



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO



DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

INSTITUTO DE HORTICULTURA

**INTERACCIÓN SUSTRATOS-MICORRIZAS PARA LA
PRODUCCIÓN DE PLANTA DE ARÁNDANO EN EL
OCCIDENTE DE MÉXICO.**

**TESIS
QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL
GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS EN HORTICULTURA

PRESENTA:

LORENA POSADAS PINEDA



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

**Junio de 2015,
Chapingo, Estado de México.**

“Enseñar la explotación de la tierra, no la del hombre”



La presente tesis titulada **“Interacción sustratos-micorrizas para la producción de planta de arándano en el occidente de México”** realizada por la Ing. Lorena Posadas Pineda 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.

COMITÉ ASESOR

DIRECTOR:

Dr. Sergio Damián Segura Ledesma

ASESOR:

Dr. Joel Pineda Pineda

ASESOR:

Dr. Ángel Rebóllar Alviter

Junio de 2015, Chapingo, México.

DEDICATORIA

A mis padres **Rogelio Posadas Mora** y **Juana Pineda Palma** por ser ejemplo a seguir de valentía, sacrificio, lucha diaria y voluntad, por guiarme siempre con firmeza, sabiduría y amor. Por estar siempre conmigo y apoyarme. Los amo.

A mis hermanos **Maricela** y **Rogelio** porque son un ejemplo a seguir y a pesar de las dificultades siempre han estado conmigo, sé que me apoyan incondicionalmente y son un orgullo para mí. Los amo.

A mis amigas **Diana, Adriana, Isabel, Evelia**, por la amistad brindada, apoyo y ser un pilar para mí, así también a **Marlen, Ruht, Carmen, Karlita, a doña Marí, Karina, Lupita, Alondra (wera), Xelisle, Cecy, Anahí, Nohemí** y demás amigas que por ahora se me escapa su nombre a quienes he conocido, por las convivencias y su amistad incondicional, por compartir momentos de gran alegría y con quienes la confianza siempre será prioridad en todos nuestros encuentros. Las quiero.

A mis **tí@s, prim@s y abuelitas** y a todas las personas que forman parte de **mi familia**, con gratitud y respeto, aunque han estado lejos sé que están conmigo y yo con ustedes.

A todos los **profesores** que han sido parte de mi formación profesional, por compartir sus conocimientos conmigo y por todos los consejos y apoyo brindados

“El conocimiento es la mejor inversión que se puede hacer”.

Abraham Lincoln.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por permitirme conocer la vida, por darme fortaleza para continuar cuando a punto de caer he estado, por acompañarme durante todo el camino recorrido y por darme ánimos para buscar nuevos horizontes y cuidar siempre de mi familia y amistades por todo esto GRACIAS.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo económico brindado para la realización de mis estudios de posgrado, GRACIAS.

Al Dr. Joel Pineda Pineda por brindarme la oportunidad de culminar este trabajo de tesis, por todo el apoyo, la dedicación, paciencia y tiempo necesario para el desarrollo de este, GRACIAS.

A los integrantes del Jurado: Dr. Sergio Damián Segura Ledesma, Dr. Joel Pineda Pineda, Dr. Ángel Rebollar Alviter, por las observaciones realizadas para mejorar este trabajo, GRACIAS.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Instituto de Horticultura por brindarme la oportunidad de estudiar el posgrado, GRACIAS.

A mis Padres por haberme forjado como soy, por sus incansables sacrificios, paciencia, perseverancia y apoyo, GRACIAS.

A mi hermana, hermano y cuñado por el cariño y apoyo que siempre he recibido de ustedes, GRACIAS.

A Diana López por la amistad y ayuda en la culminación de este trabajo así también a Isabel Nativitas. GRACIAS.

Al Dr. Gerardo Leyva Mir por el apoyo, consejos y brindarme las facilidades para realizar parte de este proyecto, GRACIAS.

A los profesores de la Maestría en Ciencias en Horticultura por sus enseñanzas, paciencia y dedicación, GRACIAS.

A Anahí, Hugo, Juan Manuel, José Manuel por su apoyo, GRACIAS.

DATOS BIOGRÁFICOS

Lorena Posadas Pineda nació en Tetela de Ocampo, Puebla el 30 de septiembre de 1988, pero vivió en la comunidad de San Nicolás, donde realizó sus estudios de primaria en la escuela “República Argentina”. La secundaria la estudio en la Escuela Secundaria Técnica No.28 en Tetela de Ocampo, Puebla. En 2003 ingreso a Preparatoria Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo y en julio de 2006 ingreso al departamento de Parasitología Agrícola en la misma universidad y en el 2010 obtuvo el título de Ingeniero Agrónomo Especialista en Parasitología Agrícola. Y en 2013 fue aceptada para cursar los estudios correspondientes a la Maestría en Ciencias en Horticultura del departamento de Fitotecnia, del Instituto de Horticultura de la Universidad Autónoma Chapingo. Como requisito para la obtención del grado de Maestro en Ciencias en Horticultura defendió la presente investigación.

INTERACCIÓN SUSTRATOS-MICORRIZAS PARA LA PRODUCCIÓN DE PLANTA DE ARÁNDANO AZUL EN EL OCCIDENTE DE MÉXICO

SUBSTRATE-MYCORRHIZAE INTERACTION TO PROPAGATE BLUEBERRY PLANTS IN WEST MEXICO

Lorena Posadas Pineda¹; Sergio D. Segura Ledesma².

RESUMEN

La producción de arándano (*Vaccinium* spp.) en México ha presentado un incremento notable con una demanda creciente de planta de vivero para nuevos huertos. La propagación en viveros mexicanos adolece de calidad sanitaria al diseminar enfermedades; principalmente el cáncer del tallo por *Botryosphaeria* sp. Con la finalidad de obtener plantas sanas y aptas para el trasplante se evaluaron diferentes sustratos e inoculación de micorrizas a la rizósfera. El sustrato peat moss+perlita, 1:1 (v/v) establecido en macetas, aumentó la altura un 144 %, el número de tallos 54 %, tamaño de hoja un 61 % y 45 % de biomasa total con inoculación de micorrizas y mayor número de hojas con el mismo sustrato sin inoculación de micorrizas, respecto al testigo. Mientras que el sustrato: suelo + cascarilla de pino + peat moss 1:1:1 (v/v) inoculado con micorrizas establecido en camas presento mejores resultados en altura y número de hojas.

Palabras clave: *Vaccinium*, propagación, sustratos, inoculación, México.

ABSTRACT

The blueberry (*Vaccinium* spp.) production area in Mexico has presented an important increase with a consequent demand of plants from nurseries.

The plant propagation process in Mexican nurseries is of low quality and spreads diseases; mainly cancer stem caused by *Botryosphaeria* sp. In order to produce healthy and optimum plants, different substrates and mycorrhizal inoculation to rhizosphere have been tested. The mix peat moss + perlite, 1: 1 (v / v) with mycorrhizal inoculation set in pots, has increased plants height 144 %, the stems number 54%, leaf size 61 % and 45 % of the total biomass control. The same substrate without mycorrhizal inoculation has increased the number of leaves to control. The mix pine husk + soil + peat moss 1: 1: 1 (v / v) inoculated and set in beds have presented better results in height and number of leaves as the control.

Keywords: *Vaccinium*, propagation, substrates, inoculation, Mexico

¹ Autor de la tesis, ² Director de la tesis.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
DATOS BIOGRÁFICOS	v
RESUMEN	vi
ABSTRACT	vi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS.....	4
III. HIPÓTESIS.....	5
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	6
4.1 Origen e historia	6
4.2 Taxonomía del cultivo	7
4.3 Importancia del arándano a nivel mundial	8
4.4 Cultivo comercial en México	9
4.5 Descripción botánica	10
4.5.1 Raíces.....	10
4.5.2 Tallos	11
4.5.3 Yemas vegetativas	11
4.5.4 Hojas.....	11
4.5.5 Yemas florales	11
4.5.6 Flores.....	11
4.5.7 Fruto	12
4.6 Principales enfermedades del cultivo	12
4.6.1 Enfermedades del cultivo a nivel mundial	12
4.6.2 Enfermedades del cultivo a nivel nacional	13
4.7 Sustratos	13
4.8 Propiedades de los sustratos de cultivo	16

4.9 Propiedades físicas	16
4.9.1 Espacio poroso total	16
4.9.2 Agua fácilmente disponible	17
4.9.3 Agua de reserva	18
4.9.4 Agua difícilmente disponible	19
4.9.5 Capacidad de aireación	19
4.9.6 Mojabilidad.....	20
4.9.7 Densidad aparente.....	21
4.10 Propiedades químicas.....	21
4.10.1 Capacidad de intercambio catiónico.....	22
4.10.2 Disponibilidad de los nutrimentos.....	23
4.10.3 Salinidad.....	24
4.10.4 pH.....	25
4.10.5 Conductividad eléctrica	26
4.11 Materiales y mezclas utilizados como sustratos.....	27
4.11.1 Corteza de pino	28
4.11.2 Perlita	30
4.12 Microorganismos rizosféricos	32
4.13 Respuesta de las plantas a Inoculaciones de micorrizas	34
V. MATERIALES Y METODOS	36
5.1 Localización.....	36
5.2 Material vegetal	36
5.2.1 Procesamiento del material vegetal	37
5.3 Sustratos	39
5.4 Caracterización física del sustrato.....	39
5.4.1 Curvas de Retención de Humedad	40
5.4.2 Densidad aparente.....	41
5.5 Caracterización química de los sustratos	42

5.5.1 Determinación de pH y la conductividad eléctrica	42
5.5.2 Determinación de N, P y K.....	42
5.5.3 Determinación de Ca y Mg	43
5.6 Material biológico	43
5.6.1 Determinación de presencia de micorrizas	43
5.7 Establecimiento de ensayos.....	45
5.7.1 Ensayo 1. Establecimiento en camas	45
5.7.2 Ensayo 2. Establecimiento en macetas	46
5.8 Diseño experimental.....	47
5.8.1 Ensayo 1.....	47
5.8.2 Ensayo 2.....	48
5.9 Análisis estadístico	48
5.10 Variables evaluadas	48
5.10.1 Altura de plantas	48
5.10.2 Número de hojas.....	49
5.10.3 Hoja promedio (largo y ancho).....	49
5.10.4. Número de tallos.....	49
5.10.5 Colonización de micorrizas	49
5.10.6 Biomasa.....	49
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	51
6.1 Material vegetal	51
6.2 Sustratos	52
6.3 Caracterización física de los sustratos	54
6.3.1 Curvas de retención de humedad	54
6.3.2 Densidad aparente.....	57
6.4 Caracterización química de los sustratos	59
6.4.1 pH	60
6.4.2. Conductividad eléctrica.....	61

6.4.3. Contenido de Nitrógeno	62
6.4.4. Contenido de Fosforo	64
6.4.5. Contenido de Potasio.....	64
6.4.6 Contenido de Calcio.....	65
6.4.7. Contenido de Magnesio	65
6.5. Material biológico	66
6.6. Ensayo 1	67
6.7. Ensayo 2	71
VII. CONCLUSIONES	78
VIII. LITERATURA CITADA.....	79
IX. ANEXOS.....	91

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Propiedades físicas de distintos tipos de perlitas comerciales con diferente granulometría.....	31
Cuadro 2. Proporciones de los materiales utilizados en las mezclas para formar al sustrato.	39
Cuadro 3. Tratamientos del ensayo 1.....	46
Cuadro 4. Tratamientos del ensayo 2.....	47
Cuadro 5. Análisis de varianza de algunas características químicas de las mezclas usadas como sustratos.....	59
Cuadro 6. Comparación de medias de las características químicas de los sustratos medidas en extracto de saturación.....	61
Cuadro 7. Análisis de varianza para altura, número de hojas, número de tallos, largo y ancho de la hoja promedio en arándano.....	68
Cuadro 8. Comparación de medias para altura (cm) en arándano.	69
Cuadro 9. Comparación de medias para para número de hojas y tallos en arándano.....	70
Cuadro 10. Comparación de medias para largo y ancho de la hoja promedio en arándano.....	71
Cuadro 11. Análisis de varianza para altura, número de hojas, número de tallos y largo y ancho de la hoja promedio en arándano.	72
Cuadro 12. Comparación de medias para altura en arándano.	73
Cuadro 13. Comparación de medias para para número de hojas y tallos en arándano.....	74
Cuadro 14. Comparación de medias para largo y ancho de la hoja promedio en arándano.....	75
Cuadro 15. Análisis de varianza para biomasa de hojas, raíz y total en arándano.....	75

Cuadro 16. Comparación de medias para % de biomasa de hojas, raíz y total en arándano.....	76
--	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Material vegetal.	37
Figura 2. Curva de liberación de agua de un sustrato.	41
Figura 3. Pasos metodológicos de aclarado y tinción de raíces con azul trípango.	44
Figura 4. Diseño experimental del ensayo 1.	46
Figura 5. Comparación visual de <i>Geotrichum</i> sp.	51
Figura 6. Materiales utilizados como sustratos.	52
Figura 7. Diagrama box plot de las variables de caracterización de sustratos.	53
Figura 8. Curva de retención de humedad de las mezclas de sustratos procesadas como suelos.	55
Figura 9. Curva de retención de humedad sustrato 4.	57
Figura 10. Densidad aparente de los sustratos evaluados.	58
Figura 11. Concentración de nitrógeno en extracto de saturación de las diferentes mezclas utilizadas como sustratos.	63
Figura 12. Indicios de micorrizas inoculadas.	66
Figura 13. Raíces sin presencia de micorrizas.	67

I. INTRODUCCIÓN

El arándano azul es un cultivo de fruto pequeño (berries en inglés) que pertenece al género *Vaccinium*, el cual incluye alrededor de 450 especies distribuidas en el mundo, pero sobretodo las cultivadas de origen neoártico (Trehane, 2004).

Los grupos de especies de mayor importancia económica son: Altos del norte (*V. corymbosum*); Altos del sur (híbridos interespecíficos de *V. corimbosum*, *V. agustifolium*, *V. darrowii*, *V. ashei*) y ojo de conejo (*V. ashei*). En América del norte y Europa la mayor parte de la producción mundial de arándano es del tipo alto del norte mientras que en países subtropicales como México es del tipo altos del sur por su bajo requerimiento de frío para producir. Se considera un cultivo de alto valor agronómico debido a que puede crecer en suelos ácidos, los cuales son considerados no aptos para otros cultivos (Ratnaparkhe, 2007).

El arándano es una fruta baja en calorías y sodio, fuente de fibras y pectinas; destaca su alta concentración de vitamina C, su consumo como fruto fresco, su uso en la industria de colorantes, pastelería, mermeladas, conservas, yogurt, golosinas, cereales, entre otros (Gámez-Bastén, 2002; citado por Pérez y Mazzone, 2005). Otra característica por la cual se considera importante, es debido a su valor nutracéutico, ya que es uno de los frutos más ricos en antioxidantes (Alkharouf *et al.*, 2007).

Actualmente México ocupa el sexto lugar en la producción mundial con 10160 t (FAOSTAT, 2013) producidas en los estados de Baja California, Colima, Jalisco, Michoacán, Puebla, Sinaloa, Sonora y el Estado de México (SIAP, 2013); siendo la especie *V. corymbosum* L. la más cultivada en el país.

La producción nacional está en plena expansión pasando de 402 ha en el 2010 a 1517.5 ha en el 2013 (SIAP, 2013). La variedad. 'Biloxi' del tipo Altos del Sur es el cultivado en al menos 80 % del área productiva. Actualmente su multiplicación comercial adolece de calidad sanitaria sobre todo por infecciones fungosas como el cáncer del tallo (*Botryosphaeria sp*) que conlleva a la continua necesidad de remplazar plantas en campo. Una característica del cultivo es que el sistema radical del arándano es muy superficial y dificulta la asimilación de manera adecuada de los nutrimentos. Como otras Ericáceas, el arándano establece una relación simbiótica con micorrizas para incrementar la eficiencia en el uso del agua, en la absorción y translocación de nutrimentos (González y Ferrera 1995; Scagel *et al.*, 2005). Por ello, el sustrato (uno o mezcla de diferentes materiales) es esencial para el éxito en la producción de plantas de alta calidad (Cadahia, 2005), sobre todo de la planta producida en vivero. Propagar planta con sanidad y adecuada nutrición es de los problemas más importantes que enfrentan los viveristas nacionales.

Si se quiere aprovechar las condiciones agroecológicas favorables para la producción y un mercado internacional con precios atractivos, es necesario generar los sustratos y su manejo específico para ayudar a la planta a desarrollarse adecuadamente desde la primera fase de crecimiento que tiene lugar en el vivero (Anónimo, 2010).

A pocos años de introducción del arándano, la superficie cultivada va en aumento así como la necesidad de generar conocimientos que permitan aportar alternativas productivas para una mayor rentabilidad.

En los últimos cinco años, la creciente demanda de material vegetal para establecer nuevas plantaciones de arándano, así como el incremento de problemas fitosanitarios como el cáncer de tallo por *Botryosphaeria* sp (Rebollar, *et al.*, 2013) y los descuidos en las plantaciones que establecían, hizo que después de dos años de establecidas, tuvieron pérdidas económicas importantes debido al remplazo de plantas muertas.

Es notable la ausencia de antecedentes relacionados con el sustrato ideal para este cultivo, así como la asociación con microorganismos benéficos y otros factores que deben ser considerados en el sistema de producción y desarrollo de la industria viverista. Por ello resulta necesario ofertar en el mercado plantas sanas, como parte fundamental para el éxito del establecimiento y productividad de nuevas plantaciones.

Actualmente la industria viverista mexicana produce planta con un sustrato (mezcla de tierra y cascarilla de pino) para abaratar costos. Esta recomendación parte de que son materiales abundantes en la región y el arándano precisa de sustratos con pH ácido (4.5-5.5). Empresas estadounidenses como FALLCREEK^{®1} son las que dominan el mercado viverista con costos \$ 3.00 - \$ 5.00 USD/planta, además existen restricciones en cuanto a volúmenes de compra, mientras que los viveristas mexicanos ofertan plantas a \$ 35.00 (M.N).

II. OBJETIVOS

General

Evaluar el efecto de diferentes mezclas de sustratos en vivero y la inoculación de micorrizas en la producción de plantas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. 'Biloxi'.

Específicos

Determinar las propiedades físicas y químicas de los sustratos, formados por diferentes mezclas de materiales y su relación con el crecimiento de las plantas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi.

Evaluar el efecto de la inoculación de micorrizas en plantas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi sobre su crecimiento y calidad en los diferentes sustratos.

Identificar a los patógenos causantes de enfermedades de raíz y cancres de tallos en las plantas provenientes de vivero por medio de sintomatología y estructuras morfológicas.

III. HIPÓTESIS

Un buen sustrato en combinación con las micorrizas, facilitará la asimilación de los nutrimentos e incrementará la resistencia a estreses bióticos y abióticos que influyen para obtener plantas más sanas y vigorosas de mejor calidad.

Los sustratos formados por diferentes mezclas de materiales, con mejores características físicas y químicas serán los más aptos para el crecimiento de plantas de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) variedad. Biloxi en vivero.

Al inocular micorrizas en las plantas se establecerá una simbiosis micorrítica, lo que les confiere importantes ventajas en cuanto al aprovechamiento de los nutrimentos del sustrato, manifestando un mejor crecimiento vegetal.

La incidencia de patógenos causantes de cánceres y de otras enfermedades de raíz ocurre en el proceso de producción de planta en vivero, ocasionada por el manejo inadecuado de los diferentes materiales utilizados como sustratos y la falta de asociaciones de microorganismos benéficos que ayuden en la nutrición de la planta.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Origen e historia

Es un frutal arbustivo de la familia *Ericaceae* nativa del este de Estados Unidos, fue domesticada a finales del siglo XIX por inmigrantes procedentes de Europa quienes la trasplantaron a campos en los estados de Nueva Inglaterra y Florida (Hancock *et al.*, 2008).

Los arándanos del tipo “ojo de conejo” (*Vaccinium ashei* Reade) fueron los primeros en cultivarse a finales de siglo XIX en el Sur de Estados Unidos. La producción del arándano tipo arbusto “alto del norte” (*V. corymbosum* L.) es un fenómeno del siglo XX originado con la investigación pionera de F. V. Coville y Elizabeth White en los comienzos de los 1900's. Inicialmente, la expansión de la producción de este cultivo fue lenta (Retamales and Hancock. 2012).

