
Nutrición	3	3.7401	1.2467	2.83	0.0596
Sustrato	2	33.7108	16.8554	38.30	<.0001
N * S	6	9.3872	1.5645	3.55	0.0116
Peso específico					
Nutrición	3	4.4376	1.4792	6.37	0.0025
Sustrato	2	1.8903	0.9451	4.07	0.0300
N * S	6	1.7995	0.2999	1.29	0.2982
Clorofila a					
Nutrición	3	11.2678	3.7559	54.58	<.0001
Sustrato	2	0.5491	0.2745	3.99	0.0319
N * S	6	0.4283	0.0713	1.04	0.4260
Clorofila b					
Nutrición	3	0.9307	0.3102	17.95	<.0001
Sustrato	2	0.0371	0.0185	1.08	0.3568
N * S	6	0.0537	0.0089	0.52	0.7882
Clorofila total					
Nutrición	3	18.6448	6.2149	48.68	<.0001
Sustrato	2	0.8705	0.4352	3.41	0.0497
N * S	6	0.6357	0.1059	0.83	0.5585
Clorofila spad					
Nutrición	3	4225.5247	1408.5082	63.53	<.0001
Sustrato	2	956.4272	478.2136	21.57	<.0001
N * S	6	116.1310	19.3551	0.87	0.5290
Antocianinas					
Nutrición	3	24484.0660	8161.3553	3.00	0.0503
Sustrato	2	19598.2142	9799.1071	3.61	0.0427
N * S	6	82669.4037	13778.2339	5.07	0.0017

Continuación Cuadro 1A.

Carotenoides					
Nutrición	3	1.0932	0.3644	3.47	0.0318
Sustrato	2	0.3969	0.1984	1.89	0.1728
N * S	6	1.0981	0.1830	1.74	0.1541
Luminosidad					
Nutrición	3	18.2424	6.0808	6.04	0.0032
Sustrato	2	0.1087	0.0543	0.05	0.9475
N * S	6	6.2791	1.0465	1.04	0.4247
Croma					
Nutrición	3	63.8978	21.2992	2.42	0.0904
Sustrato	2	0.1598	0.0799	0.01	0.9909
N * S	6	43.0915	7.1819	0.82	0.5671
Ángulo de Hue					
Nutrición	3	6.4686	2.1562	3.18	0.0421
Sustrato	2	0.5252	0.2626	0.39	0.6828
N * S	6	5.6142	0.9357	1.38	0.2622
Nitrógeno					
Nutrición	3	514422.4158	171474.1386	65.08	<.0001
Sustrato	2	33693.0393	16846.5196	6.39	0.0059
N * S	6	6712.4079	1118.7347	0.42	0.8552
Fósforo					
Nutrición	3	2218.9764	739.6588	29.74	<.0001
Sustrato	2	1450.9822	725.4911	29.17	<.0001
N * S	6	2105.4639	350.9106	14.11	<.0001
Potasio					
Nutrición	3	15395.1369	5131.7123	39.41	<.0001
Sustrato	2	7554.6953	3777.3476	29.01	<.0001
N * S	6	1268.5342	211.4223	1.62	0.1838
Calcio					
Nutrición	3	234186.5304	78062.1768	26.66	<.0001
Sustrato	2	266297.1334	133148.5667	45.48	<.0001
N * S	6	56766.1323	9461.0221	3.23	0.0180
Magnesio					
Nutrición	3	414488.9721	138162.9907	66.05	<.0001
Sustrato	2	41984.8824	20992.4412	10.04	0.0007
N * S	6	10976.8152	1829.4692	0.87	0.5279
Cobre					
Nutrición	3	32.6339	10.8779	45.53	<.0001
Sustrato	2	0.3766	0.1883	0.79	0.4661
N * S	6	1.2372	0.2062	0.86	0.5357
Zinc					
Nutrición	3	0.2291	0.0763	32.91	<.0001
Sustrato	2	0.5967	0.2983	128.53	<.0001
N * S	6	0.0640	0.0106	4.60	0.0030
Manganeso					
Nutrición	3	0.1032	0.0344	55.00	<.0001
Sustrato	2	0.1431	0.0715	114.43	<.0001
N * S	6	0.0142	0.0023	3.80	0.0084
Hierro					
Nutrición	3	42.4837	14.1612	118.92	<.0001
Sustrato	2	3.3423	1.6711	14.03	<.0001
N * S	6	3.6654	0.6109	5.13	0.0016
Boro					
Nutrición	3	0.7212	0.2404	4.12	0.0171
Sustrato	2	0.9997	0.4998	8.58	0.0015
N * S	6	0.5427	0.0904	1.55	0.2044

¹ *Glomus mosseae* BEG 25, *G. mosseae* BEG 132, fertilización y testigo.

