

Efecto de la inoculación con hongos micorrícicos arbusculares en plantines de olivo sobre diferentes sustratos

*Tesis presentada para optar al título de Magister de la Universidad de Buenos Aires,
Área: Ciencias del suelo. Orientación: Fertilidad de Suelos.*

María Eugenia de Bustos

Ingeniera Agrónoma - Universidad Nacional de Salta - 2004

Lugar de trabajo: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria



Escuela para Graduados Ing. Agr. Alberto Soriano
Facultad de Agronomía – Universidad de Buenos Aires

COMITÉ CONSEJERO

Director de tesis

Alejandro O. Costantini

Ingeniero Agrónomo (Universidad de Buenos Aires)

Doctor en Ciencia del Suelo (Universidad Federal Rural de Rio de Janeiro)

Consejeros de Estudios

Sebastián Fracchia

Licenciado en Ciencias Biológicas (Universidad de Buenos Aires)

Doctor en Ciencias Biológicas (Universidad de Buenos Aires)

Ricardo L. Berbara

Ingeniero Agrónomo (Universidad Federal Rural de Rio de Janeiro)

Doctor en Biología de Suelo (Universidad de Dundee-Escocia)

JURADO DE TESIS

Director de tesis

Alejandro O. Costantini

Ingeniero Agrónomo (Universidad de Buenos Aires)

Doctor en Ciencia del Suelo (Universidad Federal Rural de Rio de Janeiro)

JURADO

Raúl S. Lavado

Ingeniero Agrónomo (Universidad de Buenos Aires)

JURADO

Fernanda Covacevich

Licenciada en Ciencias Biológicas (Universidad Nacional de Mar del Plata)

Doctora en Ciencias Agrarias (Universidad Nacional de Mar del Plata)

Fecha de defensa de la tesis: 16 de Febrero de 2012

DEDICATORIA

A Dios, luz y fortaleza en los momentos difíciles...

A mis padres Jorge y Martha, por enseñarme el valor del esfuerzo y por ayudarme a volar...

A Fernando, compañero de vuelo, por su paciencia y amor sin límites...

A Dominique, el tesoro de mi vida...

AGRADECIMIENTOS

Con algunas líneas, quiero plasmar mi profundo agradecimiento a todas aquellas personas que de alguna forma hicieron posible mi formación de postgrado y en especial aquellos que colaboraron en la elaboración de esta tesis:

A mi pequeña gran familia, por acompañarme y ayudarme en todas las labores concernientes al trabajo de tesis.

Al Dr. Alejandro Costantini (consejero principal) por guiarme y ser alentador en el proceso de la tesis. Al Dr. Sebastián Fracchia (consejero), por facilitarme material de trabajo, colaborar en algunas actividades, así también por las sugerencias y aportes recibidos en la escritura de la tesis y al Dr. Ricardo Berbara (consejero), por aportarme conocimientos con humildad y paciencia.

A los jurados de esta tesis Dra. Covacevich e Ing. Lavado, por las sugerencias y correcciones realizadas lo cual ayudaron a mejorar la manera de mostrar la información.

A Raúl Ávalos, Roque Lucero, Raúl Artero, Ubaldo Herrera, Luciano Arréguez, Juan Mansilla, Julio Cardozo, Héctor Jaime y Néstor Caro por colaborar con las actividades de campo; también a Sergio Mendoza y a Dante Carabajal por permitir que las personas antes mencionadas puedan ayudarme.

Al Ing. Agr. MSc César Matías, por apoyarme en el trabajo de tesis y permitir su financiamiento a través del proyecto regional CATRI 61-330132.

A mis compañeros y colegas del INTA: Rodrigo Ahumada, Sonia Álvarez, Emiliano Quiroga, Daniela Iriarte por las contribuciones recibidas. A la Dra. Susana Alderete Salas y al área de socio-economía por colaborar en los aspectos económicos planteados en esta tesis.

A las personas que conforman el INTA, que por sus decisiones o acciones (con mayor o menor participación) permitieron que tenga la beca y finalice el postgrado. Pero quiero destacar mi profundo agradecimiento al Ing. Agr. Jorge Morandi (ex-director del centro regional Tucumán-Santiago del Estero) por haber confiado en mí.

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. La olivicultura y su contexto actual	1
1.2. Viveros de olivo en Catamarca	3
1.3. Sustratos utilizados en viveros de olivo: cría y rusticación	8
1.4. Hongos micorrícicos como biofertilizantes	10
1.5. Micorriza arbuscular: definición, importancia y caracterización	10
2. ANTECEDENTES DE LA PROBLEMÁTICA EN ESTUDIO	15
3. IMPORTANCIA DE LA TEMÁTICA EN ESTUDIO	17
4. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS	19
4.1. Hipótesis	19
4.2. Objetivos	19
4.2.1. Objetivo general	19
4.2.2. Objetivos específicos	19
5. MATERIALES Y MÉTODOS	20
5.1. Ubicación del experimento y caracterización del sitio	20
5.2. Material vegetal, sustratos, HMA e inoculación	21
5.3. Manejo general del vivero	24
5.4. Tratamientos y mediciones realizadas	25
5.4.1. Variables seleccionadas para evaluar el efecto sobre la supervivencia, crecimiento y estado nutricional de los diferentes tratamientos en plantines de olivo	26
5.4.2. Variable seleccionada para analizar la infectividad de los HMA en los diferentes sustratos	28
5.5. Análisis estadístico	29
5.6. Análisis económico productivo	30

6. RESULTADOS	32
6.1. Efecto del uso de cepas de <i>Glomus intraradices</i> sobre la supervivencia, crecimiento y el estado nutricional de plantines de olivo en diferentes sustratos	32
6.2. Infectividad de HMA en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos	50
6.3. Análisis económico productivo	54
7. DISCUSIÓN	60
7.1. Efecto del uso de cepas de <i>Glomus intraradices</i> sobre la supervivencia, crecimiento y el estado nutricional de plantines de olivo en diferentes sustratos	60
7.2. Infectividad de HMA en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos	71
7.3. Análisis económico productivo	75
8. CONCLUSION GENERAL	77
9. BIBLIOGRAFÍA	80
10. APÉNDICE	90