En Norte América en el periodo de 1910 a 1940, el cultivo del arándano azul gradualmente se extendió a través de Estados Unidos. Fuera de Norte América la primera plantación fue hecha en Assen, Países Bajos en 1923 por Borgesius. En Alemania se introdujo en 1930 por el Dr. Walter Heermann quien también comenzó con el mejoramiento genético y la utilización de técnicas de producción comercial. En 1959 David Trehane hizo plantaciones en Reino Unido. Para 1960 y 1970 se realizaron las primeras plantaciones de arándano en Australia y Nueva Zelanda, utilizándose principalmente como cultivo de exportación. De 2003 a 2008 el número de hectáreas en Australia aumento de 520 a 600, actualmente existen en Nueva Zelanda de 405 a 530 ha (Retamales and Hancock, 2012).

En los últimos 10 ó 15 años con la liberación de las variedades del tipo arbusto alto del sur por la Universidad de Florida, las plantaciones de arándano se expandieron a áreas de latitudes más bajas, como Florida, California, centro de Argentina y Chile. A principios del 2000 hubo un auge en la siembra de arándanos y California junto con México, emergieron por primera vez como lugares importante en crecimiento con plantaciones de arándano (Bañados, 2009).

4.2 Taxonomía del cultivo

Reino: Plantae

Sub reino: Viridaeplantae

Infra reino: Streptophyta

División: Tracheophyta

Sub división: Spermatophyta

Infra división: Angiospermae

Clase: Magnoliopsida

Super orden: Asteranae

Orden: Ericales

Familia: Ericaceae

Subfamilia: Vaccinioideae

Tribu: Vaccinieae

Género: *Vaccinium*

Especie: *Vaccinium corymbosum* L.

Fuente: NCBI (2013) e ITIS (2013)

4.3 Importancia del arándano a nivel mundial

El cultivo del arándano ha cobrado gran importancia en los últimos años. Las características nutricionales del fruto, rico en vitaminas, minerales, bajas calorías y una alta proporción de antioxidantes, lo hace un fruto apetecible, dado la demanda de los consumidores de mercados exigentes por alimentos sanos y que contribuyan a una mejor salud. Lo anterior ha determinado una importante expansión del cultivo en el mercado mundial (Cerde, 2004).

El arándano azul se ha convertido en un cultivo internacional, ya que actualmente la superficie sembrada de arándano se ha incrementado. Debido a que la producción se ha expandido a nuevas regiones, siendo ampliamente sembrado en Norte América, Sudamérica, Europa, China y Japón (Retamales and Hancock, 2012).

A nivel mundial Estados Unidos es el principal país productor de arándano seguido de Canadá, alcanzando juntos una producción de 348,078 t de arándano; otros países productores son: Polonia, Alemania, México, Francia, Países Bajos, España, Suecia, Nueva Zelanda, Rumania, Federación de Rusia, Lituania, entre otros (FAOSTAT, 2013).

Actualmente, la cosecha de éste cultivo se mantiene como una importante industria en el Noreste de Estados Unidos y Este de Canadá; sin embargo, en muchos países como China, la siembra de arándanos ha contribuido positivamente en su mercado, al comercializarse estos frutos en fresco con un alto valor económico (Li y Hong, 2009).

Industrias en todo el mundo están tratando de encontrar maneras de aumentar la demanda de arándanos, centrándose en los esfuerzos de investigación y mercadotecnia y en las propiedades medicinales del arándano; así como en el fortalecimiento de mercados emergentes (López 2013).

4.4 Cultivo comercial en México

Las primeras plantas de arándano en México se introdujeron en la región de Zacatlán, Puebla, en los años 70's con plantas del tipo ojo de conejo provenientes de Arkansas, Estados Unidos. Las primeras plantaciones comerciales fueron reportadas en 1993 con una superficie de 175 ha en la misma región del estado de Puebla (SIAP, 2013).

Los estados con mayor producción durante el 2013 fueron Jalisco con 5,192.40 t, Colima con 1,736 t, Baja California 1,206 t, Michoacán 912 t y Puebla con 912 t, con las siguientes superficies sembradas: Jalisco 611 ha, Puebla 286 ha, Colima 214.5 ha, Michoacán 182 ha y Baja California 80 ha (SIAP, 2013).

En el 2003 se introdujeron a Michoacán variedades del tipo arbusto alto del Sur, estableciéndose pequeñas parcelas comerciales a partir del 2005, con el interés de extender su oferta de productos en el rubro de las frutillas, en una región consolidada en la producción de zarzamora localizada en el Municipio de Los Reyes. Entre las variedades evaluadas en la región se tiene a Misty, Sharpeblue, Star y 'Biloxi', siendo esta última la de mayor importancia actualmente (Escalera, 2009).

La oferta de frutos frescos de México va de Octubre a Mayo (Bañados, 2009), Se exporta la totalidad de la producción a los Estados Unidos. En la temporada

del 2008 se exportaron 285 851 libras con un valor de 751 413 dólares (USDA, 2009).

El 80 % de la producción de arándanos en México se destina al mercado de exportación como producto fresco para consumo final; mientras que el 20 % restante se descarta debido a que no cumple requisitos para exportación; de este porcentaje el 15 % se industrializa para la elaboración de jugos, mermeladas y postres, el 5 % restante se va al consumo local (Forbes *et al.*, 2009).

Las empresas exportadoras son de capital chileno y estadounidense. Comercializadoras trasnacionales que acopian frutillas, zarzamora, frambuesa, fresa y arándano, fueron atraídas por la disponibilidad de frutas, la cercanía con Estados Unidos, las condiciones generadas por los Tratados Comerciales y sobre todo con la posibilidad de cerrar el ciclo de producción y de mantener una oferta en el mercado durante todo el año. De estas comercializadoras figuran entre otras: Driscoll's, Sunny Bridge, Hortifrut, Hurt's Berry Farm, Sun Belle, S. A. (Sánchez, 2008).

4.5 Descripción botánica

4.5.1 Raíces

Son fibrosas y sin pelos absorbentes (Yang *et al.*, 2002). Se conocen dos tipos de raíces: las de almacenamiento que son gruesas y las finas que son fibrosas y se encargan de la absorción (Gough, 1994).

4.5.2 Tallos

Los tallos de un año son llamados cañas, éstas se originan de yemas localizadas sobre la corona, la cual es un área de transición entre los sistemas vasculares morfológicamente distintos de la raíz y de la caña (Gough, 1994).

4.5.3 Yemas vegetativas

Son pequeñas de 4 mm de longitud aproximadamente y contienen un ápice que se extiende de 40 a 80 μm y 120 μm de diámetro. Se ubican en el sector medio y basal del brote; a partir de ellas se originarán los brotes normales de la siguiente temporada (Bañados, 2009).

4.5.4 Hojas

Pueden alcanzar 75 mm de longitud y pueden tener pelos finos en el envés. Tienen un grosor de 2.2 mm y contienen varias capas estructurales entre las epidermis. El haz puede ser opaco o brillante, rugoso o suave, según el cultivar (Gough, 1994).

4.5.5 Yemas florales

Ubicadas en la porción apical de las ramillas. Las yemas florales son de mayor tamaño que las vegetativas. La diferenciación de estas yemas ocurre de mediados del verano a fines del otoño; dependiendo de los cultivares (Bañados, 2009).

4.5.6 Flores

Corola blanca o rosa compuesta de 5 pétalos y 5 sépalos fusionados. De 8 a 10 estambres y un estilo, todo fusionado a un ovario ínfero. Tiene forma de

campana, el pedúnculo está adherido al brote y a lo largo las flores forman la inflorescencia o racimo (Gough, 1994).

4.5.7 Fruto

Es una baya casi esférica, dependiendo de la especie y cultivar puede variar en tamaño de 0.7 a 1.8 cm de diámetro y posee un color azul. Contiene cinco lóculos que son delineados por una pared de células simples, lo que constituye el endocarpio. Las semillas perfectas tienden a agruparse en la parte superior del eje del lóculo (Gough, 1994).

4.6 Principales enfermedades del cultivo

Derivado de la creciente demanda de los consumidores de arándano azul en el mundo, los productores han reaccionado incrementando la producción intensiva y la superficie sembrada, a medida que la demanda de material propagativo ha aumentado, así también han aumentado las exigencias del producir plantas sanas. Con el incremento de la demanda de material propagativo, los problemas de enfermedades se han vuelto más prevalentes (Scherin *et al.*, 2001).

4.6.1 Enfermedades del cultivo a nivel mundial

Probablemente las enfermedades de arándano azul más generalizadas son causadas por los siguientes patógenos: *Phytophthora cinnamomi* Rands (Retamales and Hancock, 2012), *Monilinia vaccinii-corymbosi* (Reade), *Botryosphaeria* spp., *Botryosphaeria corticis* (Demaree and Wilcox), *Phomopsis vaccinii* Shear, *Botrytis cinérea* Pers.: Fr., *Alternaria* spp., *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Penz and Sacc., *Colletotrichum acutatum*,

Pestalotiopsis spp. y *Truncatella* sp.(Espinoza et al., 2008), *Calonectria colhounii* (anamorfo *Cylindrocladium colhounii*) (Sadowsky et al., 2011) *Dothichiza caroliniana* (Baino et al., 2007) *Pucciniastrum vaccinii* (Keith et al.,2008), *Armillaria* spp.(Prodorutti et al., 2009) *Thekopsora minima* (Rebollar et al., 2011) Bacterias como: *Pseudomonas syringae* (Retamales and Hancock, 2012), *Xylella fastidiosa* (Holland et al., 2013), fitoplasmas como: blueberry stunt phytoplasma y virus: *Blueberry shoestring virus* (BBSSV), *Blueberry shock virus* (B1ShV), *Tomato ringspot virus* y el *Blueberry scorch virus* (B1ScV).

4.6.2 Enfermedades del cultivo a nivel nacional

Se ha reportado la presencia de *Thekopsora minima* (Rebollar et al., 2011), *Neofusicoccum parvum*, *Lasiodiplodia pseudotheobromae*, *Pestalotiopsis photinae*, *Pestalotiopsis microspora* y *Phytophthora cinnamomi* (Rebollar et al., 2013) y en información no reportada: *Alternaria* sp., *Colletotrichum* sp., *Phomopsis* sp., *Neofusicocum* sp., *Stemphylium* sp., *Curvularia* sp., *Fusarium* sp., *Phoma* sp., *Pestalotiopsis* sp., *Phyllosticta* sp., *Bipolaris* sp., *Chaetomium* sp., *Phytophthora* sp. y *Pythium* sp., (Cruz, 2011).

4.7 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, colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radical, desempeñando, por tanto un papel de soporte para la planta (Urrestarazu, 2004).

Las funciones más importantes de un sustrato de cultivo son proporcionar un medio ambiente “ideal” para el crecimiento de las raíces, y facilitar una base adecuada para el anclaje o soporte mecánico de la planta (Cadahia, 2005).

Existe gran variación de materiales que pueden ser adecuados como sustratos de cultivo, pero se deben considerar sus características físicas, químicas y biológicas, las necesidades del cultivo, así como la compleja interacción de procesos y fenómenos que se suscitan en la relación contenedor-sustrato-planta-ambiente (Pineda *et al.*, 2012).

De acuerdo con las condiciones que debe cumplir un sustrato, Fonteno y Bilderback (1993) mencionan las siguientes: 1) proveer agua, 2) suministrar nutrimentos, 3) permitir el intercambio de gases entre la zona radicular y el exterior del sustrato, y 4) dar soporte a las plantas. Además, Raviv y Lieth (2008) indican que debe proporcionar un ambiente que mantenga un balance biológico.

De todas las propiedades del sustrato, las físicas son las más importantes, ya que una vez establecido el cultivo, difícilmente pueden manipularse (Abad *et al.*, 2005; Blok *et al.*, 2008) y deben permanecer estables durante el ciclo del cultivo (Raviv y Lieth, 2008).

Actualmente se comercializan sustratos de características y orígenes diversos, de forma pura o en mezclas de dos o más materiales, que buscan satisfacer las necesidades específicas de cada cultivo; sin embargo, sus altos precios (varios de ellos son de importación) limitan su acceso y uso a muchos productores. En las últimas décadas, se ha encontrado aplicación como medios de crecimiento a

materiales que son subproductos o residuos de desecho de muy diversas actividades domésticas, urbanas e industriales (Resh, 1998; Sánchez y Escalante, 1988; Maher *et al.*, 2008). La incorporación de estos materiales posibilita tener productos más baratos y a largo plazo, un impacto ecológico positivo (Pineda *et al.*, 2012).

Entre los diferentes criterios de clasificación de los sustratos, destaca el que se basa en las propiedades de los materiales:

- 1) Químicamente inerte: arena granítica o silíceas, grava, perlita, lana de roca, etc.
- 2) Químicamente activos: turba rubia y negra, corteza de pino, vermiculita, materiales lignocelulósicos, etc.

La diferencia entre ambos tipos de materiales está determinada por la capacidad de intercambio catiónico una propiedad físico química directamente relacionada con la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato. En el primer caso, el material actúa única y exclusivamente como soporte de la planta, no interviniendo en procesos de adsorción y fijación de los nutrientes, en este caso se suministra mediante la solución nutritiva, que debe ajustarse para no crear disfunciones en la planta. En el segundo caso, además de soporte para la planta, estos sustratos actúan como depósito de reserva de los nutrientes aportados mediante la fertilización, almacenado o cediéndoles según las exigencias del vegetal (Urrestarazu, 2004).

4.8 Propiedades de los sustratos de cultivo

La primera etapa de la aplicación de un sustrato en el cultivo sin suelo es la caracterización del mismo, con objeto de conocer sus propiedades físicas, físico-químicas, químicas y biológicas. Las propiedades de los materiales son factores limitantes, que determinan el manejo posterior del sustrato (contenedor, riego y fertilización) (Cadahia, 2005).

4.9 Propiedades físicas

Las propiedades físicas de los sustratos de cultivo son de primerísima importancia. Una vez que el sustrato este en el contenedor y la planta esté creciendo en él, no es posible modificar las características físicas básicas de dicho sustrato. Esto contrasta con el *status* químico de los sustratos, que puede ser modificado mediante técnicas de cultivo apropiadas, realizadas por el propio agricultor. La caracterización física estudia la distribución volumétrica del material sólido, el agua, el aire, así como su variación en función del potencial matricial. Los métodos de determinación de las relaciones aire-agua de los sustratos difieren de los métodos utilizados en los suelos con idéntico fin (Cadahia, 2005).

4.9.1 Espacio poroso total

Es el volumen total del sustrato de cultivo no ocupado por partículas orgánicas ni minerales. Su nivel óptimo se sitúa por encima del 85 % del volumen del sustrato (Abad, 1993).

El total de poros existentes en un sustrato se divide entre: 1) Poros capilares, de pequeño tamaño ($< 30 \mu\text{m}$), que son los que retienen el agua, y 2) Poros no capilares o macroporos, de mayor tamaño ($> 30 \mu\text{m}$), que son los que se vacían después que el sustrato ha drenado, permitiendo así la aireación (Raviv *et al.*, 1986; Cadahia, 2005).

La porosidad total (Pt) o espacio poroso total (EPT) es el porcentaje de espacios vacíos (poros percolantes o no); mientras que la porosidad efectiva (Pe) corresponde al espacio poroso interconectado, ambas posibilidades se pueden obtener con las siguientes fórmulas:

$$Pt = [(volumen\ aparente - volumen\ de\ sólidos) / volumen\ aparente] \cdot 100$$

$$Pe = [(volumen\ de\ poros\ interconectados) / volumen\ aparente] \cdot 100$$

Consecuentemente, una alta porosidad total no indica por sí misma una buena estructura del sustrato, sino que es necesario conocer la relación entre la fracción de la porosidad que proporciona el agua y aquella que proporciona la aireación (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

La porosidad normalmente no mantiene un valor constante durante el proceso de cultivo por varias razones, las más frecuentes son: la compresibilidad del material; el cual llega a perder su forma por constreñimiento mecánico (por ejemplo compactación al enmacetar); por estrés hídrico; por evolución biológica de los materiales orgánicos y por separación de las partículas finas arrastradas por el agua de riego a la base del contenedor (Lemaire, 1995).

4.9.2 Agua fácilmente disponible

Es la diferencia entre el volumen de agua retenida por el sustrato después de haber sido saturado con agua y dejado drenar a 10 cm de tensión matricial, y el

volumen de agua presente en dicho sustrato a una succión de 50 cm de columna de agua. Se requiere una tensión mínima de 10 cm (equivalente a 10 cm de altura del contenedor) para obtener un contenido mínimo de aire. El siguiente punto de importancia se refiere a las condiciones de humedad que no inhibirán el crecimiento vegetal. Muchos experimentos han demostrado que una tensión de agua superior a 50 cm puede afectar desfavorablemente al crecimiento y al desarrollo de las plantas. El valor óptimo para el agua fácilmente disponible oscila entre 20 y 30 % del volumen (Abat, 1993).

Los poros que se mantienen llenos de agua después del drenaje del sustrato son los de menor tamaño. Es necesario, entonces, distinguir entre: 1) El agua retenida por el sustrato y que es accesible para la planta, y 2) El agua fuertemente retenida por el sustrato y que no es utilizable por la planta, ya que la succión aplicada por las raíces no supera la fuerza con la que el agua es retenida por las partículas del sustrato. Por lo tanto, y en relación con los sustratos, lo que interesa es la capacidad de retención de agua fácilmente disponible y no la capacidad de retención total de agua (Cadahia, 2005).

4.9.3 Agua de reserva

El agua de reserva (AR) es la cantidad de agua en volumen, que libera un sustrato al pasar de una tensión de 50 a 100 cm de carga de agua. El nivel óptimo se sitúa entre 4 y 10 % en volumen (Abad, 1993). El agua contenida a tensiones mayores a 100 cm de carga de agua es muy poco accesible para el cultivo, pues está muy fuertemente retenida por el sustrato.

4.9.4 Agua difícilmente disponible

Es el volumen de agua retenida por el sustrato tras ser sometido a una tensión superior a 100 cm columna de agua equivalente a 10 kPa. En muchos casos se produce una incapacidad por parte de la planta de extraer el agua del sustrato, pudiendo llegar incluso a mostrar síntomas de marchitez (Baixauli y Aguilar, 2002). Esta agua difícilmente disponible puede ser utilizada por la planta en condiciones de estrés hídrico (Cadahia, 2005).

4.9.5 Capacidad de aireación

Se define como la proporción del volumen del sustrato del cultivo que contiene aire después de que dicho sustrato ha sido saturado con agua y dejando drenar, usualmente a 10 cm de tensión de columna de agua. Su valor óptimo es de 20-30 % en volumen. Se requiere una adecuada concentración de oxígeno para la respiración de las raíces. Si el sustrato contiene una parte importante de material orgánico las altas poblaciones de microorganismos consumirán oxígeno en altas proporciones, por lo que se requiere hasta el doble de oxígeno en este tipo de sustratos para satisfacer la demanda de las plantas; por tal motivo no debe existir obstrucción en el intercambio de gases entre atmósferas del sustrato y atmósfera exterior. Por falta de aire durante unos días, se puede llegar a producir la muerte de las raíces, ya que la velocidad de difusión del oxígeno a través de una película de agua es unas 10,000 veces más lenta que en el aire, por lo que cuando mayor sea su espesor, menor será la concentración de oxígeno en la superficie de las raíces (Burés, 1997; Bunt, 1988).

La distribución del tamaño de los poros es el factor clave en el estado híbrido y aéreo de los sustratos. La profundidad (altura) del contenedor tiene un efecto marcado sobre el contenido de aire del sustrato. Cuanto más profundo es el contenedor mayor es el contenido de aire. Cuando se usan contenedores pequeños o poco profundos, son preferibles los sustratos de textura gruesa que contienen una aireación adecuada (Urrestarazu, 2004).

La capacidad de aireación de un sustrato es modificable con el manejo del riego. Riegos de corta duración y frecuentes van a mantener el sustrato en su máxima capacidad de retención de agua, por lo que la capacidad de aireación no se ve incrementada, pero riegos de mayor duración y más espaciados, van a provocar que el espacio poroso sea ocupado por aire, incrementando así, la capacidad de aireación del sustrato (Castellanos y Vargas, 2003).

4.9.6 Mojabilidad

Algunos materiales orgánicos presentan dificultades para ser humedecidos inicialmente y para ser rehúmedecidos una vez que se han secado en el contenedor, lo que puede provocar un retraso y una reducción en el crecimiento de la planta. Las dificultades para mojar un sustrato se atribuye generalmente a dos causas: la hidrofobicidad del material y la contracción que experimenta al secarse. La mojabilidad se expresa como el tiempo (en minutos) necesario para que se absorban 10 ml de agua destilada a través de la superficie de una muestra de sustrato a 40 °C. El nivel óptimo es igual o inferior a cinco minutos (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

4.9.7 Densidad aparente

Se define como la masa seca del material sólido por unidad de volumen aparente del sustrato húmedo, es decir incluyendo el espacio poroso entre las partículas. La densidad aparente juega un papel importante ya que los sustratos y los contenedores se transportan durante su manejo y manipulación y consecuentemente se toma en cuenta el peso. En adición el anclaje de las plantas debería ser también considerado como un factor de importancia: cuanto más alta sea la planta, más fuerte deberá ser el sustrato (Cadahia, 2005).