² Tierra de monte, turba y tezontle

2. Cuadro 2A. Análisis de correlación de Pearson entre número de brotes, hojas, flores, área foliar, área de brácteas, peso seco aéreo, inicio de pigmentación e inicio de floración en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

	Número hojas	Número flores	Área foliar	Área de brácteas	Peso aéreo	Inicio de floración	Inicio de pigmentación
Número brotes	x=0.7561 y=<.0001	0.9381 <.0001	0.5825 0.0002	0.6032 <.0001	0.5693 0.0003	0.1242 0.4706	0.2410 0.1567
Número hojas		0.8033 <.0001	0.8347 <.0001	0.8815 <.0001	0.8552 <.0001	0.0049 0.9775	0.3384 0.0435
Número flores			0.6328 <.0001	0.6102 <.0001	0.6603 <.0001	0.0439 0.7994	0.2115 0.2156
Área foliar				0.8037 <.0001	0.8785 <.0001	-0.2705 0.1106	-0.0548 0.7510
Área de brácteas					0.8108 <.0001	-0.0689 0.6898	0.2749 0.1046
Peso aéreo						-0.23088 0.1755	0.0807 0.6401
Inicio de floración							0.8157 <0.0001

x= coeficiente de correlación Pearson
y= Prob> |R|

3. Cuadro 3A. Análisis de correlación de Pearson entre clorofilas y nutrientes en nochebuena cultivar Subjilbi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

	Clorofila b	Clorofila total	Clorofila spad	N	K	Mg	Fe	Zn	Mn	B
Clorofila a	x=0.8833 y=<.0001	0.9932 <.0001	0.8366 <.0001	0.8255 <.0001	0.7383 <.0001	0.8514 <.0001	0.8180 <.0001	0.7022 <.0001	0.8541 <.0001	0.3457 0.0389
Clorofila b		0.9319 <.0001	0.7338 <.0001	0.6333 <.0001	0.5546 0.0004	0.6750 <.0001	0.6653 <.0001	0.5467 0.0006	0.6630 <.0001	0.2803 0.0978
Clorofila total			0.8296 <.0001	0.7961 <.0001	0.7090 <.0001	0.8265 <.0001	0.7982 <.0001	0.6791 <.0001	0.8255 <.0001	0.3372 0.0443
Clorofila spad				0.8617 <.0001	0.8583 <.0001	0.8929 <.0001	0.8235 <.0001	0.7837 <.0001	0.8414 <.0001	0.5334 0.0008
N					0.8873 <.0001	0.9287 <.0001	0.9524 <.0001	0.7524 <.0001	0.9291 <.0001	0.4125 0.0124
K						0.8904 <.0001	0.7968 <.0001	0.9222 <.0001	0.8590 <.0001	0.3496 0.0366
Mg							0.8928 <.0001	0.7851 <.0001	0.9333 <.0001	0.4535 0.0055
Fe								0.6365 <.0001	0.8582 <.0001	0.3319 0.0480
Zn									0.7896 <.0001	0.2382 0.1617
Mn										0.3208 0.0565

x= coeficiente de correlación Pearson
y= Prob> |R|

4. Cuadro 4A. Análisis de correlación de Pearson entre nutrimentos en nochebuena cultivar Subjibi roja en diferentes sustratos y condiciones nutrimentales.

	P	K	Ca	Mg	Fe	Cu	Zn	Mn	B
N	x=0.7068 y=<.0001	0.8873 <.0001 0.7939 <.0001	0.7437 <.0001 0.8695 <.0001 0.8705 <.0001	0.9287 <.0001 0.7220 <.0001 0.8904 <.0001	0.9524 <.0001 0.5726 0.0003 0.7967 <.0001	0.6458 <.0001 0.7570 <.0001 0.8478 <.0001	0.7524 <.0001 0.8099 <.0001 0.9222 <.0001	0.9291 <.0001 0.8481 <.0001 0.8590 <.0001	0.4125 0.0124 0.1416 0.4102 0.3496 0.0366
P									
K									
Ca									
Mg									
Fe									
Cu									
Zn									
Mn									
B									

x= coeficiente de correlación Pearson
y= Prob> |R|