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA	PÁGINA
Tabla 1. Propiedades físicas y químicas de los sustratos utilizados en el ensayo.	22
Tabla 2. Tratamientos aplicados a plantines de olivo. Etapa de cría y rusticación.	25
Tabla 3. Contenido relativo de nutrientes (%) de la parte aérea de plantas de olivo sometidas a diferentes tratamientos, al finalizar el ensayo. Medias de los tratamientos.	44
Tabla 4. Contenido absoluto de nutrientes (mg planta ⁻¹) de la parte aérea de plantas de olivo sometidas a diferentes tratamientos, al finalizar el ensayo. Medias de los tratamientos.	45
Tabla 5. Eficiencia de la inoculación (%) con <i>Glomus intraradices</i> GA2 y <i>Glomus intraradices</i> GB1 en diferentes sustratos.	49
Tabla 6. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SB-SI.	54
Tabla 7. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SB-GA.	55
Tabla 8. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SA-SI.	56
Tabla 9. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SC-SI.	57
Tabla 10. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SD-SI.	58

Tabla 11. Margen bruto diferencial y eficiencia del tiempo productivo.	59
---	----

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA	PÁGINA
Figura 1. Mapa Olivícola Nacional.	2
Figura 2. Ubicación geográfica del Valle Central de Catamarca.	4
Figura 3. Cámara con estaquillas semileñosas de olivo sobre mesadas de enraizamiento y estaquilla enraizada.	5
Figura 4. Invernáculo con estaquillas enraizadas de olivo en <i>speedling</i> .	6
Figura 5. Rusticadero con plantines de olivo en macetas.	7
Figura 6. Plantación de tres años con olivos en sistemas intensivos.	7
Figura 7. Ubicación geográfica del experimento.	20
Figura 8. Valores medios de temperaturas máximas, mínimas y medias mensuales, registradas a lo largo del ensayo. Los datos fueron tomados dentro del rusticadero.	21
Figura 9. Porcentaje de supervivencia y mortandad en diferentes tratamientos aplicados a plantines de olivo al finalizar el ensayo.	32
Figura 10. Altura (cm) de plantines de olivo en diferentes tratamientos durante 12 meses posteriores a la inoculación. La flecha indica altura mínima comercial de la planta. La barra horizontal de línea indica diferencias significativas entre los niveles del factor sustrato en el tiempo; la barra horizontal de puntos indica diferencias significativas entre los niveles del factor inoculación con HMA en el tiempo; la barra vertical indica diferencias significativas para la interacción de los factores. En todos los casos las diferencias significativas se definieron para $p < 0,05$.	34

<p>Figura 11. Altura (cm) en el último mes del ensayo, sobre plantines de olivo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).</p>	35
<p>Figura 12 A. Plantines de olivo inoculados con <i>Glomus intraradices</i> GA, después de 12 meses de crecimiento en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD).</p>	36
<p>Figura 12 B. Plantines de olivo, inoculado con <i>Glomus intraradices</i> GA y sin inocular después de 12 meses de crecimiento en el SD (suelo de monte).</p>	37
<p>Figura 13. Tiempo medio real y estimado en plantines de olivo para lograr la altura comercial en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA2 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB1 (GB).</p>	38
<p>Figura 14. Diámetro ½ (mm), diámetro 1 cm (mm), número de hojas, número de brotes acumulados, en el mes 12º del ensayo. Medias generales entre los niveles del factor sustrato (SA, SB, SC y SD). Letras distintas, indican diferencias significativas entre medias según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).</p>	40
<p>Figura 15. Número de brotes acumulados en el 12º mes del ensayo. Medias generales entre los niveles del factor inoculación con HMA. Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB (GB). Letras distintas, indican diferencias</p>	

significativas entre medias según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).	41
Figura 16. Biomasa aérea y radicular (g planta^{-1}) al finalizar el ensayo sobre plantines de olivo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA1 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB2 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).	42
Figura 17. Relación entre biomasa radical y biomasa aérea en plantines de olivo sobre diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA1 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB2 (GB).	43
Figura 18. Porcentaje de colonización radicular en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD), tres meses posteriores a la inoculación. Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA 2 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB 1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple de SNK ($p \leq 0,05$).	51
Figura 19. Porcentaje de colonización radicular en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD), 12 meses posteriores a la inoculación. Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA 2 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB 1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple de SNK ($p \leq 0,05$).	52

<p>Figura 20. Evolución del porcentaje de colonización radicular en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), <i>Glomus intraradices</i> GA 2 (GA), <i>Glomus intraradices</i> GB 1 (GB).</p>	53
---	----

DECLARACIÓN

“Declaro que el material incluido en esta tesis es, a mi mejor saber y entender, original, producto de mi propio trabajo (salvo en la medida en que se identifique explícitamente las contribuciones de otros), y que este material no lo he presentado, en forma parcial o total, como una tesis en ésta u otra institución”.

ABREVIATURAS

mm = milímetro	P = fósforo extractable (en sustratos) o fósforo total (en tejido)
cm = centímetro	K = potasio soluble (en sustratos) o potasio total (en tejido)
m = metro/s	Ca = calcio soluble (en sustratos) o calcio total (en tejido)
km = kilómetro/s	Mg = magnesio soluble (en sustratos) o magnesio total (en tejido)
ha = hectárea/s	Na = sodio soluble
cm³ = centímetro cúbico	C/N = relación carbono nitrógeno
m³ = metro cúbico	CEE = CE = conductividad eléctrica específica
mg = miligramo/s	CIC = capacidad de intercambio catiónico
g = gramo/s	pH = potencial hidrógeno
kg = kilogramo	Ds = densidad del sustrato
L = litro/s	PT = porosidad total
hl = hectolitro (1 hl = 100 l)	CRA = capacidad de retención de agua a 10 hPa
a. C. = antes de Cristo	CA = capacidad de aireación a 10 hPa
°C = grado Celsius	hPa = hectopascal
% = porcentaje	v/v = volumen/volumen
sp = especie	ppm = parte por millón
Nº = número	cmol_c = centimol carga
AIB = ácido indol butírico	dS = decismens
HMA = hongos micorrícicos arbusculares	SA = sustrato compuesto por arena
DM = dependencia micorrícica	SB = sustrato compuesto por arena:turba (1:1 v/v)
ES = eficiencia simbiótica	SC = sustrato compuesto por arena:turba:suelo de monte (1:1:2 v/v)
EI = eficiencia de inoculación	SD = sustrato compuesto por suelo de monte
MA = micorrizas arbusculares	MB = margen bruto
SI = sin inoculación	IB = ingreso bruto
GA = <i>Glomus intraradices</i> cepa GA 1	CD = costos directos
GB = <i>Glomus intraradices</i> cepa GA 2	ΔMB = margen bruto diferencial
BGIV = Banco de Glomermycota In Vitro	
et al. = colaboradores	
r = repeticiones	
N = número total de plantas (estadística)	
SNK = Student Neuwman Keuls	
EDTA = Etilen-Diamino-Tetra-Acetato	
p = probabilidad de error	
MO = materia orgánica total	
C = carbono oxidable	
N = nitrógeno total	