En los invernaderos donde el viento no es un factor limitante, la densidad aparente del sustrato puede ser tan baja como $0.15 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (Abad, 2000). Las plantas que crecen al aire libre deben ser cultivadas en sustratos más fuertes, con densidades aparentes comprendidas entre 0.5 y $0.75 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (Porta *et al.*, 1999).

4.10 Propiedades químicas

Las propiedades químicas caracterizan la transferencia de materia entre el sustrato y la solución del sustrato: reacciones de disolución e hidrólisis de los constituyentes minerales (química), reacciones de intercambio de iones (físico-química) y reacciones de biodegradación de la materia orgánica (bioquímica). Los materiales orgánicos son los componentes que constituyen en mayor grado a la química de los sustratos, debido principalmente a la formación y presencia de las sustancias húmicas, el producto final más importantes de la descomposición de la materia orgánica (Urrestarazu, 2004 y Cadahia, 2005).

4.10.1 Capacidad de intercambio catiónico

Se define como la suma de los cationes que pueden ser adsorbidos por unidad de peso (o de volumen) del sustrato. Dichos cationes quedan así retenidos frente al efecto lixiviante del agua y están disponibles para la planta (Urrestarazu, 2004 y Cadahia, 2005).

El valor óptimo de la capacidad de intercambio catiónico de los sustratos depende estrechamente de la frecuencia de la fertirrigación. Si la fertirrigación se aplica permanentemente, la capacidad de adsorción de los cationes no representa ninguna ventaja, siendo recomendable en este caso la utilización de materiales inertes, con muy baja o nula capacidad de intercambio catiónico. Si, por el contrario, la fertirrigación se aplica de modo intermitente, será necesario la utilización de sustratos con moderada o elevada capacidad de intercambio catiónico, superior a 20 meq/100 g (Abad, 1993).

Los materiales orgánicos presentan una elevada capacidad de intercambio y una alta capacidad de intercambio tampón frente a cambios rápidos en la disponibilidad de los nutrientes y en el pH. Una capacidad de intercambio catiónico elevada constituye un depósito de reserva para los nutrientes, mientras que los materiales con baja capacidad de intercambio, como la mayoría de los sustratos minerales, retienen cantidades reducidas de nutrientes y requieren una aplicación frecuente y regular de los fertilizantes. Se pueden prevenir los cambios rápidos en la acidez o la alcalinidad de los sustratos, usando materiales orgánicos en la mezcla de cultivo (Urrestarazu, 2004 y Cadahia, 2005).

Los materiales orgánicos, especialmente las sustancias húmicas, contienen grupos funcionales cargados negativamente (carboxílico, fenólico, enólico, etc.) que son los responsables de la capacidad de los materiales orgánicos para retener los cationes en forma no lixivable. Durante el proceso de intercambio catiónico, los iones orgánicos cargados negativamente son capaces de adsorber cationes (NH_4^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+) en proporciones variables, en función de la afinidad del catión por los centros de adsorción y de su concentración en la solución (Urrestarazu, 2004 y Cadahia, 2005).

4.10.2 Disponibilidad de los nutrimentos

Los sustratos orgánicos difieren marcadamente entre sí en el contenido de nutrimentos asimilables. Así, algunos (turba, corteza de pino, mantillo de bosque, etc.) poseen un nivel reducido de nutrimentos asimilables, mientras que otros (compost) presentan niveles elevados, dependiendo dicho nivel del origen del compost y del proceso de compostaje (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

En cualquier caso, y para un crecimiento óptimo de las plantas, deberían añadirse siempre nutrimentos adicionales, como fertilizantes de base y/o como fertilizantes durante el ciclo de cultivo (fertilización de cobertera) (Raviv *et al.*, 2008).

Los métodos de análisis de los nutrimentos asimilables consisten fundamentalmente en equilibrar una muestra de los sustratos con una determinada solución extractante (agua, acetato amónico, etc.) durante un tiempo normalizado. Una vez alcanzado el equilibrio, se determinan los nutrimentos disueltos o extraídos por dicha disolución. Los métodos analíticos

más extendidos presentan una reacción elevada con la respuesta vegetal, en unas determinadas condiciones del sustrato (Urrestarazu, 2004).

El extractante más comúnmente utilizado es el agua. Sin embargo, los métodos empleados para determinar el nivel de fertilidad de los sustratos difieren en la relación de volúmenes de sustratos a extractante: pasta saturada o suspensiones (1:1.5; 1:5; 1:6). La elección del método depende de dos factores fundamentales: el número de muestras a analizar y la rapidez en la generación de los resultados. En los laboratorios de asesoramiento de rutina, con elevado número de muestras a analizar y con urgencia en la generación de los resultados, son muy útiles y eficaces los métodos de suspensión. En los laboratorios de investigación, con número de muestras para análisis relativamente reducido, se utiliza comúnmente el método de pasta saturada, que simula además la saturación del sustrato en condiciones de cultivo en campo a capacidad de contenedor.

4.10.3 Salinidad

Se refiere a la concentración de las sales solubles presentes en la solución del sustrato. La respuesta de las plantas a la salinidad depende de la edad de éstas, de las condiciones ambientales, de las prácticas de manejo del cultivo y de las características de la especie. Las fases de germinación y nacencia son más sensibles a las sales que las de crecimiento posterior y desarrollo. Las plantas cultivadas en condiciones ambientales frescas y húmedas, o durante las épocas no calurosas del año, son más tolerantes a la salinidad que aquellas

cultivadas durante periodos más cálidos, con baja humedad relativa y/o elevada transpiración (Urrestarazu, 2004).

Bunt 1988 (citado por Cadahia, 2005) menciona la interpretación de los niveles de salinidad determinada en el extracto de saturación del sustrato (conductividad eléctrica, en $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$) de la siguiente manera: < 0.74 muy baja; 0.75 - 1.99 adecuada para plántulas y sustratos ricos en materia orgánica, demasiado baja si el sustrato es pobre en materia orgánica; 2.0 - 3.49 satisfactoria para la mayoría de las plantas. Reducción del crecimiento de algunas especies sensibles; 3.50 - 5.0 ligeramente elevado para la mayoría de las plantas. Adecuada únicamente para especies vigorosas y > 5.0 reducción del crecimiento, plantas enanas, marchitamiento y quemadura de los bordes de la hoja.

4.10.4 pH

Las plantas pueden sobrevivir en un amplio intervalo de pH del sustrato sin sufrir desórdenes fisiológicos aparentes, siempre y cuando todos los nutrientes se suministren en forma asimilable. No obstante, el crecimiento y el desarrollo de las plantas se ven reducidos en modo marcado en condiciones de acidez o alcalinidad extrema (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

El pH ejerce sus efectos principales sobre la asimilabilidad de los nutrientes, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica. Bajo condiciones de cultivo intensivo se recomienda mantener el pH del sustrato dentro de un intervalo reducido (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

El nivel adecuado en el cultivo de plantas ornamentales en contenedor es pH (extracto de saturación) = 5.2 – 6.3, nivel óptimo en el cultivo sin suelo de hortalizas: pH (disolución del extracto) = 5.5 – 6.8 (Urrestarazu, 2004).

La asimilabilidad de los elementos nutritivos es afectada de modo marcado por el pH. Con valores de pH de 5.0 a 6.5, la mayoría de los nutrimentos mantienen su máximo nivel de disponibilidad. Por debajo de pH= 5.0 pueden presentarse deficiencias de N, K, Ca, Mg, etc., mientras que por encima de pH= 6.5 puede disminuir la disponibilidad de Fe, P, Mn, B, Zn Y Cu. Los óxidos metálicos (de Fe, Mn, Cu, Zn, etc.) se hacen más solubles al bajar el pH (por debajo de 5.0), pudiendo llegar a resultar fitotóxico (Urrestarazu, 2004 y Cadahia, 2005).

Los materiales orgánicos presentan mayor capacidad tampón (en un amplio intervalo de pH) que los materiales minerales (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

4.10.5 Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica (CE) mide la concentración de sales disueltas en el agua y el valor se expresa en $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$ o $\text{mS}\cdot\text{cm}^{-1}$, este valor multiplicado por un factor de corrección 0.7 o 0.9 en función de la calidad del agua, permite conocer de forma aproximada la cantidad de sales disueltas en $\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$. La CE expresa la capacidad para conducir la corriente eléctrica (Baixauli y Aguilar, 2002).

Tan importante es conocer la CE de un agua de riego o de una solución nutritiva, como la concentración de sus iones, puesto que los puede haber en niveles de concentración que pueden resultar fitotóxico (Baixauli y Aguilar, 2002).

En general, se dice que un agua es de buena calidad cuando su valor de CE es inferior a $0.75 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$, permisible con valores de 0.75 a $2 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$, dudosa con valores entre 2 y $3 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$, e inadecuada cuando la CE es superior a $3 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$. Estos valores dependen del cultivo a establecer, ya que algunos son más tolerantes (Baixauli y Aguilar, 2002).

Los iones disueltos están formados por aniones, que son los iones de carga negativa y los cationes, que son los de carga positiva. Puesto que la electronegatividad de la solución nutritiva se mantiene siempre, la sumatoria de las concentraciones de aniones y cationes expresadas en $\text{meq}\cdot\text{L}^{-1}$, deben ser 0 ó $< 5 \%$. La relación entre la CE y la suma de aniones o cationes en $\text{meq}\cdot\text{L}^{-1}$ debe ser aproximadamente 10 . Esta relación es más baja en aguas en que predominan los sulfatos y/o bicarbonatos y mayor de 10 cuando predominan los cloruros (Baixauli y Aguilar, 2002).

4.11 Materiales y mezclas utilizados como sustratos

La técnica de cultivo sin suelo pasa por diferentes etapas, todas ellas incidiendo en la optimización de la eficacia y rentabilidad de este sistema de producción. Un elevado número de materiales pueden ser utilizados con éxito, bien en forma pura o bien en mezcla. La elección de un material particular está determinada usualmente por: 1) la disponibilidad del mismo, 2) la finalidad de la producción (cosecha), 3) su costo, 4) sus propiedades, 5) la experiencia local en su utilización, 6) su impacto ambiental. Generalmente estos valores son interdependientes (Urrestarazu, 2004).

Raramente un material reúne por si solo las características físicas, químicas y biológicas más adecuadas para unas determinadas condiciones de cultivo. En la mayoría de los casos será necesario mezclarlo con otros materiales, en distintas proporciones, para adecuarlo a las condiciones requeridas (Urrestarazu, 2004; Cadahia, 2005).

El mejor sustrato de cultivo en cada caso, variara de acuerdo con numerosos factores: tipo de material vegetal (semilla, estaca, planta, etc), especie cultivada, condiciones climáticas, tamaño y forma de contenedor, programas de riego y fertilización, aspectos económicos, experiencia local en su utilización, etc. (Cadahia, 2005).

4.11.1 Corteza de pino

“Corteza” es un término genérico que incluye a la corteza interna (floema vivo) y a la corteza externa (ritidoma) de los árboles, esta última incluyendo, a su vez, a las células suberosas (felema). La corteza representa usualmente del 6 al 16 % del volumen del árbol. Usada correctamente, la corteza proporciona excelentes resultados, si bien al ser un material de origen natural, puede presentar una extraordinaria variabilidad, esta puede ser debida a la especie arbórea y a la edad del árbol, al tipo de madera de la cual procede (blanda o dura) a la región donde se produce, al tipo de suelo y a la época del año en que se obtiene, etc. Las cortezas se pueden utilizar en estado fresco (material crudo) o compostadas. La utilización de cortezas frescas en los medios de cultivos de las plantas en contenedor puede resultar en: 1) Una deficiencia de nitrógeno, inducida bien por la descomposición biológica de grandes cantidades de celulosa (inmovilización) o bien por la fijación de nitrógeno en el interior de las

partículas y 2) Problemas de fitotoxicidad, debido a la presencia de toxinas orgánicas (fenoles) e inorgánicas (manganeso). Estos inconvenientes pueden ser eliminados o reducidos si las cortezas se compostean o “envejecen” previamente a su utilización. El compostaje presenta otras ventajas adicionales como, por ejemplo, aumentar la mojabilidad de las partículas (Urrestarazu, 2004).

Las propiedades físicas de las cortezas dependen estrechamente del tamaño de sus partículas recomendándose que el 20 al 40 % (en peso) de dichas partículas presenten un tamaño inferior a 0.8 mm. Se trata de un sustrato ligero, ya que su densidad aparente varía entre $0.10 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (partículas gruesas) y $0.45 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$ (partículas finas). La porosidad total supera el 80 – 85 %, siendo conocido que las cortezas presentan una porosidad interna y abierta. La capacidad de retención de agua fácilmente disponible es baja a media, según el tamaño de las partículas, siendo la capacidad de aireación elevada (28.4 %). El pH varía de medianamente ácido (cortezas frescas) a neutro (cortezas compostadas) y su nivel de fertilidad es superior al de las turbas *Sphagnum*, especialmente para fósforo, potasio y calcio. Las cortezas de los árboles que han crecido sobre suelos ácidos acumulan niveles altos de manganeso, lo que puede resultar en problemas de fitotoxicidad. Las cortezas compostadas muestran adicionalmente propiedades supresivas de determinados patógenos vegetales, particularmente hongos (*Phytophthora*, *Pythium*, etc.) (Urrestarazu, 2004).

4.11.2 Perlita

La perlita es un material silíceo volcánico extraído de los ríos de lava y de descomposición variable, que depende de las características de la roca volcánica original. La perlita conforma una estructura celular cerrada. El mineral recién sacado se muele y cierne, calentándose a continuación en hornos a unos 1,400 °F (760 °C), temperatura a la cual se evapora el poco de agua contenida en las partículas expandiéndose ésta dando un aspecto de semilla esponjosa muy ligera, con peso de 83.3 a 133.3 kg·m⁻³. Las altas temperaturas del proceso dan un material estéril. En las aplicaciones hortícolas el tamaño de partículas más utilizado es de 1/6 a 1/8 de pulgada. La perlita adsorbe de tres a cuatro veces su peso en agua, siendo esencialmente neutra con un pH de 6 a 8, aunque sin capacidades de tampón; a diferencia de la vermiculita, no tiene capacidad de intercambio catiónico y no contiene nutrimentos minerales. Es más útil para incrementar la aireación de las mezclas, ya que tienen una estructura muy rígida que, mientras dura, da lugar a que el tamaño de las partículas vaya disminuyendo conforme éstas se parten con el uso. El tamaño más fino es útil como medio de germinación, mientras que las partículas mayores son las más apropiadas para mezclarlas con turba a partes iguales para bancadas de enraizamiento o partes iguales con arena y turba para cultivo (Vázquez, 2002).

Este sustrato tiene un excelente drenaje, es ligero, de muy baja capacidad de intercambio catiónico, por lo que es un excelente sustituto de arena, pero con la ventaja de ser mucho más ligero y de fácil manejo (Castellanos y Vargas, 2003).

Se comercializan distintos tipos de perlita, que se diferencian en la distribución del tamaño de partícula y en su densidad, entre los que se encuentran: el tipo B-6 constituido de material fino de 0 - 1.5 mm de diámetro y densidad de 0.005 a 0.06 g·cm⁻³; el tipo B-9 constituido por fracciones del mismo tamaño, pero con densidades de 0.08 a 0.09 g cm⁻³; el tipo B-10, constituido por fracciones de 0 a 3 mm de diámetro y densidades de 0.10 a 0.12 g·cm⁻³; el tipo B-12, formado por fracciones medianas y gruesas junto con las finas que consiste de un material con una granulometría de 0 a 5 mm de diámetro y con una densidad aparente de 0.10 a 0.12 g·cm⁻³, siendo éste el material que más se usa en la horticultura y finalmente está el tipo A-13, constituido de la fracción gruesa con diámetro de partícula de 3 - 5 mm y con una densidad aparente de 0.10 a 0.12 g·cm⁻³. En el cuadro 1 se presentan las características físicas de los distintos tipos de perlitas comerciales (Marfa, 2000).

Cuadro 1. Propiedades físicas de distintos tipos de perlitas comerciales con diferente granulometría.

Propiedades	Perlita tipo			
	A-13	B-12	B-9	B-6
Densidad aparente (g·cm ⁻³)	0.127	0.143	0.086	0.053
Espacio poroso total (% Vol.)	87	85.9	94	97.2
Porosidad ocluida (% Vol.)	7.6	8.1	2.4	0.6
Capacidad de aireación (% Vol.)	58.1	29.1	18	24.4
Agua fácilmente disponible (% Vol.)	6.9	24.6	38.3	36.6
Agua de reserva (% Vol.)	2.7	7.0	9.5	8.4
Agua total disponible (% Vol.)	9.6	31.6	47.8	45
Agua difícilmente disponible (% Vol.)	19.3	25.2	28.2	27.8

La perlita puede degradarse durante el ciclo del cultivo, perdiendo su estabilidad granulométrica, lo que puede favorecer el establecimiento de condiciones de anegamiento en la parte inferior del saco o cama, con la consiguiente reducción de aireación (Urrestarazu, 2004).

4.12 Microorganismos rizosféricos

Las micorrizas son asociaciones simbióticas entre hongos del suelo y raíces de las plantas (del griego *mýkes*, hongo y *rhyza*, raíz) que a través de una estrecha red de hifas favorecen la absorción y translocación de agua y nutrimentos como N, Ca, K y elementos poco móviles como P, Cu, Zn, mientras que la planta suministra al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis. Al aumentar el área de absorción radical, la planta es capaz de mejorar su resistencia al estrés biótico y abiótico (Herrera, 2003; Gasca, 2004; Scagel, 2005).

Los estudios realizados sobre la simbiosis que forman los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) con diversas plantas, han revelado la importancia de estos endófitos en distintos aspectos relacionados con su nutrición y protección. Así, para la producción de frutales cultivados en vivero, el uso de HMA es una alternativa para obtener plantas más sanas y vigorosas en menor tiempo para su establecimiento en campo (Quiñones *et al.*, 2012).

El sistema radical del arándano es superficial, de raíces finas, fibrosas y de poca extensión. Muy importante es la desventaja de no contar con pelos radicales, por lo que las raíces más jóvenes son las encargadas de la absorción. Esta situación genera una capacidad de absorción mucho menor comparado con otras especies (Buzeta, 1997).

Las raíces de las plantas de arándano son poco profundas y carentes de pelos radicales lo cual limita el área de la superficie en contacto con el suelo y en hábitats naturales son colonizadas por un tipo específico de hongo llamado micorriza ericoidal (Golldack *et al.*, 2001).

Micorrizas propias de la familia Ericaceae, de la cual forman parte los arándanos, llamadas micorrizas ericoides se encuentran en ecosistemas fríos y húmedos como sotobosques de escasa fijación de N atmosférico por la vía bacteriana, por efecto del bajo pH, asociación que permite que las plantas de la familia Ericaceae colonicen hábitat deficientes en nutrientes y climas adversos. Las micorrizas ericoides han sido estudiadas en Chile en arándanos altos del norte (*Vaccinium corymbosum* L.) en arándanos ojo de conejo (*Vaccinium ashei* Reade), en ericáceas ornamentales (genero *Rhododendron* L.) y otras ericáceas nativas (géneros *Pernettya*, *Gaud* y *Gaultheria* L.). En ambas especies de arándanos, el grado de micorrización no indujo diferencias en el vigor o tamaño de las plantas muestreadas que fueran atribuibles a la infección (Vega y Muñoz, 1994).

La simbiosis con micorriza arbuscular (MA) presente en la mayoría de las plantas terrestres, favorece la nutrición mineral, la captación de agua e incrementa la resistencia a estreses abióticos y bióticos. Uno de los principales efectos de las micorrizas están ligados a la colonización de las raíces por hongos MA implicados en el control de síntomas ligados a enfermedades y en el control de la proliferación intraradical de fitopatógenos del suelo (Lioussanne, 2010).

La utilización de micorrizas en vivero o durante el enraizamiento de plantas invitro constituye una alternativa para solucionar problemas en plantas micropropagadas, en la aclimatación y nutrición de diferentes especies de importancia agrícola (Molina *et al.*, 2005).

4.13 Respuesta de las plantas a Inoculaciones de micorrizas

Boyer y otros autores (1982) indican que el hábito de crecimiento de las raíces del arándano alto de plantas cultivadas, corresponde a un sistema radical denso y vigoroso, producto de la aplicación de fertilizantes y fungicidas, lo que lleva a una escasa o nula micorrización. Por el contrario, estos autores indican que cuando los arándanos se encuentran al estado silvestre y creciendo en suelos sin cultivar, el sistema radical es muy disperso y, por lo general, está altamente micorrizado.

Vega y Muñoz (1994) realizaron una prospección entre las VII y XI regiones de Chile para determinar la presencia de micorrizas en arándano "alto" (*Vaccinium corymbosum*), arándano "ojo de conejo" (*V. ashei*), ericáceas ornamentales (*Rhododendron* sp) y ericáceas nativas (*Pernettya poeppigii*, *Pernettya* sp y *Gaultheria pilliarifolia*). Se observó que las especies estudiadas se encontraban asociadas con micorrizas ericoides. Adicionalmente, también se encontraron micorrizas vesículo-arbusculares y micorrizas formadoras de manto, infectando las diferentes especies en grados diversos. Tanto en arándanos como en ericáceas nativas se observó una infección que no fue posible identificar, pero que posiblemente es de naturaleza simbiótica

Se han realizado trabajos en los que se evaluó el efecto de micorrizas sobre el crecimiento, desarrollo y la absorción de elementos minerales en todos los

frutales (González *et al.*, 1998), en donde se obtuvieron resultados muestran que con la fertilización NPK se estimula la colonización de las raíces por las micorrizas e incrementan el rendimiento del cultivo, debido a la fertilización con nitrógeno.

Ávila *et al.*, (2009) evaluaron el efecto de los hongos micorrízicos en la rizogénesis de esquejes y estolones del arándano colombiano (*Vaccinium meridionale* Swartz) observando mayores porcentajes de enraizamiento (hasta 73,3 %) en el día 60 de esquejes tratados con 200 mg·L⁻¹ de IBA y sustrato-micorriza libre. La presencia de micorrizas en el sustrato aumentó significativamente el número de raíces y la longitud promedio de las mismas, pero el porcentaje de enraizamiento se ve reducido así como la longitud de raíz de esquejes del arándano colombiano con el uso de IBA (400 mg·L⁻¹).

Arriagada *et al.*, (2012) evaluaron el crecimiento inicial de las plantas y algunos cambios bioquímicos producidos en la rizósfera del suelo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. 'Elliot' con plántulas obtenidas a partir del cultivo *in vitro* e inoculadas con seis hongos formadores de micorrizas arbusculares (*Gigaspora rosea*; *Glomus claroideum*; *G. deserticola*; *G. viscosum*; *G. intraradices* and *G. constrictum*). De acuerdo a los resultados obtenidos sugieren que la interacción de micorrizas arbusculares en simbiosis con los hongos saprobios podría ser una alternativa biológica para promover el crecimiento de las plántulas de arándanos micropropagadas en sus primeras etapas de crecimiento.

V. MATERIALES Y METODOS

5.1 Localización

El presente trabajo se realizó en un invernadero, ubicado en el Centro Regional Universitario Centro–Occidente (CRUCO), instancia académica dependiente de la Universidad Autónoma Chapingo, perteneciente al Sistema de Centros Regionales Universitarios ubicada en Periférico Independencia Norte N° 1000, Col. Lomas del Valle, municipio de Morelia, Michoacán. El clima se caracteriza por una temperatura promedio anual de 17.5 °C, y la precipitación de 773,5 mm anuales, con un clima templado subhúmedo, con lluvias en verano y humedad media C(w1). Los vientos dominantes proceden del suroeste y noroeste, variables en julio y agosto con intensidades de 2.0 a 14.5 km/h (SMN, 2015).

5.2 Material vegetal

Se utilizaron plántulas de tamaño homogéneo de arándano *Vaccinium corymbosum* variedad 'Biloxi', de 4 meses de edad (Figura 1) obtenidas por el método de micropropagación, en la Facultad de Agrobiología de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Para corroborar la sanidad de las plantas y garantizar su estado sanitario se realizaron pruebas de patogenicidad en el laboratorio de Micología Agrícola ubicado en el departamento de Parasitología Agrícola de la UACH.



Figura 1. Material vegetal.

5.2.1 Procesamiento del material vegetal

El material seleccionado al azar, se colocó en bolsas de polietileno para transportarse al laboratorio donde se llevaron a cabo los siguientes pasos.

a) Observación de síntomas en vivero

Se realizaron observaciones visuales para detectar la presencia de posibles síntomas de daños (hojas dañadas, amarillentas, algún cancro en tallos, raíces dañadas, esporulaciones, etc.) en las plantas elegidas y describir su sintomatología, así como para seleccionar el material del cual se harían los aislamientos. Al no detectarse esporulaciones se efectuaron cortes histológicos con navaja de afeitar, en hojas, tallo y raíz con el fin de hacer preparaciones permanentes y observar al microscopio compuesto las estructuras encontradas asociadas con el material y de esta manera poder identificarlas.

b) Aislamiento de los patógenos

Se utilizaron ramas, tallos y raíz con síntomas de alguna posible enfermedad. En el laboratorio se escogió el material y se llevó a cabo el aislamiento de la siguiente manera: se cortaron fracciones pequeñas de tallos, ramas y raíces con una porción de síntomas sospechosos; dichas partes que incluían una parte dañada y otra sana, se desinfectaron superficialmente por uno a tres minutos con Hipoclorito de sodio al 5 %; después se enjuagaron con agua destilada

estéril para eliminar el exceso de Hipoclorito de sodio, posteriormente se pasaron a papel filtro previamente esterilizado para absorber el exceso de agua, finalmente las porciones de tejidos seleccionadas se colocaron en cajas Petri con medio de cultivo Papa-Dextrosa-Agar (PDA) (8 g almidón de papa, 20 g Dextrosa, 20 g Agar).

c) Pruebas de patogenicidad

Para verificar que cada uno de los síntomas sospechosos fuera producto del agente causal de las lesiones de las cuales se aisló, se procedió a probar su patogenicidad en condiciones de invernadero.

d) Inoculación

Una vez obtenidos los cultivos puros, se incrementó el inóculo en el medio PDA en cajas Petri, a tres de las cuales se les aplicó agua estéril a presión con un aspersor manual para separar el micelio y estructuras, luego se desprendió el resto del micelio, raspando la superficie del medio de cultivo con un portaobjetos esterilizado. Posteriormente se aforó la suspensión a 250 ml con agua destilada y se procedió a realizar la inoculación asperjando 10^6 propágulos·ml⁻¹ sobre siete plantas obtenidas por micropropagación de 3 meses de edad, las cuales previamente se les colocó en cámara húmeda por medio de un humidificador para que abriera los estomas y de esta manera facilitar la inoculación.

e) Reaislamientos

Una vez que se presentaron los síntomas en las plantas inoculadas, se aisló nuevamente el patógeno.

f) Identificación de patógenos

Posteriormente se compararon las características morfológicas del crecimiento en el medio de cultivo, así como las características morfológicas del hongo con las obtenidas en el aislamiento original y, en su caso, con las encontradas directamente en las plantas en el microscopio compuesto con la ayuda de las claves de hongos de Barnett y Hunter (1972).

5.3 Sustratos

Los sustratos evaluados consistieron en la mezcla de diferentes materiales como cascarilla de pino (comercializado por aserraderos de la región de San Miguel del Monte, Morelia), peat moss de la marca comercial KEKKILÄ Garden Dsm 05 W[®], perlita de la marca comercial AGROLiTA[®] y suelo característico de la región. Las proporciones de cada material para formar el sustrato se presentan en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Proporciones de los materiales utilizados en las mezclas para formar al sustrato.

Mezcla de materiales	Proporción (v/v)
SUELO + CASCARILLA DE PINO	1:1
SUELO + PEATMOSS [®]	1:1
SUELO + CASCARILLA DE PINO + PEATMOSS [®]	1:1:1
PERLITA [®] + PEATMOSS [®]	1:1

5.4 Caracterización física del sustrato

Se realizaron las mediciones de las propiedades físicas de los sustratos donde se establecieron los ensayos.

5.4.1 Curvas de Retención de Humedad

El método para caracterizar los sustratos consistió en colocar muestras de los sustratos, previamente saturada, en embudos con placa de cerámica con la finalidad de aplicar tensiones equivalente en columna de agua a 10 (capacidad contenedor), 50 (agua fácilmente disponible) y 100 cm (agua de reserva) de columna de agua, que es el intervalo que mide las condiciones de humedad en que normalmente se cultivan las plantas en contenedor. Veinticuatro horas después, se obtuvo el peso del sustrato húmedo después de haber sido sometido a las presiones antes mencionadas, después se secaron a la estufa a 105 °C por 24 h y se obtuvo el peso seco. El espacio poroso total, capacidad de retención de humedad, capacidad de aireación, agua fácilmente disponible y agua de reserva, se obtuvieron de acuerdo con los principios propuestos por De Boodt *et al.* (1974).

La curva característica de liberación de agua de un sustrato se presenta en la Figura 2.

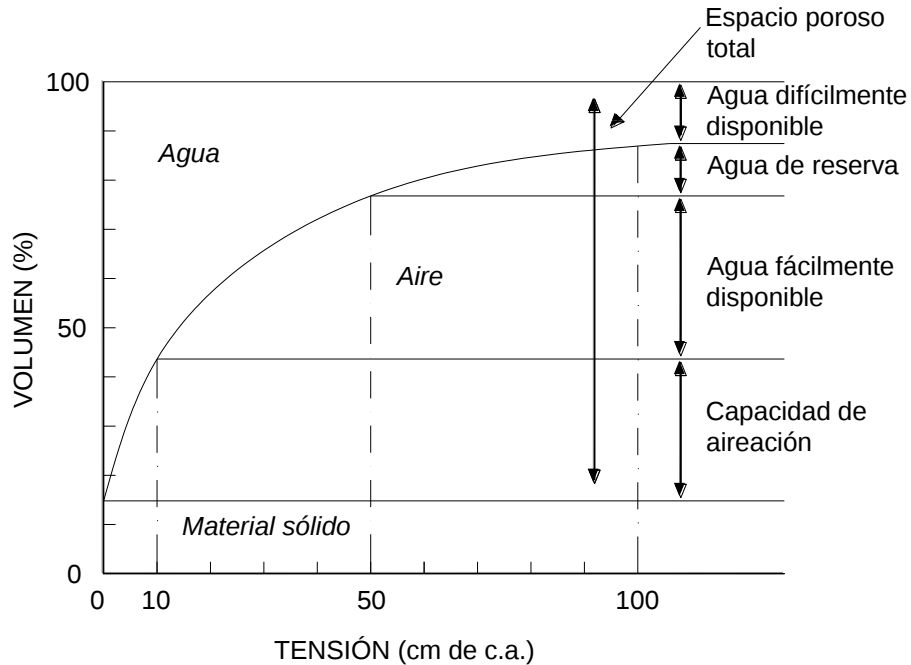


Figura 2. Curva de liberación de agua de un sustrato.
Fuente: Elaboración propia a partir de De Boodt *et al.* (1974).

Sin embargo dado que un sustrato es un material sólido distinto del suelo y en las mezclas utilizadas como sustratos se empleó suelo como material en una proporción de volumen significativa (50 y 33 %), dichas mezclas se procesaron por el método de membrana y olla de presión para determinar la curva de retención de humedad. Para el caso de suelos la curva de retención hídrica θ (Ψ) refleja la capacidad de un suelo o cualquier otro medio poroso, para retener el agua en función de la succión (tensión) ejercida (Taboada, 2008).

5.4.2 Densidad aparente

Para determinar la densidad aparente se utilizó el método de la probeta. La densidad aparente, se calculó con la siguiente expresión:

$$Da(g \cdot cm^{-3}) = P/V$$

Donde:

Da: Densidad Aparente

P: peso de sustrato seco

V: Volumen aparente del sustrato

5.5 Caracterización química de los sustratos

La caracterización química de los sustratos juega un papel muy importante ya que las diferencias entre estas propiedades, hacen que los mecanismos por los cuales las raíces de las plantas absorben los nutrimentos sean muy distintos.

5.5.1 Determinación de pH y la conductividad eléctrica

Estos dos parámetros proporcionan una información sobre el estado nutricional del sustrato.

Para determinar el pH y la conductividad eléctrica (CE), de cada una de las muestra de sustrato se colectó el agua drenada de una pasta saturada (Extracto de saturación) para tomar tres muestras por tratamiento; a las cuales se les detremino el pH y la CE con un potenciómetro E 1023 Digital Conductronic de mesa pH120 electrodo combinado y sensor de temperatura, en el Laboratorio de Nutrición Vegetal del Departamento de Suelos de la Universidad Autónoma Chapingo.

5.5.2 Determinación de N, P y K

De la misma solución obtenida de la pasta saturada (extracto de saturación) se tomaron 3 muestras por cada sustrato y se determinó la concentración de nitrógeno por el Método de Destilación por arrastre de vapor (Microkjendahl), el Fósforo se determinó por colorimetría y se obtuvo la absorbancia a 520 nm en un espectrofotómetro modelo Genesys 10-S, para la determinación del Potasio

se empleó el método de flamometría y se midió la absorbancia a 520 nm con un Flamómetro modelo Jenway PFP7.

5.5.3 Determinación de Ca y Mg

Para las determinaciones de Ca^{2+} y Mg^{2+} se tomaron 3 muestras por cada sustrato, de la solución obtenida en pasta saturada y se enviaron al Laboratorio Central Universitario de la Universidad Autónoma Chapingo donde se analizaron mediante absorción atómica, utilizando un espectrofotómetro modelo Spectr AA 220 fast sequential.

5.6 Material biológico

Se utilizaron hongos formadores de endomicorriza del producto comercial Endospor^{MR}(Anexo 1).

5.6.1 Determinación de presencia de micorrizas

Para determinar la presencia de micorrizas se realizó previamente el aclarado y tinción con azul tripano. Este procedimiento de tinción de raíces ha permitido el avance en las investigaciones de hongos micorrízicos y es ampliamente utilizado con ligeras modificaciones en la metodología planteada por Phillips y Hayman (1970) para visualizar las diferentes micorrizas. En la Figura 3 se muestra una explicación de la metodología seguida.

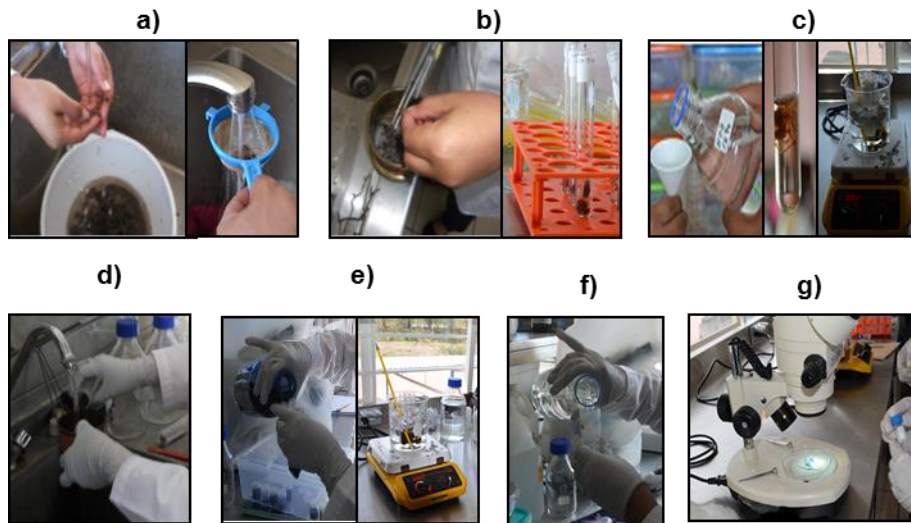


Figura 3. Pasos metodológicos de aclarado y tinción de raíces con azul trípano.

Donde:

- a) Lavar las raíces bien con agua corriente.
- b) Cortar las raíces finamente y colocarlas en tubo de ensaye. Se recomienda no colocar más de medio gramo de raíces finas y 1 gramo de raíces gruesas.
- c) Agregar KOH al 10 % (peso/volumen) hasta cubrir totalmente. Calentar a calor por ebullición a 90 °C por un lapso de 30 minutos, para este caso. El tiempo varia para cada tipo de raíces y debe determinarse con cuidado para evitar daños en el córtex.
- d) Se enjuagan las raíces con agua corriente para eliminar el exceso de KOH, para esto se debe decantar el colorante en un recipiente para recolectarlo, reteniendo las raíces con la ayuda de un tamiz, hasta que el agua salga transparente para eliminar por completo residuo alguno de KOH.
- e) Se transfieren las raíces a una solución colorante de Azul Trípano a calor por 5 minutos (se enjuaga el exceso del colorante).

- f) Posteriormente se colocan las raíces teñidas en tubos spendorf debidamente rotulados y se agrega unas gotas de glicerina para que cubra las raíces. De esta manera pueden almacenarse a temperatura ambiente por un periodo de 3-4 semanas aproximadamente.
- g) Observación de presencia de micorrizas.

5.7 Establecimiento de ensayos

Se establecieron 2 ensayos diferentes.

5.7.1 Ensayo 1. Establecimiento en camas

El primer ensayo se estableció en camas utilizando un acolchado bicolor (negro-plata), con sistema de riego por goteo, formadas por las diferentes mezclas de los materiales utilizados como sustratos y la inoculación del producto comercial Endospor®. El trasplante se llevó a cabo el 31 de enero del 2014 y la inoculación se realizó a la dosis recomendada en la etiqueta del producto comercial (1g/planta) dosificándose en 10 aplicaciones; de esta manera se realizó la inoculación (1 decigramo/planta en 100 ml de agua) semanalmente hasta completar la dosis recomendada. En el Cuadro 3 se muestran los tratamientos formados por los diferentes sustratos e inoculación de micorrizas.

Cuadro 3. Tratamientos del ensayo 1.

TRATAMIENTO	SUSTRATO	PROPOR- CION V/V	INOCULO ENDOSPOR®
T1	Suelo + Cascarilla de pino	1:1	con Micorriza
T2 (testigo)	Suelo + Cascarilla de pino	1:1	sin Micorriza
T3	Suelo + Peatmoss	1:1	con Micorriza
T4	Suelo + Peatmoss	1:1	sin Micorriza
T5	Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss	1:1:1	con Micorriza
T6	Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss	1:1:1	sin Micorriza

El arreglo de los tratamientos dentro del invernadero se muestra en la Figura 4.

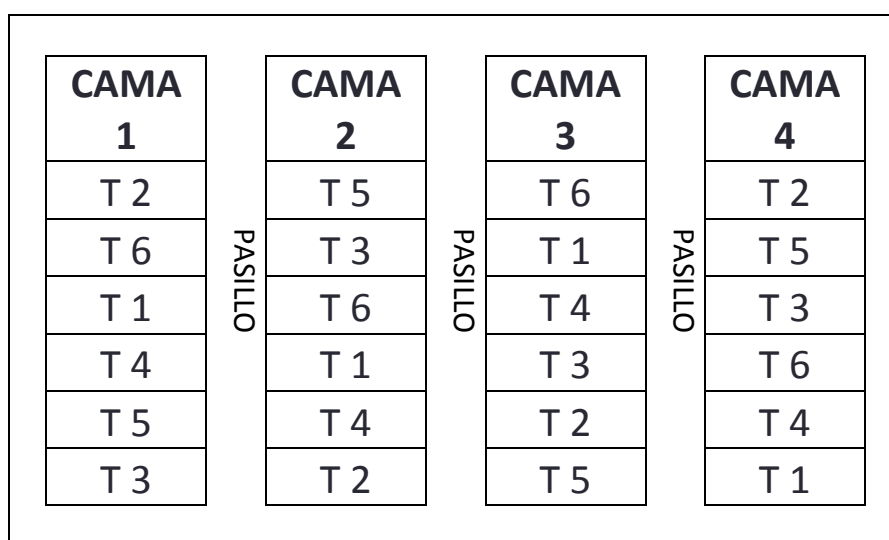


Figura 4. Diseño experimental del ensayo 1.

Cada tratamiento constó de 22 plantas (unidad experimental) y 4 repeticiones.

5.7.2 Ensayo 2. Establecimiento en macetas

El segundo ensayo se estableció en macetas de plástico rígidas con una capacidad de 3000 cm³, los sustratos utilizados se esterilizaron por el método físico de vapor húmedo saturado (Covacevich, 2003; Giampaoli *et al.*, 2014).

El trasplante se llevó a cabo el 4 de marzo del 2014 (1 planta/maceta) y la inoculación de micorrizas con el producto comercial Endospor® se realizó una semana después del trasplante a la dosis recomendada en la etiqueta del producto comercial (1g/planta) dosificándose en 10 aplicaciones, de esta manera se realizó la inoculación (1 decigramo/planta en 100 ml de agua) semanalmente hasta completar la dosis recomendada. En el Cuadro 4 se presentan los tratamientos que conforman el ensayo 2 de esta investigación.

Cuadro 4. Tratamientos del ensayo 2.