RESUMEN

Efecto de la inoculación con hongos micorrícicos arbusculares en plantines de olivo sobre diferentes sustratos

El olivo es un cultivo que se encuentra en fase de expansión, siendo Catamarca una de las principales provincias productoras de Argentina. La meta de los viveros olivícolas es obtener cantidad, calidad y rápido crecimiento de plantines de olivo con el menor costo. El objetivo de este trabajo fue evaluar la mejor combinación hongo (cepa) - sustrato (características) en la producción de plantines de olivo. Para ello, se seleccionaron plantines en la etapa de endurecimiento, los cuales se colocaron en macetas con cuatro sustratos diferentes: arena (SA), arena/turba (SB), arena/turba/suelo de monte (SC) y suelo de monte (SD). Las plantas fueron inoculadas con dos cepas de micorrizas de la especie *Glomus intraradices*. Las variables evaluadas fueron: supervivencia, crecimiento, estado nutricional y porcentaje de colonización. Siendo el margen bruto la principal variable económica analizada. Los resultados muestran que la inoculación con HMA y las características de los sustratos no afectan la supervivencia de plantines de olivo en etapa de cría, pero la inoculación influye positivamente en crecimiento y estado nutricional. Sin embargo, el sustrato utilizado es el principal factor que determina el tiempo de obtención de las plantas, ya que sus características físicas y químicas condicionan las variables de crecimiento, nutrición y costos productivos. La madurez fisiológica junto a la fertilidad química de los sustratos disminuyen la infectividad de los HMA.

Palabras clave: *Glomus intraradices*, micorrizas vesículo arbusculares, viveros de olivo, medios de cultivo, olivicultura.

ABSTRACT

Effect of inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi in olive seedlings on different substrates

The olive is a crop that is being expanded all over the country and the province of Catamarca is one of the largest producers of Argentina. In order to get quantity, quality and improve growth in olive seedlings at the lowest cost. The aim of this study was to evaluate the best combination of fungus (strain) - substrate (features) in the production of olive seedlings. This experience used seedlings in the seedling stage, which were placed in pots filled with four different substrates: sand (SA), sand / peat (SB), sand / peat / soil forest (SC) and floor mount (SD). Plants were inoculated with *Glomus intraradices* strains GA and GB. The variables evaluated were: survival, growth, nutritional status and rate of colonization. As the gross margin, the main economic variable analyzed. The results show that inoculation with AMF and the characteristics of the substrates do not affect the survival of seedlings of olive, but the inoculation influenced positively the growth and nutritional status. However, the substrate is the main factor that determines the time to obtain the plants, since their physical and chemical variables make influence over the growth, nutrition and production costs. Physiological maturity with the fertility of the substrates decrease the infectivity of the HMA.

Keywords: *Glomus intraradices*, vesicular arbuscular mycorrhizal, olive nurseries, culture media, olive growing.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. La olivicultura y su contexto actual

El cultivo de olivo (*Olea europea* L.) es uno de los más antiguos que se registran en la historia de la humanidad. Su origen se remonta a unos 4000 años a. C. en la región geográfica que va desde el sur del Cáucaso hasta las altiplanicies de lo que hoy es Irán, Palestina y la costa de Siria; extendiéndose posteriormente a todos los países ribereños del Mediterráneo. Luego del descubrimiento de América se difundió por el continente, llegando a cultivarse también en Sudáfrica, China, Japón y Australia (Rallo, 2005; Civantos *et al.*, 2008).

En la actualidad, la región mediterránea de Europa contribuye con el 80 % de la superficie mundial destinada al cultivo de olivo, estimándose que el 45 % se localiza en España (Stroosnijder *et al.*, 2008). De esta manera, la Unión Europea concentra la mayor producción olivarera a nivel global.

La olivicultura Argentina en los últimos años creció considerablemente alcanzando el quinto puesto en la producción mundial y primero en América del Sur (COI, 2009). Además, ocupa en la producción de aceituna de mesa y aceite de oliva el 7° y 10° lugar respectivamente en el mundo (Tagarelli, 2008).

Informes realizados por la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación (SAGPyA, 2004) confirman que entre 1992 y 2003 la superficie olivarera nacional aumentó de 29.600 ha, con 3 millones de plantas aproximadamente, a 50.000 ha, equivalente a 14 millones de plantas de olivo. Un 65 % de la superficie existente corresponde a plantaciones con variedades aceiteras, ya que el 85 % de la producción nacional se destina a la elaboración de aceite. En el año 2008 las hectáreas cultivadas llegaron a 90.100 lo cual permitió que Argentina se ubique en la 13° posición a nivel

mundial en cuanto a superficie cultivada (Gómez del Campo *et al.*, 2010). Por los antecedentes mencionados se infiere la alta productividad del olivo en la Argentina.

El mapa olivícola nacional (Figura 1) está compuesto por las provincias de La Rioja, Catamarca, San Juan, Mendoza y Córdoba. En menor escala esta actividad también se realiza en Buenos Aires y Salta (CNA, 2002).



Figura 1. Mapa Olivícola Nacional

Las mejores condiciones para el crecimiento del olivo se encuentran entre las latitudes 30° y 45°, tanto en el hemisferio norte como en el sur. A esta franja corresponden regiones de climas tropicales y templados de tipo mediterráneo, caracterizado por veranos calurosos y secos (Civantos *et al.*, 2008).

Actualmente, la provincia de Catamarca posee la mayor superficie implantada con 31.900 ha y encabeza la producción nacional de aceituna con destino aceitero. Paralelamente, con 29.900 ha La Rioja es la primera en producción de aceituna para conserva (Alderete *et al.*, 2007; Cáseres *et al.*, 2009).

A partir de los años 90, con la aplicación de la ley 22.021⁽¹⁾ y como resultado de estímulos fiscales y condiciones económicas nacionales e internacionales favorables que atrajeron a fuertes inversiones de capitales nacionales y extranjeros, el sector olivícola de las provincias de Catamarca y La Rioja experimentó una fuerte expansión y reestructuración tecnológica y organizativa basada en el desarrollo de sistemas de producción intensivos (Fernández & Cáseres, 2007; Cáseres *et al.*, 2009).

La olivicultura intensiva se caracteriza por poseer grandes plantaciones de alta densidad en cuadros monovarietales. La principal variedad empleada es Arbequina (33%), le sigue Manzanilla (24%) y en menor proporción Coratina, Barnea, Picual y Frontoio (CNA, 2002). Este panorama de crecimiento del sector olivícola a nivel nacional es acompañado por un incremento en el número y actividad de los viveros.