TRATA- MIENTO	SUSTRATO	PROPOR- CION V/V	INOCULACION ENDOSPOR®
Testigo	Suelo + Cascarilla de pino(sin esterilizar)	1:1	sin micorrizas
T1	Suelo + Cascarilla de pino	1:1	con micorrizas
T2	Suelo + Cascarilla de pino	1:1	sin micorrizas
T3	Suelo + Peatmoss	1:1	con micorrizas
T4	Suelo + Peatmoss	1:1	sin micorrizas
T5	Suelo + Cascarilla de pino+ Peatmoss	1:1:1	con micorrizas
T6	Suelo + Cascarilla de pino+ Peatmoss	1:1:1	sin micorrizas
T7	Perlita + Peatmoss	1:1	con micorrizas
T8	Perlita + Peatmoss	1:1	sin micorrizas

Cada tratamiento se estableció con 7 repeticiones, teniendo así 63 unidades experimentales.

5.8 Diseño experimental

5.8.1 Ensayo 1

Para este ensayo se empleó un Diseño en bloques completamente al azar (DBCA) con un arreglo factorial de 3 x 2 dando como resultado 6 tratamientos, que corresponden a combinaciones del factor sustrato (3 mezclas diferentes) y

micorrizas (con y sin) respectivamente, cada tratamiento se repitió 4 veces, generando 22 unidades experimentales.

5.8.2 Ensayo 2

En este ensayo se utilizó un Diseño completamente al azar (DCA) con un arreglo factorial 4 x 2 dando así 8 tratamientos más un testigo, cada uno con 7 repeticiones. Los tratamientos se formaron por la combinación del factor sustrato y micorriza respectivamente, teniendo 63 unidades experimentales.

5.9 Análisis estadístico

Se realizaron análisis de varianza (ANOVA), pruebas de comparación de medias (Tukey $\alpha < 0.05$) mediante el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System) versión 9.0.

5.10 Variables evaluadas

Las variables evaluadas en los ensayos fueron las siguientes.

5.10.1 Altura de plantas

Para el crecimiento del arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi se midieron cada una de las plantas desde el cuello del tallo principal hasta el ápice de crecimiento con una cinta métrica. Realizando 3 tomas de mediciones por cada tratamiento.

5.10.2 Número de hojas

Se cuantifico el número de hojas del tallo principal, desde la base hasta el ápice de crecimiento.

5.10.3 Hoja promedio (largo y ancho)

Se midió el largo y ancho de la hoja promedio del tallo principal con cinta métrica.

5.10.4. Número de tallos

Se contabilizo el número de tallos ó rebrotes (brotes secundarios) generados en el mismo periodo del ensayo desde la base de la planta.

5.10.5 Colonización de micorrizas

Para determinar la presencia de micorrizas se empleó el método de aclarado y tinción con azul trípano en el laboratorio de Agroecología del Centro de Investigaciones en Ecosistemas (CIECO), UNAM campus Morelia Michoacán, bajo la supervisión del Dr. John Larsen² investigador en el área de Agroecología con amplio conocimiento en micorrizas.

5.10.6 Biomasa

Esta variable solo se evaluó para el ensayo número 2. Una vez que se finalizó la toma de datos de las variables antes mencionadas se midió el peso fresco de la parte aérea y raíz con una balanza analítica electrónica Mettler® AJ150; se

colocó cada parte de la planta en bolsas de papel previamente identificadas y se metieron a la estufa a una temperatura de 70 °C por un lapso de 48 horas, rotando las bolsas dentro de la estufa cada 24 horas, posteriormente se realizó la primer toma de peso seco foliar y de raíz; esta metodología se repitió hasta tener un peso constante, para obtener el porcentaje de biomasa se utilizó la siguiente formula.

$$\% Biomasa = \frac{\text{peso seco} \times 100}{\text{peso fresco}}$$

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Material vegetal

Una vez procesado el material vegetal (Anexo 2), se encontró libre de patógenos causantes de enfermedades de interés comercial y económico. Identificando de esta manera, bajo la supervisión del Dr. Gerardo Leyva Mir² y siguiendo las claves morfológicas de Barnet y Hunter (1972) a *Geotrichum* Link, organismo saprofita común en el suelo. En la Figura 5 se muestra la comparación visual de las estructuras morfológicas de *Geotrichum sp.* Link por Barnet y Hunter (1972) y las encontradas en el material vegetal.

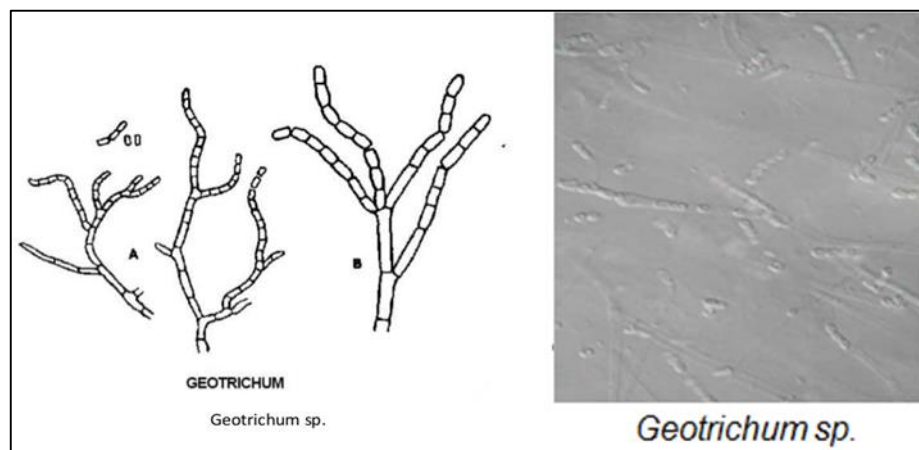


Figura 5. Comparación visual de *Geotrichum sp.*

Donde:

- A. *G. candidum*; original de cultivo agar.
- B. Estado conidial de *Polyporus adustus*; original del cultivo referente

Geotrichum Link. Presenta las siguientes características morfológicas: Micelio blanco, septado, conidióforos ausentes, conidia (artrospora) hialina, unicelular, cilíndrica corta, con los extremos truncados, formada por la segmentación de las hifas. Algunos basidiomicetos forman conidios de esta manera.

La secuenciación de las claves seguida, se presenta a continuación.

Artrospora

2a. Conidioforos poco desarrollados o ninguno.

3. Conidia truncada en ambos extremos, formada por la segmentación de micelio..... ***Geotrichum***.

Un punto fundamental en el éxito del establecimiento, desarrollo y producción de nuevas plantaciones es garantizar el estado sanitario del material vegetal, como punto inicial.

6.2 Sustratos

Los sustratos utilizados en los ensayos de esta investigación se presentan en la Figura número 6.



Figura 6. Materiales utilizados como sustratos.

Usualmente un material no reúne por sí solo las características físicas, químicas y biológicas más adecuadas para satisfacer las condiciones determinadas para ciertos cultivos, lo que coincide con Urreztarazu (2004) y Cadahia (2005) quienes mencionan que en la mayoría de los casos será necesario realizar mezclas de materiales, en distintas proporciones para adecuarlo a las condiciones requeridas.

En la Figura 7 se muestra un gráfico tipo “box-plot” de las mediciones de los sustratos.

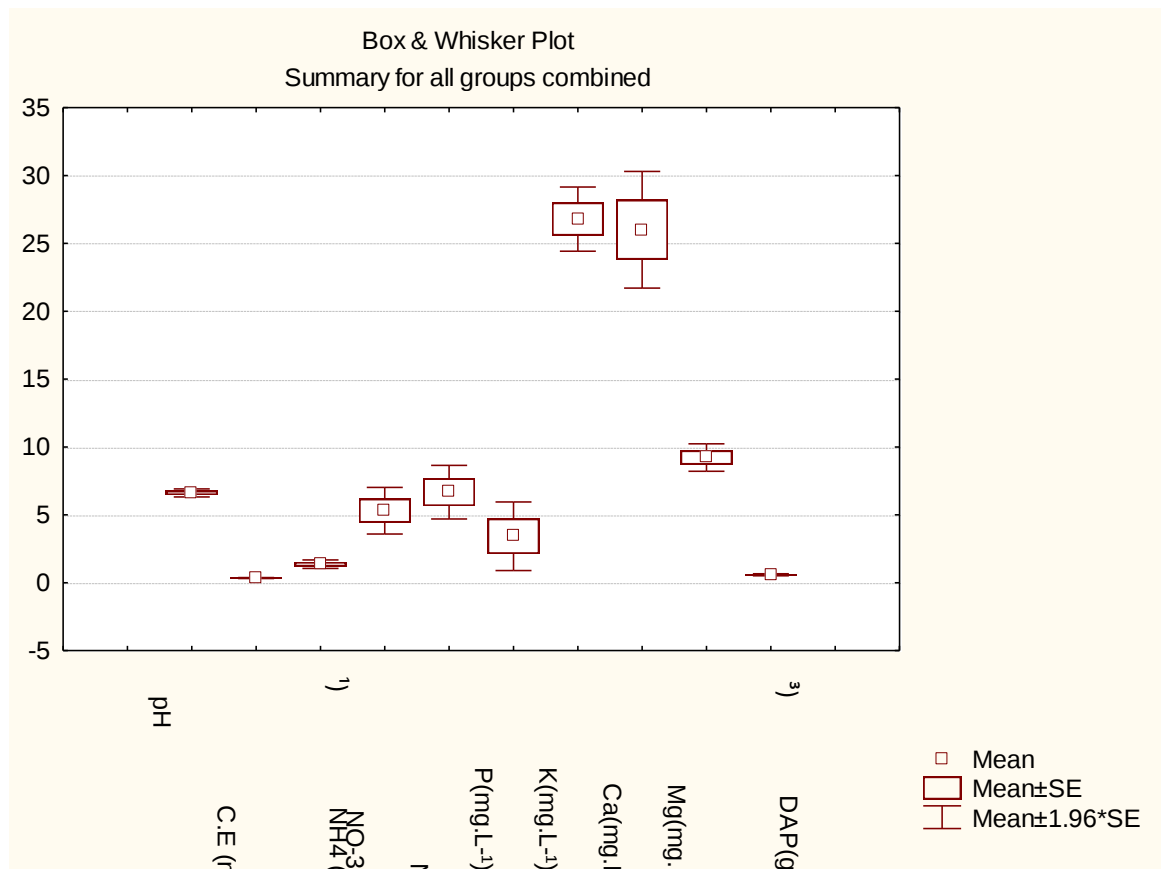


Figura 7. Diagrama box plot de las variables de caracterización de sustratos.

De acuerdo al diagrama de la Figura 7, se observa por la distribución de los datos que la Densidad Aparente, pH, Conductividad Eléctrica y Amonio presentan poca variación entre sustratos, pero el Nitrógeno total, Nitrato y Magnesio presentan variaciones medias.

Mientras más larga sea la caja y los límites superior e inferior, más dispersa es la distribución de los datos, es decir hay mayor variabilidad en el conjunto de datos tal es el caso del Calcio seguido del Fosforo y el Potasio, respectivamente.

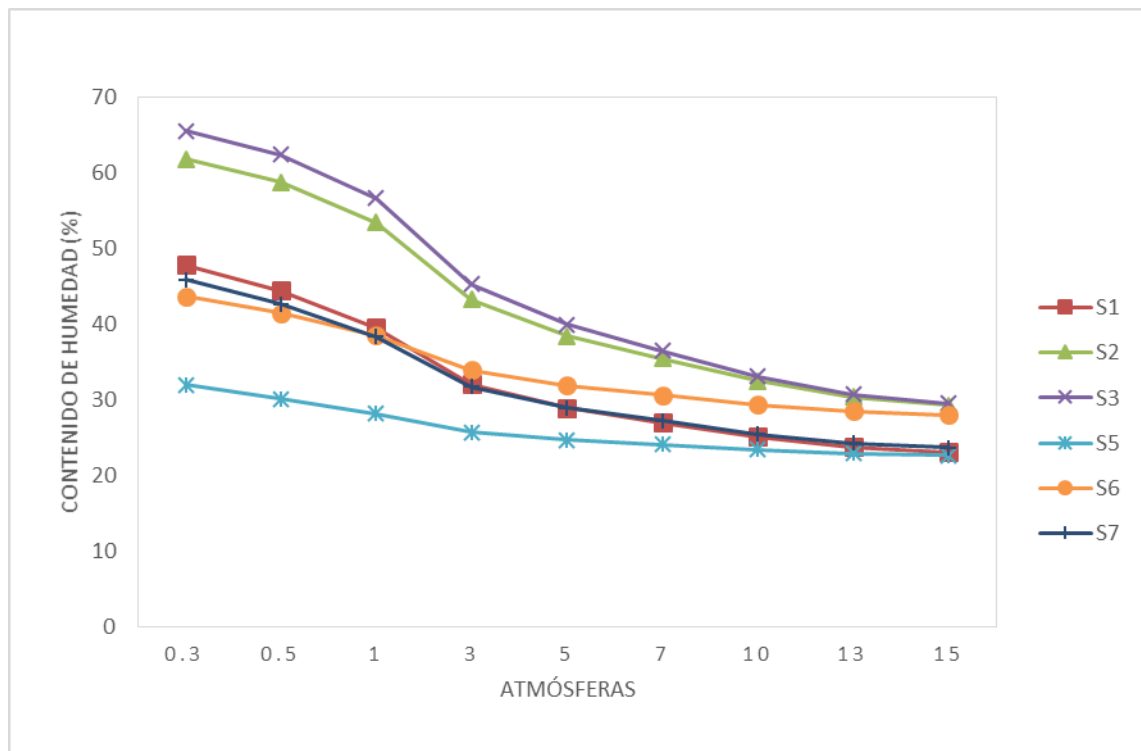
6.3 Caracterización física de los sustratos

6.3.1 Curvas de retención de humedad

Las curvas de retención humedad se utilizan principalmente para determinar un índice de humedad disponible en el suelo, es decir la porción de agua que puede ser absorbida por las plantas (Stakman, 1980). En la Figura 8 se muestran las gráficas de retención de humedad de los sustratos procesados como suelos, donde los sustratos 5, 6 y 7 se establecieron en el ensayo número 1 en camas y las demás mezclas se utilizaron en macetas. El sustrato 1 (suelo + cascarilla de pino, proporción v/v 1:1), sustrato 2 (suelo + peat moss, proporción v/v 1:1), sustrato 3 (suelo + cascarilla de pino + peat moss, proporción v/v 1:1:1), sustrato 5 (suelo + cascarilla de pino, proporción v/v 1:1), sustrato 6 (suelo + peat moss, proporción v/v 1:1) y sustrato 7 (suelo + cascarilla de pino + peatmoss, proporción v/v 1:1:1).

La capacidad de suministrar humedad aprovechable en estos sustratos, se calculó como la diferencia entre los valores de la capacidad de campo (CC) y

punto de marchitez permanente (PMP) el cual se alcanza a 15 atmosferas aproximadamente, en este punto la planta no puede absorber agua y la capacidad de campo es la cantidad de agua-humedad disponible para ser utilizada por los cultivos (Ortiz y Ortiz, 1987).



Nota: S1: suelo + cascarilla de pino (1:1), S2: suelo + peat moss (1:1), S3: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1), S5: suelo + cascarilla de pino, (1:1), S6: suelo + peat moss (1:1) y S7: suelo + cascarilla de pino + peatmoss (1:1:1).

Figura 8. Curva de retención de humedad de las mezclas de sustratos procesadas como suelos.

El sustrato 7: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1), presenta menor humedad aprovechable, con un 22.4 % en comparación a los demás sustratos, seguido del sustrato 1: suelo + cascarilla de pino (1:1) en contenedor (maceta) con un 25 %, sustrato 5: suelo + cascarilla de pino (1:1) con 27.3 % y sustrato

6: suelo + peat moss (1:1) con 29 %, respectivamente; mientras que el sustrato número 3: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1) en contenedor (maceta) con un 36.5 % de humedad aprovechable, representa el mejor valor obtenido, dándole un mayor rango de aprovechamiento de agua, seguido del sustrato 2: suelo + peat moss (1:1) en contenedor con un 32.7 % de humedad aprovechable.

Los sustratos que presentaron una mayor capacidad de retención de humedad fueron el sustrato número 2 y 3, reflejando una mayor aptitud para el almacenamiento de agua aprovechable.

En la Figura 9 se muestra la curva de retención de humedad de la mezcla del sustrato 4 perlita + peat moss (1:1) este sustrato presento una capacidad de retención de humedad del 70 % que se encuentra dentro del rango del nivel óptimo 55 – 70 % (Bunt, 1988; Cabrera, 1999). Una capacidad de aireación de 14.8 % ubicada dentro del rango optimo (10 - 20 %) determinados por los autores antes mencionados. Con un 29.4 % de agua fácilmente disponible entrando en el rango optimo que va del 20-30 %.

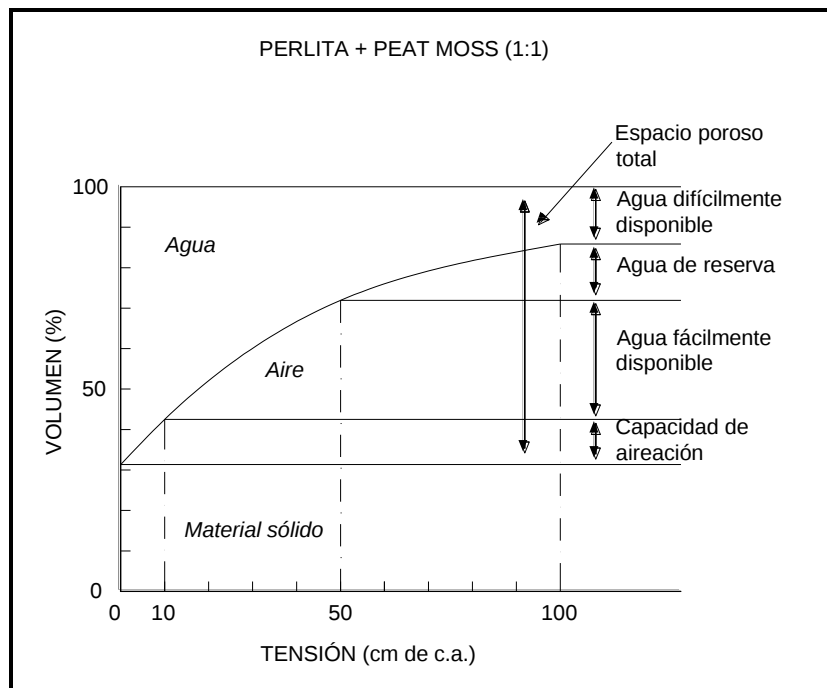
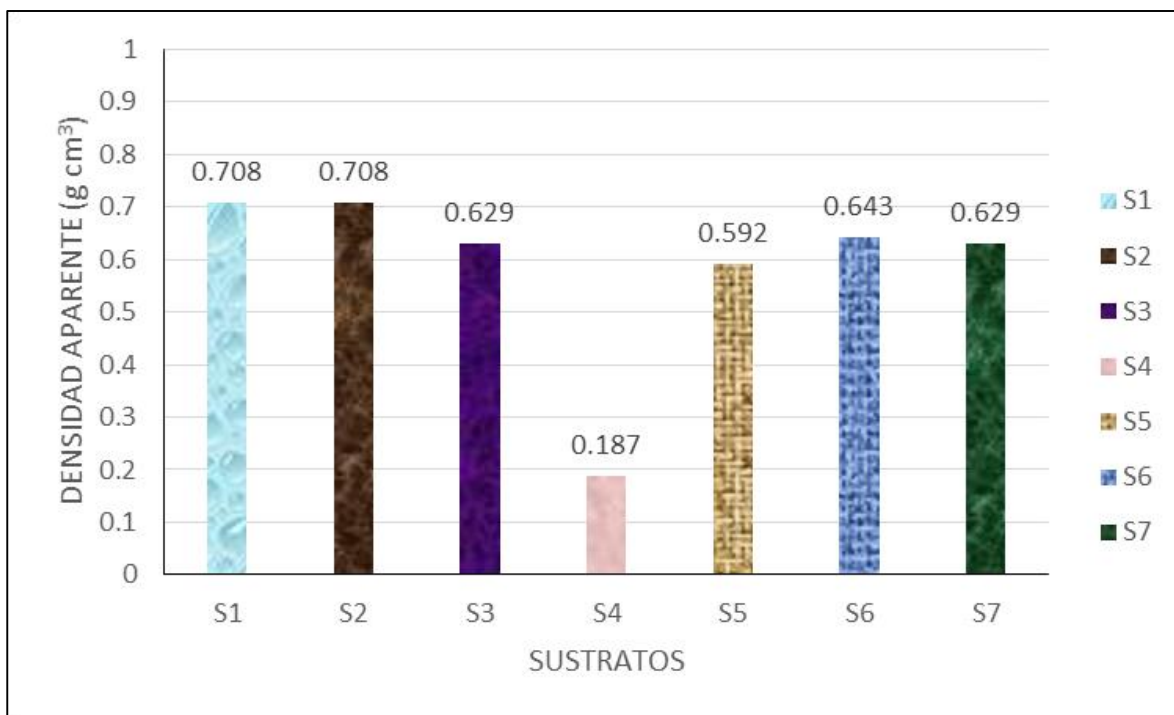


Figura 9. Curva de retención de humedad sustrato 4.