1.2. Viveros de olivo en Catamarca

La actividad viverística en Catamarca se desarrolla principalmente en el Valle Central, ubicado entre los 28° 25' - 29° 30' de latitud Sur y 65° 30' - 66° 30' longitud Oeste (Figura 2). Esta actividad cobra importancia debido a su microclima, correspondiente a la ecorregión del Chaco Árido, donde la temperatura media anual es de 19,5 °C con inviernos cálidos (Mazzoni *et al.*, 2005). Estas características posicionan a la zona como potencial productora y proveedora nacional y mundial de plantines y plantas de olivo.

⁽¹⁾ Promoción Industrial y Agropecuaria en las provincias de La Rioja, Catamarca y San Luis.

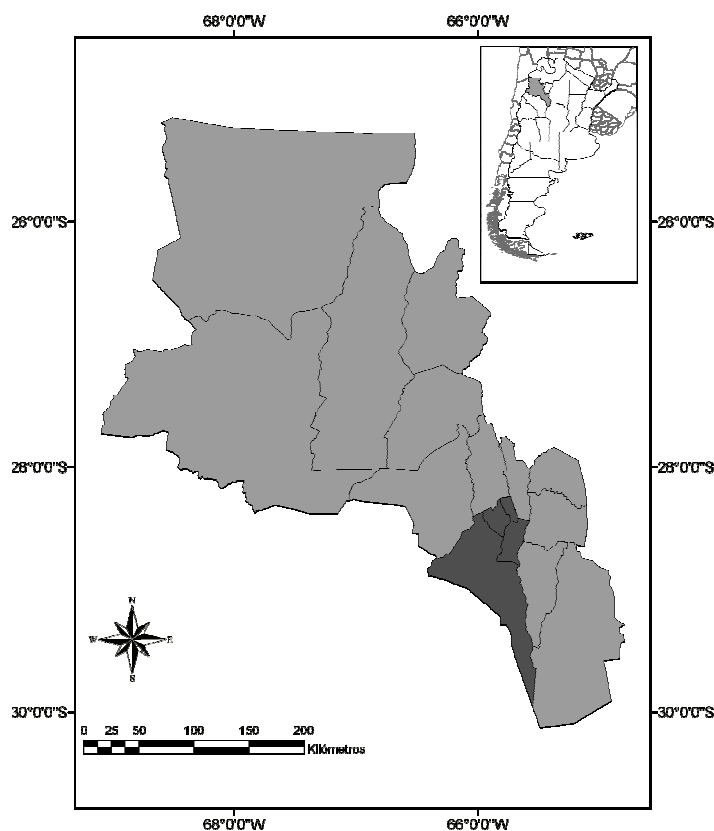


Figura 2. Ubicación geográfica del Valle Central de Catamarca.

La producción de plantas para la implantación, con identidad varietal, homogéneo, de calidad sanitaria y productiva se realiza en vivero. La propagación más difundida en olivo es mediante técnicas especiales de multiplicación asexual de estaquillas semileñosas bajo niebla (Hartmann & Kester, 1991). Este sistema de propagación se puso a punto en el olivo y el proceso consta de tres etapas (Caballero & del Río, 2008):

- a) Enraizamiento. Su objetivo es provocar la emisión de varias raíces adventicias en las bases de las estaquillas. Esta etapa se lleva a cabo en cámaras donde se colocan estaquillas semileñosas que tienen una longitud de 15 cm, con dos o tres pares de hojas en la parte apical, a las cuales se les aplica ácido indol-3-butírico (AIB); luego se las planta a una profundidad de cuatro o cinco centímetros sobre

un sustrato químicamente inerte, generalmente perlita, previamente colocada en la mesa de enraizamiento (Figura 3 A). El sustrato se debe calentar para que la base de la estaquilla esté a 20-25 °C. Todo el sistema está bajo condiciones controladas de temperatura, humedad y luz. Con este manejo se logra tener estaquillas enraizadas aproximadamente entre los 45 a 60 días (Figura 3 B).



Figura 3. Cámara con estaquillas semileñosas de olivo sobre mesadas de enraizamiento y estaquilla enraizada.

- b) Endurecimiento. La finalidad de esta etapa es promover el funcionamiento de los sistemas radicales obtenidos en la fase anterior. Este paso por lo general se realiza en invernáculos, en pequeños recipientes llamados *speedling* (Figura 4). El sustrato ya no es químicamente inerte, pero debe ser ligero y con buen drenaje. La característica que indica la finalización de esta fase es que las estacas enraizadas producen al menos un brote con un par de hojas. En Catamarca la duración de esta etapa es de 45 a 60 días, dependiendo la época del año,

momento que deben trasplantarse a contenedores de mayor tamaño para completar el crecimiento.



Figura 4. Invernáculo con estaquillas enraizadas de olivo en *speedling*.

- c) Cría y rusticación. Finalmente los plantines son llevados a macetas plásticas de entre dos y cuatro litros para asegurar un buen desarrollo radical y tamaño de la planta. En Catamarca son muy utilizados los “rusticaderos”, espacios cubiertos con media sombra bajo los cuales se colocan los plantines (Figura 5). En esta etapa el criterio es crecimiento a un solo tronco, eliminando todos los brotes de la estaca enraizada, excepto el más erguido y vigoroso sobre el cual prevalecerá el crecimiento apical. Los brotes laterales que aparezcan en la etapa se eliminan manualmente, el empleo de tutores es fundamental para mantener la verticalidad de la planta durante la fase. Este período dura entre 7 a 12 meses. Cuando el plantín alcanza de 70 a 100 cm de altura, se dejan brotes para la formación de la copa, lo que no necesariamente se realiza en el vivero.



Figura 5. Rusticadero con plantines de olivo en macetas.

En los viveros de Catamarca se necesita entre 1 y 1,5 años para que los plantines reúnan las características morfofisiológicas adecuadas para su venta y plantación a campo (Carabajal com. pers.) (Figura 6).



Figura 6. Plantación de tres años con olivos en sistemas intensivos.

Ante el panorama creciente de la olivicultura nacional, uno de los mayores desafíos de los productores de plantas de olivo es obtener cantidad y calidad de plantines en el menor tiempo posible.

1.3. Sustratos utilizados en viveros de olivo: cría y rusticación

Según Vence (2008), un sustrato para plantas es todo material poroso que usado sólo o en combinación con otros, en un contenedor, proporciona anclaje, agua y oxígeno para el óptimo desarrollo de plantas que crecen en él. Ruano Martínez (2008), lo define como un medio de origen orgánico, inorgánico o mezcla de ambos, cuya función fundamental es dar soporte físico al plantín.

Las características generales que definen a un buen sustrato son: pH ligeramente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico, baja fertilidad intrínseca, alta capacidad de rehidratación y porosidad adecuada (Ruano Martínez, 2008). Sin embargo, los sustratos utilizados en macetas durante la etapa de cría y rusticación difieren entre los viveros, ya que se preparan según criterio del viverista y de las posibilidades que tienen de acceder a ellos.

Caballero & del Río (2008) comentan que en España un sustrato pobre pero muy usado en la cría del olivo es lo que ellos llaman “arena limosa”. También hacen referencia a las turbas negras ácidas tipo *Sphagnum* ricas en materia orgánica, con muy buenos resultados, las que son utilizadas solas o en mezclas con arena. Si el sustrato es suelo, Hartmann & Kester (1991) recomiendan agregar arena y algún material orgánico como turba, aserrín o corteza desmenuzada para lograr mezclas homogéneas.

En Argentina y especialmente en el NOA los sustratos más utilizados en macetas son; suelo mineral y mantillo de monte (Acosta Durán *et al.*, 2008). Ambos son cada vez más escasos y de costos crecientes, presentando en algunas provincias restricciones legales para su extracción. Los mismos presentan calidad variada por su diversidad de

origen. Al respecto, se sabe que los suelos utilizados en forma pura o en mezclas pueden reducir el crecimiento de las plantas, quemar el follaje o matarlas si presentan cantidades excesivas de sales (Schoonover & Sciaroni, 1957 citado en Hartmann & Kester, 1991).

Los suelos del Valle Central de Catamarca corresponden a los órdenes Entisoles y Aridisoles aproximadamente en un 60% y 40% respectivamente. Son débilmente salinos y no sódicos en la mayoría de los casos (SAGyP-INTA, 1990; INTA, 1995). El olivo es una planta considerada moderadamente tolerante a estrés salino (Gucci & Tattini, 1997 citado en Cimato *et al.*, 2010). Sin embargo, en ensayos de plantas jóvenes en macetas se observó que existen diferencias de tolerancia dentro de cada variedad (Chartzoulakis, 2005; Perica *et al.*, 2008; Kchaou *et al.*, 2010).

Los sustratos desarrollan un papel fundamental en los viveros (Pastor *et al.*, 1998), porque sus propiedades físicas y químicas determinan la disponibilidad de nutrientes y condiciones necesarias para un buen desarrollo radical del plantín, lo que se reflejará en el crecimiento. Conocer las características de los sustratos utilizados y sus efectos sobre los plantines de olivo es de importancia para hacer la elección adecuada teniendo en cuenta su disponibilidad y costos. La determinación del mejor sustrato también estará en función de factores que están relacionados al vegetal, condiciones climáticas y manejo (Abad, 1991).

Además de la elección adecuada del sustrato, una alternativa para obtener cantidad, calidad y mayor crecimiento de los plantines es favorecer la formación de micorrizas. Es importante destacar que la naturaleza y propiedades de los sustratos no sólo afectan el crecimiento de las plantas sino también al establecimiento y comportamiento de los hongos micorrícicos (González Chávez *et al.*, 2000). El contenido de materia orgánica, la porosidad y el contenido de nutrientes son los

principales factores que afectan la micorrización en plantines (Saggin Júnior & Lovato, 1999).

1.4. Hongos micorrícicos como biofertilizantes

Se denomina biofertilizante a “un producto que contiene uno o varios microorganismos del suelo, el cual puede ser aplicado a la semilla o al suelo con el fin de incrementar su número, asociarse directa o indirectamente al sistema radical de las plantas, favorecer su interacción e incrementar el desarrollo vegetal y reproductivo de la planta huésped” (Aguirre Medina *et al.*, 2009). Entre los microorganismos de mayor uso se destacan los hongos micorrizógenos, los cuales pueden ser incorporados al suelo o a las plantas en forma de inóculo (Molina *et al.*, 2005). Al respecto, se considera que son componentes clave en la microbiota del suelo (Andrade, 1999) y constituyen un grupo interesante de microorganismos para ser investigados y desarrollados como fertilizantes en la producción de plantines. Su uso se considera biotecnología segura y de bajo costo (Saggin Júnior & Lovato, 1999).

Los hongos micorrizógenos se encuentran asociados a la mayoría de las raíces de especies vegetales en una relación simbiótica llamada micorriza (Smith & Read, 1997; Berbara *et al.*, 2006). Siguiendo criterios estructurales, morfológicos y taxonómicos, se clasifican en dos tipos principales: ectomicorrizas y endomicorrizas, dividiéndose éstas últimas en seis subtipos: Ectendo, Arbustoide, Ericoide, Monotropoide, Orquidoide y Arbusculares (Sieverding, 1991).

1.4.1. Micorriza arbuscular: definición, importancia y caracterización

Una micorriza arbuscular (MA) es la asociación mutualista basada en la íntima relación entre hongos del *phylum* Glomeromycota y raíces de una amplia variedad de especies vegetales (Schüßler *et al.*, 2001). La asociación es de característica simbiótica, ya que los dos organismos coexisten en un mismo ambiente físico, raíz y suelo,

beneficiándose ambos. En esta relación mutualista nutricional la planta hospedera proporciona al hongo compuestos carbonados y un hábitat ecológico protegido. El hongo coloniza la corteza de la raíz llegando a ser fisiológicamente y morfológicamente parte integrante de dicho órgano, proveyendo a la planta de nutrientes y agua debido a la mayor exploración del suelo por parte de las hifas del hongo (Molina *et al.*, 2005; Berbara *et al.*, 2006).

Al respecto, el beneficio más importante que obtienen las plantas hospederas con la micorrización es el incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, particularmente los de baja movilidad (P y Zn entre otros), lo que se traduce en un mayor crecimiento (Dodd, 1999; Zandavalli *et al.*, 2004) y por ende en una mayor biomasa vegetal (Millaleo *et al.*, 2006). La causa principal de ello, es la expansión del micelio externo del hongo por el suelo permitiendo la captación de los nutrientes, más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de la raíces por la absorción de la planta. La eficiencia de las hifas extra-radicales respecto a las raíces se debe a sus estructuras extremadamente largas y finas. Esto permite que se extiendan varios metros de la superficie de la raíz, además de acceder a lugares inaccesibles para el sistema radical de la planta (Sylvia, 1999; Berbara *et al.*, 2006).

Existen numerosos trabajos que demuestran otras ventajas de las MA. Las más difundidas son: mayor resistencia al estrés hídrico (Qiang Sheng *et al.*, 2008; Manoharan *et al.*, 2010) y a la salinidad (Kaya *et al.*, 2009; Kohler *et al.*, 2010), aumento de la tolerancia a determinados patógenos del suelo y protección contra ellos (Matsubara *et al.*, 2004; Helgason & Fitter 2005) y tolerancia a niveles elevados de diferentes contaminantes (Rufyikiri *et al.*, 2004; Hildebrandt *et al.*, 2007).