6.3.2 Densidad aparente

De los 7 sustratos evaluados 6 tuvieron densidades altas (Figura 10) de acuerdo a lo propuesto por Abad y Noguera (2000) quienes mencionan que las densidades más bajas se observan en materiales orgánicos. Sin embargo, si se considera lo propuesto por Bunt (1988) y Cabrera (1999) quienes mencionan como niveles óptimos de esta característica física $< 0.4 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$, el sustrato 4: perlita + peat moss 1:1 ($0.187 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$) se encuentra dentro de este rango.



Nota: S1: suelo + cascarilla de pino (1:1); S2: Suelo + Peat moss (1:1); S3: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss (1:1:1); S4: Perlita + Peat moss(1:1); S5:Suelo + Cascarilla de pino (1:1); S6: Suelo + Peat moss (1:1); S7:Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss(1:1:1).

Figura 10. Densidad aparente de los sustratos evaluados.

La densidad aparente varía con la textura del suelo y contenido de materia orgánica; puede variar estacionalmente por efecto de labranza y humedad del suelo (Taboada y Álvarez, 2008). En el caso de sustratos, la densidad aparente varía en función de la proporción de material orgánico y mineral, y del acomodo de las partículas en el contenedor según el tamaño de partícula de la fracción mineral (Burés, 1994; Abad *et al.*, 1993).

Los suelos con alto contenido de materia orgánica y arcillas pueden tener densidad aparente menores a 1 g·cm⁻³ (Pennock *et al.*, 2008) que coincide con los valores obtenidos en los demás sustratos evaluados. También, Cadahia (2005) menciona que las plantas que crecen al aire libre deben ser cultivadas

en sustratos más fuertes con densidades aparentes comprendidas entre 0.5 y 0.75 g·cm⁻³.

Dado que la densidad aparente es una relación de peso/volumen, el sustrato al ser colocado en un contenedor modifica su volumen al ser comprimido y esto aumenta su densidad.

6.4 Caracterización química de los sustratos

En el Cuadro 5 se muestra el análisis de varianza de algunas características químicas evaluadas en las mezclas utilizadas como sustratos de cultivo en arándano.

Cuadro 5. Análisis de varianza de algunas características químicas de las mezclas usadas como sustratos.

FV	GL	pH	C.E	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NT	P	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	DAP
Sustrato	6	1.40 **	0.02 **	17.50**	53.32**	70.82**	115.18**	98.24 ns	321.56 ns	18.03 ns	0.10 ns
Error	14	0.08	0.001	0.14	0.13	0.18	0.42	1.68	6.39	0.24	0.0002
CV		4.30	10.46	27.38	6.852	6.41	19.04	4.84	9.72	5.26	2.65
Media		6.62	0.35	1.37	5.304	6.67	3.42	26.79	26.00	9.22	0.58

ns: no significativo; *, **: significativo a una $P \leq 0.05$ y 0.01 , respectivamente.; CV: Coeficiente de variación (%).

Para el caso del pH, CE, NH₄⁺, NO₃⁻ y N total, el efecto del sustrato es altamente significativo, es decir existen diferencias marcadas entre estas variables químicas.

En el Cuadro 6 se muestra la comparación de medias de los resultados del análisis químico de cada una de las mezclas utilizadas.

6.4.1 pH

El comportamiento de pH en las mezclas fue alcalino, para el caso del sustrato 6: suelo + peat moss (1:1) y el sustrato 7: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1) con valores de 7.06 y 7.12 respectivamente, mientras que los demás sustratos presentan un pH ácido, con un valor de 5.2 en el sustrato 4: perlita + peat moss (1:1). De acuerdo con los niveles óptimos de referencia para plantas en contenedor el pH (extracto de saturación) debe estar entre 5.2-6.3 (Abad *et al.*, 1993), los sustratos 4 y 2 se encuentran dentro del rango y de acuerdo a lo planteado por Escudero (1993) el pH óptimo en el cultivo sin suelo va de: 5.5- 6.8 por lo que los sustratos 1, 2, 3, 4 y 5 están dentro del rango.

El pH influye en el suelo y en el sustrato en varios aspectos, pero el más significativo es el efecto que ejerce sobre la disponibilidad de los nutrimentos de modo marcado. Cadahia (2005) menciona que con pH de 5.0 a 6.5 la mayoría de los nutrientes mantienen su máximo nivel de asimilabilidad; tomando en cuenta estos niveles los sustratos 4: perlita + peat moss (1:1) y 2: suelo + peat moss (1:1) están dentro de los rangos establecidos, pH por debajo de 5.0 pueden presentar deficiencias de N, K, Ca, Mg, B, mientras que por encima de pH= 6.5 puede disminuir la asimilabilidad de P, Fe, Mn, B, Zn, Cu. Dentro de estos rangos se encuentra los sustratos 1: suelo + cascarilla de pino (1:1); 2: Suelo + Peat moss (1:1); 3: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss (1:1:1); 5: Suelo + Cascarilla de pino (1:1); 6: Suelo + Peat moss (1:1); 7: Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss(1:1:1) teniendo mayor probabilidad a presentar problemas de asimilabilidad de nutrimentos.

Cuadro 6. Comparación de medias de las características químicas de los sustratos medidas en extracto de saturación.

TRAT	pH	C.E	NH ₄ ⁺	NO ₃ ⁻	NT	P	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
		(mS/cm)	mg·L ⁻¹						
M:S1	6.98 ab ^z	0.25 d	0.58 c	2.34 e	2.92 ef	1.98 bc	23.28 bc	24.52 b	7.78 c
M:S2	6.33 b	0.43 ab	2.33 a	13.07 a	15.4 a	2.49 b	22.96 bc	40.46 a	12.09 a
M:S3	6.85 ab	0.29 cd	1.87 ab	6.45 c	8.32 c	1.58 bcd	22.99 bc	19.34 bc	7.64 c
M:S4	5.20 c	0.37ab c	1.98 ab	8.05 b	10.03 b	17.31 a	22.02 c	33.96 a	10.46 b
Sl:S5	6.81ab	0.32bc d	0.70 c	1.05 f	1.75 f	0.23cd	34.50 a	12.54 c	6.53 c
Sl:S6	7.06ab	0.45 a	1.28 bc	2.45 e	3.73 de	0.08 d	35.33 a	34.05 a	12.60 a
Sl:S7	7.12a	0.29 cd	0.82 c	3.73 d	4.55 d	0.30 cd	26.47 b	17.16 c	7.46 c
DMSH	0.786	0.1007	1.043	1.013	1.192	1.816	3.614	7.048	1.353

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales (P≤0.05); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. M: Maceta; Sl: suelo; S1: suelo + cascarilla de pino (1:1); S2: Suelo + Peat moss (1:1); S3: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss (1:1:1); S4: Perlita + Peat moss(1:1); S5:Suelo + Cascarilla de pino (1:1); S6: Suelo + Peat moss (1:1); S7:Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss(1:1:1).

6.4.2. Conductividad eléctrica

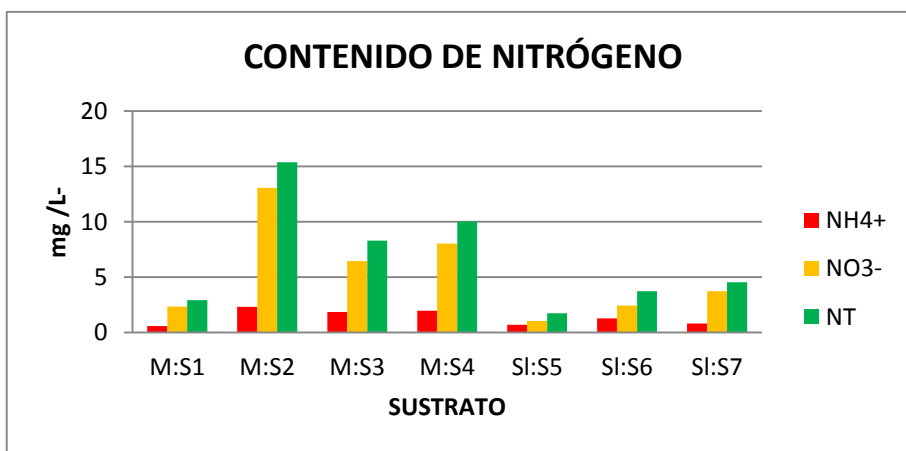
Los sustratos 1: suelo + cascarilla de pino (1:1), 3: suelo + cascarilla + peat moss (1:1:1) establecidos en macetas y los sustratos 7: suelo +cascarilla de pino + peat moss (1:1:1), 5: suelo + cascarilla de pino (1:1) establecidos en camas, presentaron la menor conductividad eléctrica, con valores de 0.25, 0.29,

0.29 y 0.32 mS/cm, respectivamente. Los sustratos 4: perlita + peat moss (1:1), 2: suelo + peat moss (1:1), en macetas y el sustrato 6: suelo + peat moss (1:1) en camas superan en CE a los sustratos antes mencionados con valores de 0.37, 0.43 y 0.45 mS/cm, respectivamente. Ansorena (1994) menciona que los rangos óptimos de CE para sustratos va de 0.75 a 3.49 mS/cm, por lo que los sustratos antes mencionados presentaron una CE muy baja. La CE considerada óptima para el desarrollo de plantas en maceta se encuentra en el orden de 0.5 a 2.0 mS/cm (Cabrera, 1999) lo que reitera que los sustratos presentan CE baja. Sin embargo debe considerarse que el arándano no tolera niveles altos de salinidad. Percival *et al.* 2003 indican que aunque los requerimientos de fertilización de arándanos son relativamente más pequeños que para otros cultivos de bayas, requieren conductividad eléctrica menor a 1.0 mS/cm, de acuerdo a este requerimiento las CE de los sustratos evaluados están dentro del rango. Vial (2005) menciona en 1.2 mS/cm el límite máximo de tolerancia de conductividad eléctrica en arándanos. En los primeros estados de crecimiento de las plantas la conductividad eléctrica debe ser menor que cuando se encuentra en plena producción.

6.4.3. Contenido de Nitrógeno

De acuerdo a lo reportado por la Universidad Estatal de Michigan (Bailey *et al.*, 2003), el nitrógeno $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ se clasifica en los siguientes niveles: bajo 0 - 39, aceptable 40-99, óptimo 100-199, alto 200-299, muy alto > 300. Tomando en cuenta estos rangos, el sustrato 2: suelo + peat moss en macetas, con un contenido de N total $15.4 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ($2.33 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de NH_4^+ + $13.06 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de NO_3^-) y

siendo este sustrato el de mayor contenido de N, se encuentra en un nivel bajo, seguido por el sustrato 4: perlita + peat moss con 10 mg·L⁻¹ (1.98 mg·L⁻¹ de NH₄⁺ + 8.05 mg·L⁻¹ de NO₃⁻) ubicado dentro del mismo rango, el sustrato 3: suelo + cascarilla + peat moss (1:1:1) con 8.31 mg L⁻¹ de N total (1.86 mg·L⁻¹ de NH₄⁺ + 6.45 mg·L⁻¹ de NO₃⁻) se ubica en este mismo rango (bajo) al igual que los demás sustratos como se observa en el Cuadro 6 y Figura 11.



Nota: M: Maceta; SI: suelo; S1: suelo + cascarilla de pino (1:1); S2: Suelo + Peat moss (1:1); S3: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss (1:1:1); S4: Perlita + Peat moss(1:1); S5:Suelo + Cascarilla de pino (1:1); S6: Suelo + Peat moss (1:1); S7:Suelo + Cascarilla de pino + Peatmoss(1:1:1).

Figura 11. Concentración de nitrógeno en extracto de saturación de las diferentes mezclas utilizadas como sustratos.

Los arándanos se han adaptado a suelos ácidos que contienen NH₄⁺ como la forma predominante de nitrógeno (Hanson, 2006).

La absorción de NO₃⁻ está acompañada por una liberación de OH⁻, los cuales aumentan el pH de la rizósfera; por el contrario, la absorción de NH₄⁺ requiere liberación de H⁺ lo que disminuye el pH en la rizósfera (Merhaut y Darnell, 1995). Altas demandas de nitrógeno y la capacidad de absorción en arándanos

ocurren desde la floración hasta el crecimiento final del fruto. Absorciones eficientes ocurren solo después que ha empezado el crecimiento de raíces y hojas; por el contrario, la absorción disminuye conforme cesa el crecimiento al final de la temporada (Throop y Hanson, 1997).

El nitrato es fácilmente móvil en las plantas y puede ser almacenado en vacuolas, pero para que el nitrato sea utilizado en la síntesis de proteínas y otros compuestos orgánicos en las plantas, debe reducirse a amonio (Barker y Pilbeam, 2006).

6.4.4. Contenido de Fosforo

En el Cuadro 6 se presentan los niveles de fósforo en el extracto de saturación. El sustrato 4: perlita + peat moss (1:1) con un valor de $17.31 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ representa el valor más alto y entra en un nivel alto de acuerdo a lo reportado por la Universidad Estatal de Michigan (Bailey *et al.*, 2003). Bajo ($0-2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), Aceptable ($3-5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), Optimo ($6-10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$), Alto ($11-18 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) y Muy alto ($>19 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$). Los sustratos 1, 2, 3, 5, 6 y 7 con valores de fósforo de 1.98, 2.48, 1.5, 0.22, 0.071 y $0.96 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente, se encuentran en un nivel bajo de acuerdo a estos niveles reportados.

Las deficiencias de fósforo están asociadas principalmente a suelos muy ácidos y posible lixiviación en suelos arenosos (Hart *et al.*, 2006).

6.4.5. Contenido de Potasio

Los datos obtenidos respecto al potasio se observan en el Cuadro 6, y tomando en cuenta lo propuesto por Bailey *et al.*, (2003) reportados por la Universidad de Michigan con los siguientes niveles de potasio ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$) se clasifican de la siguiente manera: bajo ($0 - 59$), aceptable ($60-149$), optimo ($150-249$), alto

(250-349) y muy alto $> 349 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. Encontrándose los 7 sustratos con valores menores a $59 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en el rango de muy bajo. Y dentro de estos presentando los valores más altos de contenido de K el sustrato 6: suelo + peat moss (1:1) y 5: suelo + cascarilla (1:1) establecidos en camas con valores de $35.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $34.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente, el sustrato con menor contenido de K fue el 4: perlita + peat moss (1:1) en macetas con un valor de $22.01 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

Bajos niveles de potasio se pueden deber a numerosos factores como reducción de la función de la raíz, inundación, mal drenaje, altos niveles de nitrógeno, sequía y suelos muy ácidos (Reid, 1998).

6.4.6 Contenido de Calcio

Los niveles de calcio son bajos para todos los sustratos utilizados (Cuadro 6) con respecto a lo propuesto por Castellanos (2003), quien clasifica los niveles de calcio ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$) de la siguiente manera: muy bajo < 20 , bajo 21-60, moderadamente bajo 61-100, medio 101-200, moderadamente alto 201-300, alto 301-400 y muy alto >400 $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

Es conocido que las plantas que crecen en suelos calcáreos tienen altos niveles de calcio y por el contrario, las plantas que crecen en suelos con pH bajo muestran niveles bajos de calcio (Demarty *et al.*, 1984).

6.4.7. Contenido de Magnesio

De acuerdo a los datos obtenidos de magnesio (Cuadro 6) tomando en cuenta los niveles propuestos por Castellanos, (2003) quienes mencionan que los niveles de concentración de magnesio (mg L^{-1}) se clasifican de la manera

siguiente: mg L⁻¹: muy bajo < 12, bajo 13-24, moderadamente bajo 25-36, medio 37-60, moderadamente alto 61-96, alto 97-120 y muy alto >120 mg·L⁻¹.

Las mezclas utilizadas como sustratos presentan valores bajos de contenido de magnesio.

6.5. Material biológico

Una vez realizado el aclarado y tinción con azul trípano, no se encontró significativamente estructuras morfológicas propias de micorrizas vesículo arbusculares que indiquen la colonización de las raíces en las plantas en los ensayos establecidos, solamente indicios de las micorrizas inoculadas. En la Figura 12 se observa: a) micelio y esporas, b) vesículas. La importancia de los hongos MVA radica en su capacidad para incrementar la adquisición de nutrimentos beneficiosos para la planta, como extender la absorción en el suelo a través de sus hifas (Smith y Read, 2008).

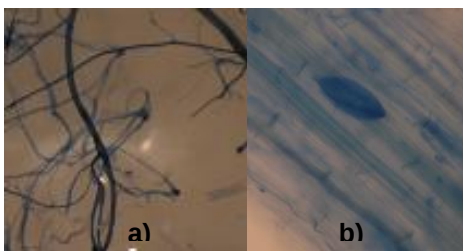


Figura 12. Indicios de micorrizas inoculadas.

Así, se ha señalado como uno de los principales problemas encontrados, el que muchas cepas micorrízicas pierden la capacidad de colonizar su hospedero, señalándose como la principal causa la introducción de hongos comerciales no nativos que están en desventaja competitiva con el resto de microorganismos del suelo; ya que pueden estar presentes en el suelo en proporciones

significativas, pero con una baja capacidad de colonización; lo cual no garantiza el éxito de este tipo de interacción. Pueden ser infectivas, pero no lo suficiente para ofrecer un alto grado de compatibilidad y efectividad con la planta (Alarcon *et al.*, 2000).

En la Figura 13 se muestran las raíces teñidas sin estructuras morfológicas de MVA.



Figura 13. Raíces sin presencia de micorrizas.

Para el caso del ensayo 2 donde se utilizó sustrato esterilizado Powel y Bates (1981) mencionan que en etapa de vivero utilizando sustratos inertes y esterilizados donde la presencia de microorganismos benéficos se elimina o reduce considerablemente, no se produjo colonización de raíces por micorrizas en arándanos durante los 24 meses posteriores a su inoculación.

Sin embargo, Reich *et al.* (1982) indican que no siempre las especies de *Vaccinium* responden favorablemente a la colonización micorrítica, situación dada por varios factores, entre ellos, que las respuestas a la micorrización son más significativas en campo que en condiciones de invernadero.

6.6. Ensayo 1

En el Cuadro 7 se muestra el análisis de varianza de las variables evaluadas en el ensayo 1, establecido en camas, donde se observan diferencias altamente significativas en la medición 3 para las variables: altura de planta, número de

hojas y hoja promedio. La variable número de tallos no presento diferencia significativa en ninguna de las mediciones.

Cuadro 7. Análisis de varianza para altura, número de hojas, número de tallos, largo y ancho de la hoja promedio en arándano.

FV	GL	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Altura (cm)	5	4.07 ns	843.34**	1601.90**
Error	222	3.89	36.64	56.432
C.V		24.66	27.44	16.99
Hojas		49.71**	361.03**	311.94**
Error		7.93	22.28	27.69
C.V		31.36	22.81	16.62
Tallos		0.28 ns	2.58 ns	3.57 ns
Error		0.45	1.21	1.66
C.V		38.61	32.95	31.13
Largo (cm)		0.55*	8.91**	10.52**
Error		0.18	0.87	0.79
C.V		23.70	27.49	17.38
Ancho (cm)		0.24*	2.06**	2.05**
Error		0.10	0.25	0.27
C.V		22.86	22.80	17.17

ns: no significativo; *,**: significativo a una $P \leq 0.05$ y 0.01 , respectivamente.; CV: Coeficiente de variación (%).

En el Cuadro 8 se muestra la comparación de medias para la variable altura de planta, donde se observó una mayor respuesta en el tratamiento sustrato: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1) con inoculación de micorrizas con un aumento de 52.4 % con respecto al tratamiento suelo + cascarilla de pino (1:1) con inoculación de micorrizas, que fue el de menor respuesta para esta variable.

Este efecto de altura de plantas se debe posiblemente a las diferencias en las características de los sustratos, ya que el sustrato formado por suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1) presento mayor cantidad de NO_3^- y densidad aparente de $0.629 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$. Barker y Pilbeam (2006) mencionan que el nitrato y amonio son las principales fuentes de nitrógeno para las plantas.

Cuadro 8. Comparación de medias para altura (cm) en arándano.