Respecto al sistema donde actúan, contribuyen a la agregación de los suelos mejorando su estructura (Yong-Guan & Miller, 2003; Bronick & Lal, 2005; Qiang-

Sheng *et al.*, 2008; Rillig *et al.*, 2010; Kohler *et al.*, 2010) y en consecuencia la porosidad y retención de agua (Palma, 2005). Además, en los ecosistemas el establecimiento de micorrizas define las comunidades vegetales (Hart *et al.*, 2003; Daleo *et al.*, 2008; Martínez & Pugnaire, 2009), entre otras ventajas.

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) son biótrosos obligados (Jones *et al.*, 2004) y se caracterizan por formar estructuras llamadas arbusculos donde se produce el intercambio bidireccional de nutrientes y carbono. La mayoría de ellos pueden constituir vesículas que funcionan como órganos de reserva de lípidos (Chung, 2005; Martínez & Pugnaire, 2009). Los vegetales pueden ser micotróficos (obligados o facultativos) o no micotróficos, los cuales no presentan colonización radical (Saggin Júnior & Lovato, 1999). En las plantas con dependencia micorrícica (DM) la simbiosis amplía la capacidad productiva y competitiva del simbionte autotrófico (Berbara *et al.*, 2006).

En plantas con DM facultativa como el olivo (Calvente *et al.*, 2004) es importante tener en cuenta otros factores determinantes del rol potencial de la micorriza para la inoculación. Según Sylvia (1999) ellos son eficiencia simbiótica (ES), estatus de nutrientes del suelo e inóculo potencial de hongos micorrícicos indígenas.

Se considera como eficiente aquel hongo que en variadas condiciones ambientales coloniza rápida y extensivamente la raíz, compite con otros microorganismos del suelo por sitios de infección y absorción de nutrientes, forma rápidamente un extenso micelio extraradical, absorbe y transfiere nutrientes para la planta y promueve otros beneficios no nutricionales tales como agregación del suelo, equilibrio hormonal, tolerancia a estrés, entre otros.

Es importante no confundir la capacidad infectiva con la eficiencia del HMA, ya que según Alarcón & Ferrera Cerrato (1999) el hecho de que un hongo no colonice en

abundancia la raíz, no significa que no sea eficiente. Por ello la ES es medida indirectamente mediante la respuesta de la planta a diferentes hongos (Saggin Júnior & Lovato, 1999).

En programas de inoculación se debe priorizar la elección de hongos con elevada eficiencia. Además deben ser competitivos y estar adaptados a amplias condiciones edafoclimáticas y diferentes manejos (Saggin Júnior & Lovato, 1999). Cabe aclarar que la eficiencia micorrícica varía con la afinidad del hongo inoculado en una misma planta, así como con las condiciones de suelo, clima y manejo. Puede ser desde altamente positiva hasta en algunos casos tomar valores negativos. En esta situación se torna en una relación parasítica (Martínez & Pugnaire, 2009).

El estatus de nutrientes del suelo es otro factor a tomar en cuenta. En condiciones de suelos fértiles, en general la simbiosis es inhibida por mecanismos genéticos controlados por la planta (Lambais *et al.*, 2003 citado en Berbara *et al.*, 2006).

El último factor a tener en cuenta en los programas de inoculación es el inóculo potencial de hongos micorrícicos indígenas que en muchos casos puede ser afectado por las diferentes prácticas de manejo (Sylvia, 1999). Al respecto, Estaún *et al.* (2009) mencionan que en los cultivos intensivos debido a las prácticas realizadas (desinfección y fertilización) disminuyen las poblaciones de HMA nativos, de manera que las MA no se establecen o los que se encuentran son de baja eficiencia.

Cuando el inóculo potencial de micorrizas nativas es bajo o ineficiente, es apropiada la inoculación artificial del sistema con HMA seleccionados. Estos hongos deben ser infectivos (capacidad de penetrar y extenderse en la raíz) y efectivos (capacidad de mejorar el crecimiento y tolerancia a estrés del hospedero) (Sylvia 1999).

Además, los HMA son de gran importancia no sólo por su amplia distribución geográfica, sino también por su diversidad genética (Helgason & Fitter 2005; Barrios,

2007). Las especies de HMA consideradas cosmopolitas son *Glomus intraradices*, *Glomus occultum*, *Glomus clarum*, *Acaulospora scrobiculata* y *Scutellospora calospora*, las cuales han sido encontradas en todos los continentes y en diversos hábitats (Stürmer, 1999; Frenot *et al.*, 2005). La variabilidad genética, no sólo existe entre especies de HMA, también se ha detectado dentro de la misma especie (Sanders *et al.*, 1996; Koch *et al.*, 2006). Munkvold *et al.* (2004) mencionan que en algunos casos la diversidad intraespecífica puede tener efectos más evidentes en el crecimiento de las plantas, que la diversidad entre especies.

Finalmente se puede decir que la micorrizosfera es fundamental en la ES siendo definida por Oswall & Ferchau (1968) como la zona de influencia de la micorriza en el suelo (Andrade, 1999), la cual se ve afectada por el hospedador, factores edafoclimáticos y manejo del sistema (Linderman, 1992).

2. ANTECEDENTES DE LA PROBLEMÁTICA EN ESTUDIO

Existen varios trabajos que informaron sobre el efecto positivo de la inoculación con HMA en olivo en etapa de vivero sobre variables de crecimiento (Estaún *et al.*, 2003; Calvente *et al.*, 2004; Porras Piedra *et al.*, 2005; Soriano Martín *et al.*, 2006; Porras Soriano *et al.*, 2006, 2009). También se demostraron mejoras en la toma de macronutrientes por la planta (Estaún *et al.*, 2003; Porras Soriano *et al.*, 2006, 2009; Troncoso *et al.*, 2007), algunos micronutrientes (Estaún *et al.*, 2003) y tolerancia a condiciones de salinidad (Porras Soriano *et al.*, 2009).

Con respecto a la infectividad de *Glomus intraradices* se observó un mayor porcentaje de raíces colonizadas en sustratos estériles, mientras que el tratamiento con inóculo mostró alta eficiencia simbiótica (Calvente *et al.*, 2004). Estaún *et al.* (2003) observaron infección con poblaciones indígenas de HMA en raíces de plantas control, siendo la colonización baja y la eficiencia mayor en plantines inoculados artificialmente, lo que se evidencia a través de la tasa de crecimiento.

La asociación del olivo con HMA llega a ser un beneficio en términos de supervivencia al hacer el repique en macetas (Porras Soriano *et al.*, 2006; Troncoso *et al.*, 2007). Además se comprobó que realizando la inoculación antes del trasplante a campo mejora el crecimiento y la producción del cultivo, observándose diferencias hasta los tres años posteriores a la inoculación respecto a las plantas no inoculadas. Al respecto, en la variedad Arbequina se observó que la preinoculación con *Glomus intraradices* fue más eficiente que *Glomus mosseae* y que los endófitos nativos presentes en los suelos de las plantaciones (Estaún *et al.*, 2003).

Sin embargo, aún no se conoce el efecto de la inoculación de hongos en diferentes sustratos usados (arena, arena+turba, arena+turba+suelo de monte y suelo de monte) bajo las condiciones que caracterizan a los viveros del Valle Central de Catamarca, en

lo que hace a la infectividad y efectividad de las cepas seleccionadas de *Glomus intraradices* (GA2 y GB1).

3. IMPORTANCIA DE LA TEMÁTICA EN ESTUDIO

En los últimos años el sector olivarero se ha expandido tanto en términos de productividad como de habilitación de nuevas tierras a la producción, un fenómeno que fue acompañado por el crecimiento de la actividad viverística. Un suceso no menos importante y estimulante de esta actividad fue el recambio varietal (Fernández & Cáceres, 2007; Cáceres *et al.*, 2009).

Para los productores viveristas, el acortamiento del período de producción de plantas significa una importante disminución de los costos de mantenimiento y un menor tiempo de retorno de la inversión. El vivero puede así afrontar de mejor manera las demandas de las empresas olivícolas. Además, se suma la posibilidad de obtener plantas de mejor estado nutricional y sanitario, lo que juega un papel importante en términos de calidad de las plantas.

En la mayoría de los frutales los HMA se establecen naturalmente, pero en los viveros los sustratos en general son desinfectados de manera química o física para eliminar organismos patógenos y malezas, proceso que elimina o reduce HMA nativos (Saggin Júnior & Lovato, 1999; Estaún *et al.*, 2009). Cuando el inóculo potencial es inefectivo o bajo, se debe considerar incrementar la calidad del mismo por la inoculación de HMA seleccionados (Sylvia, 1999).

Finalmente, también se puede decir que los sustratos utilizados en vivero condicionan el crecimiento de los plantines por sus características físicas, químicas y biológicas. En la práctica la elección del sustrato depende además de estos factores mencionados, de la disponibilidad y costos (Valenzuela, 2009).

Por todo lo expuesto surge la necesidad de evaluar las mejores combinaciones planta (variedad)-hongo (cepa)-sustrato (características) para la producción de plantines

de olivo. Los resultados serán de importancia para los productores viveritas del Valle Central de Catamarca y servirá como información base para la olivicultura del país.

4. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS

4.1. Hipótesis

4.1.1. La inoculación con cepas de HMA seleccionadas aumentará la supervivencia, el crecimiento y el estado nutricional de los plantines de olivo en los diferentes sustratos, especialmente en los SA y SB que presentan baja fertilidad química.

4.1.2. La infectividad de los HMA inoculados en plantines de olivo, será menor en los SC y SD que son químicamente fértiles.

4.2. OBJETIVOS

4.2.1. Objetivo general

- Evaluar la mejor combinación hongo (cepa) - sustrato (características) en la producción de plantines de olivo.

4.2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto del uso de cepas de *Glomus intraradices* sobre la supervivencia, crecimiento y el estado nutricional de plantines de olivo en diferentes sustratos (arena, arena:turba, arena:turba:suelo de monte y suelo de monte).
- Analizar la infectividad de HMA en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (arena, arena:turba, arena:turba:suelo de monte y suelo de monte).
- Analizar y comparar los beneficios económicos de las combinaciones hongo-sustrato, en la producción de plantines de olivo.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Ubicación del experimento y caracterización del sitio

El experimento se ubicó en el campo experimental Sumalao de la EEA INTA-Catamarca, en la localidad Sumalao, Dpto. Valle Viejo, sobre la Ruta Provincial N° 33 en el km 4,5 (28° 28' 21" S; 65° 43' 56" O) (Figura 7).

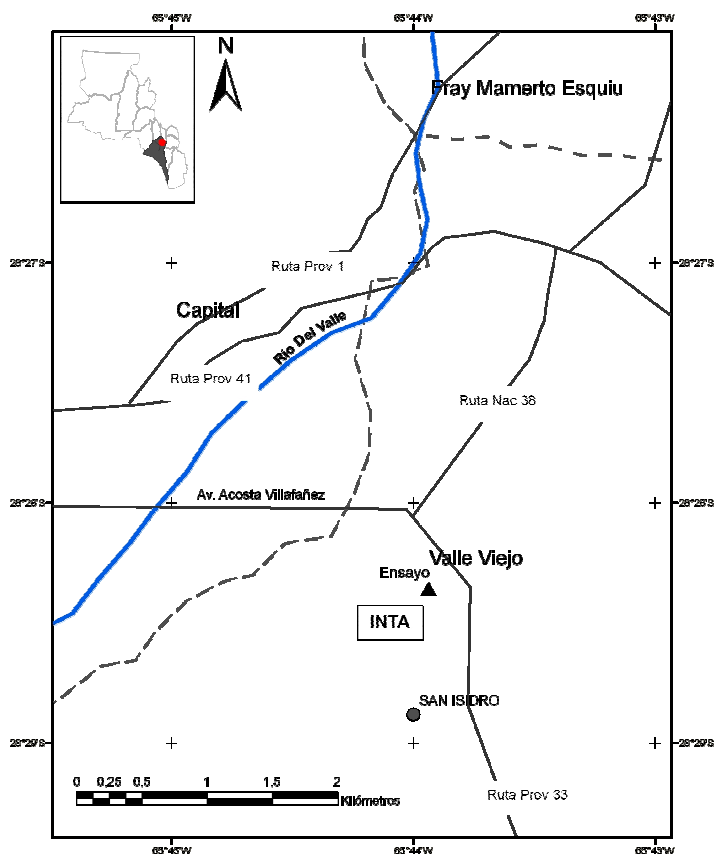


Figura 7. Ubicación geográfica del experimento.

La ecorregión donde se ubica el experimento (Chaco árido), corresponde a una planicie relativamente uniforme formada por la acumulación de sedimentos loessoides sobre materiales aluviales finos. Desde el punto de vista climático, está definido por precipitaciones de aproximadamente 500 mm anuales, distribuidas principalmente en época estival. La temperatura media del mes más cálido es de 26,5 °C y la del mes más frío es de 12 °C. El balance hídrico es negativo (SAGyP-INTA, 1990).