Tratamiento	Altura (cm)		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	8.23 a ^z	20.22 b	46.27 a
SCM	8.26 a	14.18 c	33.50 c
SPM	8.37 a	20.70 b	39.45 b
SP	7.70 a	27.05 a	47.00 a
SCPM	7.78 a	24.85 a	51.04 a
SCP	7.64 a	25.36 a	48.04 a
DMSH	1.30	3.99	4.95

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza.

Algunos estudios en estacas de arándanos siguiendo la inoculación con micorrizas demuestran que estas no tienen un efecto significativo en el crecimiento en vivero. Este hecho es atribuido a las reservas de carbohidratos de las plantas y que no son tan dependientes de la micorrización para su crecimiento (Powell y Bagyaraj, 1981).

En el Cuadro 9 se observa la comparación de medias para las variables número de hojas y número de tallos.

Cuadro 9. Comparación de medias para para número de hojas y tallos en arándano

Tratamiento	Hojas			Tallos		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	7.32 c ^z	18.71 b	31.21 ab	1.63 a	3.24 a	4.05 ab
SCM	8.68 bc	15.40 c	26.95 c	1.82 a	2.87 a	3.61 b
SPM	10.66 a	21.42 ab	30.08 bc	1.68 a	3.55 a	4.19 ab
SP	8.89 abc	23.50 a	33.92 a	1.84 a	3.50 a	4.26 ab
SCPM	9.79 ab	22.37 a	34.55 a	1.79 a	3.32 a	4.53 a
SCP	8.53 bc	22.76 a	33.29 ab	1.68 a	3.53 a	4.24 ab
DMSH	1.857	3.11	3.47	0.44	0.72	0.85

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza.

La variable número de hojas presentó en los tratamientos: suelo + cascarilla + peat moss (1:1:1) con micorrizas una media de 34.55 seguida del tratamiento suelo + peat moss (1:1) sin micorrizas con una media de 33.92 siendo los mejores respecto al tratamiento suelo + cascarilla de pino (1:1) con inoculación de micorrizas que presento el menor número de hojas con una media de 26.95. Como en altura de plantas el sustrato suelo + cascarilla + peat moss (1:1:1) con micorrizas presenta una mejor respuesta, posiblemente al contenido de nutrimentos y al efecto de las micorrizas en la etapa inicial. Peterson *et al.* (2004) mencionan que muchos hongos, incluyendo los que forman micorrizas, son aptos para asimilar tanto el amonio como el nitrato obtenidos desde la solución del suelo.

Cuadro 10. Comparación de medias para largo y ancho de la hoja promedio en arándano.

Tratamiento	Largo (cm)			Ancho (cm)		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	1.97 a	3.45 ab	5.67 a	1.49 a	2.29 ab	3.40 a
SCM	1.65 b	2.70 c	4.39 b	1.27 b	1.88 c	2.85 bc
SPM	1.86 ab	2.91 bc	4.51 b	1.40 ab	1.97 bc	2.76 c
SP	1.75 ab	3.65 a	5.24 a	1.37 ab	2.25 ab	2.96 bc
SCPM	1.71 ab	3.88 a	5.46 a	1.30 ab	2.46 a	3.17 ab
SCP	1.87 ab	3.77 a	5.36 a	1.43 ab	2.38 a	3.08 abc
DMSH	0.28	0.62	0.59	0.21	0.33	0.34

^aValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza.

Como se observa en el Cuadro 10, no hubo efecto positivo de los tratamientos inoculados con micorrizas sobre la variable hoja promedio. En esta variable el efecto positivo se presentó en el testigo. Esto indica que el principal factor que influyó en las variables medidas de las plantas fue la mezcla de sustrato utilizado más que la inoculación de micorrizas.

6.7. Ensayo 2

La desinfección del suelo o de un sustrato es una práctica importante para eliminar o reducir de los organismos patógenos que viven en este medio y que causan enfermedades en las plantas (Díaz *et al.*, 2001). Burés (1997) menciona que para garantizar el estado sanitario de los sustratos, o siempre cuando se reutilice un material después de un cultivo, será necesario desinfectarlo. Un sustrato libre de patógenos, insectos y semillas de hierbas es una condición imprescindible para que un cultivo se desarrolle con éxito. En el Cuadro 11 se

presentan los resultados del análisis de varianza para altura, numero de hojas, numero de tallos y hoja promedio (largo y ancho) en arándano.

Cuadro 11. Análisis de varianza para altura, número de hojas, número de tallos y largo y ancho de la hoja promedio en arándano.

FV	GL	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Altura (cm)	8	0.08 ns	92.94**	259.20**
Error	54	0.16	6.26	23.82
C.V		8.92	24.09	28.27
Hojas	8	2.86 ns	40.90**	103.32**
Error	54	1.70	7.58	16.12
C.V		22.84	24.56	25.70
Tallos	8	1.06**	1.92**	4.43**
Error	54	0.37	0.46	1.42
C.V		31.99	32.14	34.65
Largo (cm)	8	0.03 ns	0.83**	1.37**
Error	54	0.04	0.21	0.35
C.V		20.79	25.55	26.26
Ancho (cm)		0.04 ns	0.31*	0.49**
Error		0.04	0.13	0.17
C.V		23.28	27.96	26.22

ns: no significativo; *,**: significativo a una $P \leq 0.05$ y 0.01 , respectivamente.; CV: Coeficiente de variación (%).

Con respecto a la altura, existieron diferencias significativas entre los diferentes tratamientos en la medición 2 y 3, lo mismo sucedió para el número de hojas y largo de la hoja promedio. En el caso de número de tallos hubo diferencias significativas en los diferentes tratamientos en las 3 mediciones y para el caso de ancho de la hoja promedio, existió mayor diferencia significativa en la medición 3 con respecto a la 2.

De acuerdo con el Cuadro 11 las diferencias significativas son notorias en algunas variables, por lo que se realizaron comparaciones de medias (Cuadro 12).

Cuadro 12. Comparación de medias para altura en arándano.

Tratamiento	Altura (cm)		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	4.30 a ^z	7.21 d	8.67 d
SCM	4.50 a	8.86 cd	12.36 cd
SC	4.53 a	6.94 d	12.71 cd
SPM	4.40 a	7.07 d	12.23 cd
SP	4.61 a	9.44 cd	20.49 abc
SCPM	4.63 a	10.20 bcd	17.39 bc
SCP	4.60 a	11.71 bc	26.66 a
PPM	4.49 a	17.59 a	22.43 ab
PP	4.44 a	14.44 ab	22.46 ab
DMSH	0.6933	4.32	8.43

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla de pino sin esterilizar; SCM: Suelo + Cascarilla de pino con micorriza; SC: Suelo + Cascarilla de pino sin micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla de pino + Peat moss sin micorriza; PPM: Peat moss + Perlita con micorrizas; PP: Peat moss + Perlita sin micorrizas.

Como se observa en el Cuadro 12 de comparación de medias para altura, el tratamiento mezcla sustrato: perlita + peat moss (1:1) con inoculación de micorrizas presento un aumento en la altura de un 144 % respecto al testigo en la medición 2, en la medición 3 se obtuvo un 207 % en el aumento de altura de la medición 2 a la 3 en el tratamiento suelo + cascarilla + peat moss, sin inoculación de micorrizas.

Este efecto positivo se puede atribuir al pH del sustrato (5. 2) ya que se encuentra en los niveles óptimos requeridos por el cultivo que van de 4 - 5.5 tal como lo indica Gough (1994), lo que coincide con Cadahia (2005) que a un pH de 5.0 a 6.5 la mayoría de los nutrientes mantienen su máximo nivel de disponibilidad. Además de que esta mezcla de sustrato presento el mejor nivel de contenido de fosforo con respecto a las demás mezclas.

En el Cuadro 13 se presentan las comparaciones de medias de las variables para número de hojas y tallos.

Cuadro 13. Comparación de medias para para número de hojas y tallos en arándano.

Tratamiento	Hojas			Tallos		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	5.57 a ^z	8.71 bc	10.43 b	2.00 ab	2.00 abc	2.43 ab
SCM	6.14 a	10.86 abc	14.71 ab	2.43 a	2.43 abc	2.71 ab
SC	5.29 a	7.86 c	12.43 b	1.86 ab	2.00 abc	3.71 a
SPM	5.43 a	8.14 c	11.43 b	1.43 ab	1.57 bc	1.43 b
SP	6.71 a	12.00 abc	16.29 ab	1.71 ab	1.86 abc	2.14 ab
SCPM	4.57 a	13.00 ab	17.00 ab	1.29 b	1.29 c	2.00 ab
SCP	5.43 a	12.57 abc	20.57 a	2.43 a	2.57 ab	2.57 ab
PPM	6.00 a	13.71 a	16.14 ab	1.86 ab	3.00 a	3.86 a
PP	6.29 a	14.00 a	21.57 a	2.00 ab	2.29 abc	3.14 ab
DMSH	2.25	4.75	6.93	1.04	1.17	2.06

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla sin esterilizar; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SC: Suelo + Cascarilla sin micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza; PPM: Peat moss + Perlita con micorrizas; PP: Peat moss + Perlita sin micorrizas.

De acuerdo al Cuadro 13 se observó que en la segunda medición de la variable número de hojas hubo una diferencia del 78 % en la mezcla sustrato: perlita + peat moss (1:1) sin inoculación de micorrizas con respecto al sustrato: suelo + cascarilla (1:1) sin micorrizas, que presento el menor número de hojas.

En la medición número 3 el tratamiento mezcla sustrato: perlita + peatmoss (1:1) presento un mayor número de hojas en un 107 % en comparación con el testigo seguido del tratamiento mezcla: suelo + cascarilla + peatmoss (1:1:1) con un 97 % mayor número de hojas con respecto al testigo.

Para la variable número de tallos el tratamiento mezcla sustrato: perlita + peat moss con inoculación de micorrizas presento mayor respuesta con un 170 % más con respecto al tratamiento mezcla sustrato: suelo + peat moss (1:1) con inoculación de micorrizas, el cual presento la menor respuesta.

En el Cuadro 14 se presentan los datos obtenidos de las variable hoja promedio (largo y ancho de la hoja promedio).

Cuadro 14. Comparación de medias para largo y ancho de la hoja promedio en arándano.

Tratamiento	Largo (cm)			Ancho (cm)		
	Medición 1	Medición 2	Medición 3	Medición 1	Medición 2	Medición 3
Testigo	0.97 a	1.43 b	1.80 b	0.73 a	0.96 a	1.24 b
SCM	0.97 a	1.69 ab	1.77 b	0.83 a	1.19 a	1.26 ab
SC	1.07 a	1.51 b	1.84 b	0.87 a	1.07 a	1.39 ab
SPM	0.93 a	1.44 b	1.97 ab	0.77 a	1.16 a	1.36 ab
SP	1.09 a	2.11 ab	2.79 ab	0.94 a	1.53 a	1.84 ab
SCPM	0.91 a	2.21 ab	2.41 ab	0.81 a	1.54 a	1.71 ab
SCP	1.07 a	1.73 ab	2.51 ab	0.91 a	1.26 a	1.73 ab
PPM	1.09 a	2.33 a	2.96 a	0.81 a	1.50 a	1.96 a
PP	0.97 a	1.61 ab	2.34 ab	0.91 a	1.26 a	1.47 ab
DMSH	0.36	0.79	1.03	0.34	0.61	0.70

²Valores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla sin esterilizar; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SC: Suelo + Cascarilla sin micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza; PPM: Peat moss + Perlita con micorrizas; PP: Peat moss + Perlita sin micorrizas

Para la variable hoja promedio el tratamiento formado por la mezcla sustrato: perlita + peat moss (1:1) con inoculación de micorrizas fue el mejor con un 64 % para el ancho de la hoja y un 58 % para el largo con respecto al testigo.

En el Cuadro 15 se presenta el análisis de varianza de la biomasa de hojas, raíz y total.

Cuadro 15. Análisis de varianza para biomasa de hojas, raíz y total en arándano.

FV	GL	Hojas	Raíz	Total
Biomasa (%)	8	424.20**	60.51 ns	433.17*
Error	54	96.64	42.93	174.16
C.V		21.52	19.38	16.60

Ns: no significativo; *,**: significativo a una $P \leq 0.05$ y 0.01 , respectivamente.; CV: Coeficiente de variación (%).

Se puede observar en el Cuadro 15 que la biomasa en hojas y total son altamente significativas, por lo tanto en el Cuadro 16 se presenta la comparación de medias para estas variables.

Cuadro 16. Comparación de medias para % de biomasa de hojas, raíz y total en arándano.

Tratamiento	Biomasa (%)		
	Hojas	Raíz	Total
Testigo	29.57 b ^z	32.20 a	61.77 b
SCM	45.01 ab	37.82 a	82.83 ab
SC	42.58 ab	32.18 a	74.76 ab
SPM	45.33 ab	33.62 a	78.95 ab
SP	43.28 ab	38.30 a	81.58 ab
SCPM	44.60 ab	35.41 a	80.01 ab
SCP	50.00 a	30.27 a	80.28 ab
PPM	55.38 a	34.25 a	89.63 a
PP	55.44 a	30.29 a	85.73 a
DMSH	16.98	11.32	22.79

^zValores con la misma letra dentro de columnas, son iguales ($P \leq 0.05$); DMSH: Diferencia mínima significativa honesta. Testigo: Suelo + Cascarilla sin esterilizar; SCM: Suelo + Cascarilla con micorriza; SC: Suelo + Cascarilla sin micorriza; SPM: Suelo + Peat moss con micorriza; SP: Suelo + Peat moss sin micorriza; SCPM: Suelo + Cascarilla + Peat moss con micorriza; SCP: Suelo + Cascarilla + Peat moss sin micorriza; PPM: Peat moss + Perlita con micorrizas; PP: Peat moss + Perlita sin micorrizas.

En esta variable la mezcla sustrato: perlita + peat moss (1:1) con inoculación de micorrizas fue el mejor en un 45.1 % respecto al testigo.

Tamada (2004) determino la composición química de las hojas de arándano tipo rabbiteye en hidroponía con diferentes fuentes nitrogenadas y su interacción con niveles de pH de la solución nutritiva, la mayor biomasa de parte aérea y raíces se observó al adicionar el nitrógeno como $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ y la interacción fuente x pH incremento el crecimiento de plantas en los siguientes tratamientos: NH_4NO_3 x pH 3.5-4 y $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ x pH 4.1 - 5. Sin embargo en este caso el pH de la mezcla fue de 5.2 y aunque el contenido de Nitrógeno total es muy bajo, con un contenido de Amonio $1.98 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ y Nitrato $8.05 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ es relativamente

alto en comparación con el testigo y de la misma manera sucedió con el contenido de fosforo, ya que este juega un papel importante para que la planta crezca y se reproduzca en forma óptima. El P juega un papel vital en todos los procesos que requieren transferencia de energía en la planta, en condiciones óptimas el crecimiento y reproducción de la planta proceden a velocidad normal (Romero *et al.*, 1992).

VII. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos de esta investigación se puede concluir que:

La inoculación de micorrizas no influyo en el efecto positivo encontrado en las variables altura de plantas, número de hojas, número de tallos, hoja promedio y % de biomasa por lo que se atribuye a las características de sustratos utilizados.

La mejor mezcla del sustrato para el ensayo 1 fue: suelo + cascarilla de pino + peat moss (1:1:1) y para el ensayo 2 con mejores características y efectos positivos con respecto al primer ensayo el sustrato: perlita + peat moss (1:1), por lo tanto es el más adecuado para el establecimiento del cultivo de arándano (*Vaccinium corymbosum* L.) cv. Biloxi en vivero.

No se encontraron estructuras morfológicas de micorrizas en las raíces de las plantas inoculadas en la etapa de vivero, lo que indica un efecto nulo de la micorrización.

Las plantas provenientes del vivero se encontraron libres de patógenos causantes de enfermedades de raíz como: *Phytophthora* sp., *Pythium* sp., *Phytophthora cinnamomi* y de canceres de tallo: *Neofusicoccum parvum*, *Lasiodiplodia pseudotheobromae*, (*Botryosphaeria* sp.) *Pestalotiopsis photinae*, y *Pestalotiopsis microspora*.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abad B., M. 1993. Sustratos, características y propiedades. p 47-62. *In*: Cultivo sin suelo. Canovas, F. y J. Díaz (eds). Instituto de estudios almarienses. FIAPA. Almeria, España. 372 p.
- Abad B., M., P. Noguera M. 2005. Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación. *In*: Fertirrigación: Cultivos hortícolas y ornamentales. 3a. ed. Editorial Mundi Prensa. Madrid, España. 299-352 pp.
- Abad B., M., P. Noguera M. 2000. Sustratos para el cultivo sin suelo. *In*: Fertirrigación: Cultivos hortícolas y ornamentales. Cadahia, L. C. (ed.). 2a. ed. Editorial Mundi Prensa. Madrid, España. 287-342 pp.
- Alarcón A, Ferrera-Cerrato R. 2000. Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. D.F. Mexico: IRENAT-Colegio de Postgraduados y Mundi Prensa, 702 pp
- Alkharouf, N. W., A. L. Dhanaraj, D. Naik, C. Overall, B. F. Matthews, and L. J. Rowland, 2007. BBGD: an online database for blueberry genomic data. Biomed Central Plant Biology 7:1-7.
- Anónimo, 2010. Organic production survey. National Agriculture Statistics and Services (NASS) and U. S. Department of Agriculture (USDA) Special studies part 2. AC-07-SS-2. CenOrganics. 3:2-10.
- Ansorena, M. J. 1994. Sustratos, propiedades y caracterización. Mundi Prensa. Madrid, España. 172 p
- Arriagada, C., D. Manquel, P. Cornejo, J. Soto, I. Sampedro y J. Ocampo. 2012. Effects of the co-inoculation with saprobe and mycorrhizal fungi on

- Vaccinium corymbosum* growth and some soil enzymatic activities. Journal of Soil Science and Plant Nutrition 12 (2): 287-298.
- Ávila, R. A. D., J. O. S. O. Granados, G. M. Ligarreto, S. Magnitskiy and A. Rodríguez. 2009. Influence of mycorrhizal fungi on the rooting of stem and stolon cuttings of the colombian blueberry (*Vaccinium meridionale* Swartz). International Journal of Fruit Science 9 (4): 372-384.
- Bailey, D. A., W. C. Fonteno and P. V. Nelson, 2003. Greenhouse Substrates and Fertilization. Department of Horticultural Science, NCSU 1-15
- Baino, O., A. C. Ramallo, S. Hongn and J. C. Ramallo, 2007. First report of *Dothichiza caroliniana* causing double spot on high bush blueberry in South America. Plant disease 91:1685.
- Barker, A. V., and J. D. Pilbeam, 2006. Handbook of plant nutrition. CRC Press. Boca Raton, Florida, United States of America. 613 p.
- Baixauli, S. C. y J. O. Aguilar M. 2002. Cultivo sin suelo de hortalizas: Aspectos Prácticos y Experiencias. Editorial Generalitat Valenciana. Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación. Valencia, España. 107 p.
- Bañados, M. P. 2009. Expanding blueberry production into non-traditional production areas: northern Chile and Argentina, México and Spain. Acta Horticulturae 810: 439-445.
- Blok, C., C. kreij, R. Baas and G. Wever. 2008. Chapter 7. Analytical Methods Used in Soilless Cultivation. In Soilless Culture: Theory and Practice. Raviv, M. and J. H., Lieth (Eds.). Elsevier. United Stated of America. 245-290 pp.

- Boyer, E. P., J. R. Ballington and C. M. Mainland. 1982. Endomycorrhizae of *Vaccinium corymbosum* L. in North Carolina. Journal of the American Society for Horticultural Science 107 (5): 751-754.
- Bunt, A. C. 1988. Media and mixes for container-grown plants. 2a. ed. Unwin Hayman. London, England. 309 p.
- Burés, S. 1997. Sustratos. Ediciones Agrotécnicas. Madrid, España. 342 p.
- Buzeta P., A. 1997. Chile: Berries para el 2000. Fundación Chile. Santiago, Chile. 133 p.
- Cabrera, R. I. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. Revista Chapingo. Serie Horticultura 5: 5–12 p.
- Cadahia L., C. 2005. Fertirrigación cultivos hortícolas, frutales y ornamentales. 3a. ed. Editorial Mundi Prensa. México. 681 p.
- Castellanos Z., J. y T. Vargas P. 2003. El uso de sustratos en la horticultura bajo invernadero. In: Manual de producción hortícola en invernadero. Muñoz, R., J. J. y J. Castellanos Z. (eds). INCAPA. México. D. F. 130-156 pp.
- Cerda, R. 2004. Análisis coyuntural y perspectivas del arándano en Chile. In: Hortifrut: berries for the world every day. Vial, C. (ed.). Hortifrut S. A. Concepción, Chile. 1-8 pp.
- Covacevich F. y H. Echeverría E. 2003. Utilización de formaldehído para la erradicación de hongos-micorrízicos arbusculares de muestras de suelo. Ciencia del Suelo 21 (1): 9-17.

- Cruz F., G. 2011. Identificación de microorganismos asociados a enfermedades del arándano (*Vaccinium* sp.) durante el periodo de primavera en los Reyes, Michoacán. Tesis de licenciatura. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- DeMarty M., C. Morvan, M. Thellier, 1984. Calcium and the cell wall. *Plant Cell Environ* 7: 441–448
- Escalera, V. J. C. 2009. Propagación vegetativa de blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.). Tesis de Licenciatura. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Escudero, J. 1993. Cultivo hidropónico del tomate *In* curso superior de especialización sobre cultivo sin suelo. F. Canovas y J. R. Días (eds) I.E.A. / F.I.A.P.A. Almería España.
- Espinoza, J. G., E. X. Briceño, L. M. Keith and B. A. Latorre. 2008. Canker and twig dieback of blueberry caused by *Pestalotiopsis* spp. and a *Truncatella* sp. in Chile. *Plant Disease* 92 (10): 1407-1414.
- FAOSTAT. 2013. Cierre de la producción mundial de arándano. Accesado, abril 2015. <http://faostat3.fao.org/download/Q/QC/S>.
- ¹FALLCREEK. Accesado abril 2015. <http://www.fallcreeknursery.com/>
- Fonteno, W. C. and T. E. Bilderback. 1993. Impact of hydrogel on physical properties of coarse-structured horticultural substrates. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 118 (2): 217-222.
- Forbes, P., E. Mangas R. y N. Págano. 2009. Producción de arándanos. Diseño y evaluación de proyectos agroindustriales. Universidad Nacional de la Pampa. Facultad de Agronomía. Argentina. 67p.

- Gasca, P. A. 2004. Efecto de la inoculación micorrízica arbuscular en el rendimiento y crecimiento de chile habanero (*capsicum chinense* Jacq.) a diferentes niveles de fósforo. Tesis de maestría. Colegio de Posgraduados, Texcoco, Estado de México.
- Giampaoli, G., C. I Brandán W., R. J. Enrico, M.V. Coll A. y V. Lencina. 2014. Efecto de la esterilización con métodos físicos en suelo, sobre la flora micorrícica y en el cultivo del yacón (*Smallanthus sonchifolius*) en Horco Molle, Tucumán. Revista agronómica del noroeste argentino 34 (2): 36-39.
- Golldack, J., R. Schubert, M. Tauschke, H. Schwarzel, G. Hofflich, P. Lentzsch y B. Munzenberger. 2001. Mycorrhization and plant growth of highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.) on arable land in Germany. *In*: Proceedings of the 3rd International Conference on Mycorrhiza.
- González C., M. C. y R. Ferrera C. 1995. La endomicorriza vesículo-arbuscular. Asociación simbiótica entre hongos para la producción de frutales. Agroproductividad 3: 11-17.
- González C., M. C., R. Ferrera C y J. Pérez M. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Universidad Autónoma de Tlaxcala y Colegio de Posgraduados. 16-102 pp.
- Gough, R. E. 1994. The highbush blueberry and its management. The Haworth Press, Inc. Binghamton, New York. 272 p.
- Hancock, J. F., P. Lyrene, C. E. Finn, N. Vorsa and G. A. Lobos. 2008. Blueberries and Cranberries. *In* Temperature fruit crop breeding. Hancock, J. F (Ed.). Springer, La Vergne, Tennessee, USA. 115-175 pp.

- Hanson, E. J. 2006. Nitrogen fertilization of highbush blueberry. *Acta Horticulturae* 715:347-351.
- Hart, J., B. Strik, L. White and W. Yang. 2006. Nutrient Management for Blueberries in Oregon. Publication. Oregon State University Extension Service. Corvallis, Oregon. 8918:16 p.
- Herrera A., C. M. 2003. Efecto de la micorrización en plantas de vivero de palto y cítricos bajo diferentes dosis de fertilización. Taller de Licenciatura. Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. Quillota, Chile. 64 p.
- Holland, R. M., R. S. C. Christiano, E. A. Gamliel and H. Scherm. 2013. Distribution of *Xylella fastidiosa* in blueberry stem and root sections in relation to disease severity in the field. *Plant Disease* 98 (4): 443-447.
- ITIS (Integrated Taxonomic Information System) Accesado abril, 2015
http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=23573
- Keith, L., L. Sugiyama, A. Strauss, R. Kai, F. Zee, R. Hamasaki, M. Yamasaki and S. Nakamoto. 2008 First report of leaf rust of blueberry caused by *Pucciniastrum vaccinii* in Hawaii. *Plant Disease* 92 (11): 1590-1597.
- Lemaire, F. 1995. Physical, chemical and biological properties of growing medium. *Acta Horticulturae* 396: 273-284.
- ² Leyva, M. G. Profesor investigador del área de Micología del departamento de Parasitología Agrícola, 2015.

- Li, Y. and Y. Hong. 2009. The current status and future of the blueberry industry in China. *Acta Horticulturae* 810:445-455.
- Lioussanne, L. 2010. The role of the arbuscular mycorrhiza-associated rhizobacteria in the biocontrol of soilborne phytopathogens: a review. *Spanish Journal of Agricultural Research* 8: 51-61.
- Lopez, G. 2013. Fertilización foliar orgánica y su relación con la calidad de fruto en arándano azul, tipo ojo de conejo (*Vaccinium ashei* Reade). Tesis de Maestría en ciencias en Horticultura, Chapingo, Estado de Mexico. 104 p.
- Maher, M., M. Prasad, M. Raviv 2008. Organic Soilless Media Components. *In* Soilless Culture: Theory and Practice. Raviv, M., Lieth J. H. (Eds.). Elsevier. United States of America 459-504 pp.
- Marfa, O. 2000. Recirculación en cultivos sin suelo. Ediciones de Horticultura. Madrid, España. 177 p
- Merhaut, D. J. and R. L. Darnell. 1995. Ammonium and nitrate accumulation in containerized southern highbush blueberry plants. *HortScience* 30:1378-1381.
- Molina, M. L., Y., Mahecha, M. Medina. 2005. Importancia del manejo de hongos micorrizogenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles. *Revista colombiana de Ciencias Pecuarias* 18:162-175.
- NCBI (National Center for Biotechnology Information) Taxonomy Browser. Accesado abril, 2015. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?id=69266>

- Ortiz, V. B., A. C. Ortiz, 1990. Edafología. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Suelos. 374 p.
- Pennock, D., T. Yates, T.; Braidek, J. 2008. Soil Sampling Designs. In: Carter, M.R.; Gregorich, E.G. (eds.). 2008. Soil Sampling and methods of analysis. 2nd. Ed. Taylor & Francis Group. LLC. 25-39 pp.
- Percival C. D., D. E. Janes, D. E. Stevens, K. Sanderson. 2003 Impact of multiple fertilizer applications on plant growth, development, and yield of wild lowbush blueberry (*Vaccinium angustifolium* Ait). Acta Horticulture, 626 pp. 415-421.
- Pérez, D., Mazzone, L. 2005. Arándano: Mercados internacionales, Comercio argentino, Aspectos económicos y productivos del cultivo en Tucumán. Publicación Especial N° 30. Tucumán, Argentina. 20 p.
- Phillips, J. M. and D.S. Hayman, 1970. Improved procedure for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. T. Brit. Mycol. Soc. 55:158–161.
- Pineda, P.J., Sánchez. C. F., Ramírez A. A., Castillo. G. A.M., Valdés, A. L.A., Moreno, P. E. C. 2012. Aserrín de pino como sustrato hidropónico. I: variación en características físicas durante cinco ciclos de cultivo. Revista Chapingo Serie Horticultura 18(1): 95-111.
- Porta, J., M. A. López, C. Roquero, 1999. Edafología para la Agricultura y el Medio Ambiente. 2ª Edición. Mundi-Prensa.
- Prodorutti, D., Vanblarae, T., Grobbin, D., Pellegrini, A., Gessler, C., and Pertot, I. 2009. Genetic diversity of *Armillaria* spp. infecting highbush blueberry in northern Italy (Trentino region). Plant Disease 99:651-658.

- Powell, C. L, D. J. Bagyaraj and K.I. Caldwell. 1985. Inoculation with vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in the greenhouse production of *asparagus* seedlings. New Zealand Journal of Agricultural Research 28: 293-297.
- Quiñones, A. E. E., Hernández, A. E., Rincón E. G. y Ferrera, C. R. 2012. Interacción de hongos micorrízicos arbusculares y Fertilización fosfatada en papaya. Terra Latinoamericana 30(2)165-176
- Ratnaparkhe, M.B. 2007. Blueberry.in: Fruits and nuts, genome mapping and molecular breeding in plants. CABI 4: 217-227.
- Raviv, M.; Lieth, J. H. 2008. Soilless Culture: Theory and Practice. Elsevier. United States of America. 625 p.
- Rebollar A. A., Minnis, A. M., Dixon, L. J., Catlebury, L.A., Ramírez M. M. R., Silva. R. H. V., and Valdovinos P. G. 2011. First report of leaf rust of blueberry caused by *Thekopsora minima* in Mexico. Plant Dis. 95:772
- Rebollar A., A., Boyzo Marin J., Silva Rojas, H. V., and Ramírez, G. 2013 Fungi and oomycete pathogens causing stem blight and root rots on blueberry in central Mexico. Phytopathology 113:S 119
- Reich, L., R.F. Korcak., and A.H. Thompson. 1982. Effects of two mycorrhizal isolates on highbush blueberry at two soil pH levels. HortScience, 17(4): 642-644.
- Reid, K. (Ed.). 1998. Soil Fertility Handbook, Publication 611. Ontario Ministry of Agriculture, Food and Rural Affairs, Toronto, Canada.
- Resh, H. 1998. Cultivos Hidropónicos. Editorial Mundi Prensa. España. 369 p.
- Retamales, J. B., and Hancock, J. F. 2012. The blueberry Industry. in: Blueberries. CABI 1-17 pp.

- Romero R., M. A., J. López H., M. L. Vazquez U. y J. Simal L. 1992. Elementos minerales en diversos frutos III.fosfatos. Departamento de Química Analítica, Nutrición y Bromatología (Area de Nutrición y Bromatología). Facultad de Farmacia. Universidad de Santiago de Compostela. - E-15706 Santiago de Compostela. Anal. Bromatol. XLIV 2-3, 125-127
- Sadowsky, J. J., Miles, T.D., and Schilder, A. M. C. 2011. First report of stem blight caused by *Calonectria colhounii* (anamorph *Cylindrocladium colhounii*) on greenhouse-grown blueberries in the United States. Plant Dis. 95:1187.
- Sánchez C. F.; Escalante R. E. 1988. Hidroponía un sistema de producción de plantas. Universidad Autónoma Chapingo.
- Sánchez, R. 2008. La red de Valor de la Zazamora. El Cluster de Los Reyes, un ejemplo de reconversión competitiva. Fundación Produce Michoacán. Morelia, Mich. 116 p.
- Scagel, C. F.; Wagner, A., and Winiarski, P. 2005. Inoculation with ericoid mycorrhizal fungi alters root colonization and growth in: nursery production of blueberry plants from tissue culture and cuttings. Small Fruits Rev. 4(4):113-135.
- Scherm, H., D. S NeSmith., D. L Horton., and G. Krewer. 2001. A survey of horticultural and pest management practices of the Georgia blueberry industry. Small Fruits Rev. 1:17-28.
- SIAP. 2013. Sistema de Información Agropecuaria y Pesquera. Resumen Nacional de la Producción Agrícola. <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/>

- Smith S. E., D. J. Read, 2008. Mycorrhizal symbiosis. 3rd ed. London : Academic Press. 787p
- SMN. Servicio Meteorológico Nacional. Accesado abril 2015.
http://smn.cna.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=190:michoacan&catid=14:normales-por-estacion
- Stakman, W. P. 1980. Measuring soil moisture. *In*: Drainage Principles and Applications: 3: 221-251.
- Taboada, M.A.; Alvarez, C.R. 2008. Fertilidad física de los suelos. 2da Ed. Facultad de Agronomía. Universidad de Buenos Aires.
- Tamada, T. 2004. Effects of nitrogen sources on grow and leaf nutrient concentrations of 'Tifblue' Rabbiteye Blueberry under water culture. *Small Fruits Review*, 3(1-2): 149-158.
- Throop, P. A., Hanson, E. J. 1997. Effect of application date on absorption of 15N by highbush blueberry. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 114:728-732.
- Trehane, J. 2004. Blueberries, Cranberries and other Vacciniums. Timber Press, Portland y Cambridge. 256p.
- Urrestarazu G. M. 2004. Tratado de cultivo sin suelo. Ed. Mundi-Prensa. 3ª edición. México. 914p.
- USDA. 2009. United States Department of agriculture e 28 U.S. imports of fresh cultivated blueberries, by country, 1993-2008. Department of Commerce, U.S. Census bureau.
- Vázquez, I., G. 2002. Producción de Tomate Rojo en Hidroponia Bajo Invernadero. Manual de Manejo. AGRIBOT, Chapingo, México. 64 p.

Vega, A. y C. Muñoz. 1994. Presencia de micorrizas en Ericaceas en Chile. Agricultura Técnica. 54(3): 332-339.

Vial, C. y J. I. Allende. 2005. Análisis comercial y visión general del arándano en Chile. p 117. In Asociación de exportadores. Ciclo de seminarios frutícolas de actualización técnico comercial. Santiago, 21 y 22 de Junio de 2005. Santiago, Chile.

Yang, W. Q., B. L. Goulart, K. Demchak and Y. Li. 2002. Interactive effects of mycorrhizal inoculation and organic amendment on nitrogen acquisition and growth of highbush blueberries. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 127:742-748.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Ficha técnica del producto comercial Endospor®.



**Tecnologías Naturales
Internacional**



bioagri inputs



Endospor

Esporas de endomicorriza

Ficha técnica

Av. Tecnológico 709
Col. Cd. Industrial
C.P. 38010 Celaya, Gto., México
Tel/ Fax: 01-800-4008432
www.bactiva.com
info@bactiva.com

Hongos endomicorrízicos, bioestimulantes, *Trichoderma* y bacterias benéficas que aumentan la resistencia y la sobrevivencia, promoviendo un máximo crecimiento y rendimiento en hortalizas, frutales, flores, árboles y arbustos

Endospor™ es un inoculante endomicorrízico que se aplica por aspersión a charolas o que se inyecta en el suelo al plantar o sembrar. El producto contiene varias especies de hongos endomicorrízicos que colonizan rápidamente las raíces de una amplia variedad de especies de plantas proporcionando las mejores condiciones para que las raíces crezcan y absorban agua y nutrientes. Los hongos endomicorrízicos se combinan con bacterias benéficas, el hongo benéfico *Trichoderma*, ácidos húmicos, extracto soluble de algas marinas y yuca para promover el desarrollo rápido del sistema radicular. Los resultados son tasas de sobrevivencia y crecimiento más altas en todo tipo de cultivos que requieran hongos endomicorrízicos: hortalizas, frutales, flores, árboles y arbustos. Las esporas de los hongos se producen por medio de incubación y no de manera tradicional adentro de las raíces de las plantas. La incubación ofrece múltiples ventajas: No hay contaminación por microorganismos no deseados. Las esporas no se aglomeran, lo que permite una dispersión homogénea entre las cavidades de charolas de germinación. El producto es fácil de solubilizar y aplicar: el diámetro de 80% de las esporas es menor a 100 micras lo que posibilita su aplicación por sistemas de irrigación.

Beneficios:	Mejora	Reduce
	Sobrevivencia-desarrollo del sistema radicular - absorción de agua y nutrientes - rendimiento y producción	Pérdida de plantas - enfermedades - daño por estrés de calor - pérdidas por sequía

Compatibilidad: Fungicidas: Los siguientes fungicidas son compatibles y pueden ser aplicados en conjunto con el producto sin mezclarlos en el mismo tanque: Benomilo, Captafol, Captan, Carboxin, Clorotalonil, Etridiazol, Folpet, Fosetil de aluminio, Iprodiona, Mancozeb, Metalaxil, Quintozeno, Thiram y Tiofanato metílico. Evite usar otros fungicidas por 2-3 semanas antes y después de la aplicación.

Dosificación y aplicación: Aplique el producto una sola vez los primeros 5-7 días del enraizamiento. El producto es más eficiente si se aplica en una fase temprana del cultivo. Las plantas ya establecidas y plantaciones con densidades bajas requieren dosificaciones más altas. Solicite apoyo técnico al dosificar las aplicaciones. Germinación de hortalizas: Aplique a los 7 días después de la siembra por el sistema de riego o por aspersión (ver tabla). Campo: Si no es posible aplicar el producto en invernadero, aplique en el campo por el sistema de riego, como Drench o por inyección. Dependiendo del número de plantas por hectárea varía la dosis mínima entre 750g (10,000 plantas por hectárea) y 1.5kg (más de 30,000 plantas por hectárea). Frutales: Germinación en bolsa: 0.3g/planta; trasplante de 1m: 1g/planta. Árboles: charola de germinación y contenedor: mínimo de 1kg/15,000 plantas; almácigo: 1kg/25,000 plantas, mezclado con el sustrato previo a la siembra a no más de 5cm por debajo de la semilla. Ornamentales: 0.1-0.3g/maceta por Drench o inyección. En planta establecida, aplique 100-150g en 1,000m² en campo o invernadero. Cultivo perenne: En cultivos mayores de 3 años se recomienda reforzar anualmente con un mínimo de 500g/Ha esto debido al ciclo de las raíces.

Cultivo	Cavidades/Charola	Cavidades/Charola
	200	300
Tomate, pimiento	5g	13g
Chile, melón, sandía	7g	11g
Cebollitas	11g	15g
Flores	7g	13g
Papa, freza, ajo	11g/Ha	
Aguacate	0.2g/kg sustrato	

Almacén:

- Mantenga el producto en un lugar fresco y seco
- No lo exponga a temperaturas elevadas ni a la luz directa del sol
- El producto tiene una vida máxima de anaquel de 18 meses

Ingredientes:	Bacterias benéficas:	Bacterias benéficas:
Rizobacterias fijadoras de nitrógeno, solubilizadoras de fósforo y promotoras del crecimiento	2 mil millones UFC/g (2x10 ⁸ UFC/g)	UFC = Unidades Formadoras de Colonias
<i>Glomus intraradices</i> , <i>G. mosseae</i> , <i>G. brasilianum</i> , <i>G. clarum</i> , <i>G. deserticola</i> , <i>G. etunicatum</i> , <i>Gigaspora margarita</i>	Endomicorriza:	mínimo de 200 esporas/g
<i>Trichoderma harzianum</i> , <i>T. reesei</i> , <i>T. viride</i> , <i>Gliocladium virens</i>	<i>Trichoderma</i> :	3 millones conidias/g (3x10 ⁶ conidias/g)
Vitaminas promotoras de crecimiento	Biotina, ácido fólico, B, B2, B3, B6, B7, B12, C y K	
Aminoácidos	Proteína vegetal	
Extracto soluble de yuca	<i>Yucca schottigera</i>	
Extracto soluble de alga marina	<i>Ascophyllium nodosum</i>	
Ácidos fúlvicos	Derivados de leonardita	

Anexo 2. Procesamiento del material vegetal.



a) Observación de síntomas en vivero.



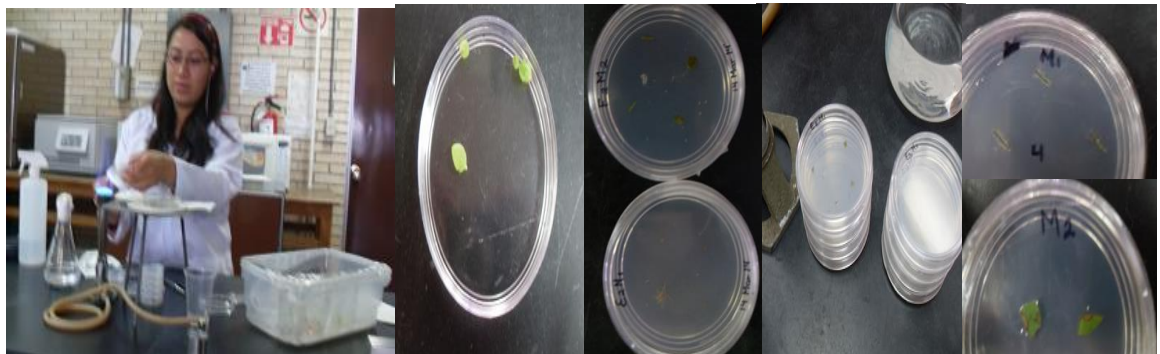
b) Aislamiento de los patógenos



c) Pruebas de patogenicidad



d) Inoculación



e) Reaislamientos