El ensayo se inició en junio de 2009 con el transplante de los plantines de *speedling* a macetas y finalizó en junio del 2010 con la cosecha de las plantas. Las temperaturas medias mensuales máximas, mínimas y medias registradas en el rusticadero durante el ensayo, se pueden observar en la Figura 8.

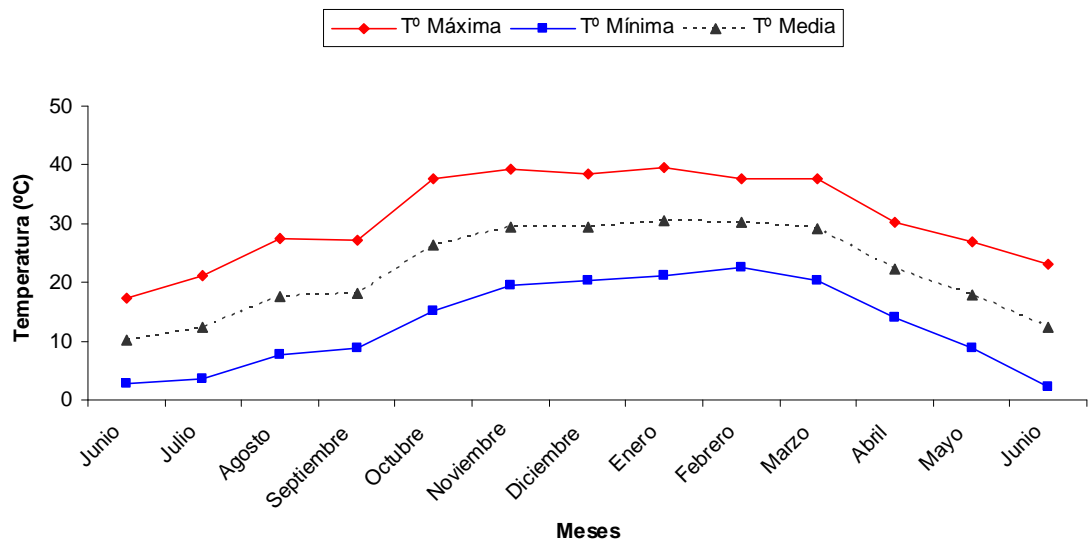


Figura 8. Valores medios de temperaturas máximas, mínimas y medias mensuales, registradas a lo largo del ensayo. Los datos fueron tomados dentro del rusticadero.

5.2. Material vegetal, sustratos, HMA e inoculación

Para el ensayo se utilizaron plantines provenientes de estaquillas semileñosas enraizadas provistos por la empresa local “*Los Aromos*”. Al finalizar la etapa de endurecimiento (aproximadamente tres meses posteriores de colocar la estaca en mesa de enraizamiento) se seleccionaron plantines uniformes de la variedad Arbequina. Esta variedad aceitera es la de mayor difusión en el país (CNA, 2002) y la más producida en los viveros del Valle Central de Catamarca. El sustrato utilizado en el *speedling* fue *Klassman*® a base de turba rubia estéril.

Los sustratos seleccionados para llenar las macetas son los más utilizados entre los viveristas de la región y están constituidos por: arena (SA); arena:turba (1:1 v/v) (SB); arena:turba:suelo de monte (1:1:2 v/v) (SC) y suelo de monte (SD). El suelo de

monte está constituido por residuos vegetales y material mineral, llamado comúnmente por los productores como “mantillo”. Antes de comenzar el ensayo los sustratos fueron desinfectados por una empresa viverista de la zona con un equipo adaptado a grandes volúmenes, cuyo principio de acción fue la temperatura. En la Tabla 1 se presenta sus propiedades físicas y químicas (Tabla 1).

Tabla 1. Propiedades físicas y químicas de los sustratos utilizados en el ensayo. (Se explican las técnicas en el Apéndice 1).

Propiedades físicas y químicas	Sustratos utilizados			
	SA	SB	SC	SD
MO (g kg ⁻¹)	99,4	252,4	310	417,1
Cenizas (g kg ⁻¹)	900,6	747,6	690	582,9
C (g kg ⁻¹)	6,3	23,3	26,4	44,2
N (g kg ⁻¹)	0,3	0,6	2,3	5,5
P (mg kg ⁻¹)	6,5	11,8	106,2	170,5
K (meq l ⁻¹)	0,33	0,18	1,94	2,83
Ca (meq l ⁻¹)	8,5	4,0	41,5	87,1
Mg (meq l ⁻¹)	1,1	2,4	11	10,2
Na (meq l ⁻¹)	1,1	0,9	3,3	4,5
Relación C/N	21	39	11	8
pH	7,1	6	6,5	7,4
CEE (dS m ⁻¹)	0,7	0,47	2,49	5,18
Ds (kg m ⁻³)	1595	958	784	593
PT (cm cm ⁻³)	0,38	0,55	0,63	0,67
CRA (cm cm ⁻³)	0,36	0,46	0,54	0,57
CA (cm cm ⁻³)	0,02	0,14	0,13	0,11

MO: materia orgánica total; C: carbono oxidable; N: nitrógeno total; P: fósforo extractable; K: potasio soluble; Ca: calcio soluble; Mg: magnesio soluble; Na: sodio soluble; C/N: relación carbono nitrógeno; pH: potencial hidrógeno; CEE o CE: conductividad eléctrica específica; Ds: densidad del sustrato; PT: porosidad total; CRA: capacidad de retención de agua a 10 hPa; CA: contenido de aire o capacidad de aireación a 10 hPa.

Los hongos utilizados en la inoculación fueron dos cepas diferentes de *Glomus intraradices* identificadas molecular y taxonómicamente (BGIV, 2010). La cepa GA2 (GA) fue obtenida de la rizósfera de una gramínea no identificada en un suelo con pH 7,5, en Campo Quijano (Salta) y se encuentra en el *Banco de Glomeromycota In Vitro* (BGIV)² desde el 2003. La cepa GB1 (GB) fue obtenida de la rizósfera de *Trifolium repens* M. en un suelo Argiudol típico de pH 7,3 en la provincia de Buenos Aires, e incluida en el BGIV desde el 2004.

El inóculo original utilizado provino de cepas cultivadas en el sistema de raíces transgénicas de *Daucus carota*. Dicho inóculo se multiplicó en arena, vermiculita y perlita esterilizadas (1:1:1 v/v) usando alfalfa (*Medicago sativa* L.) como planta hospedante bajo condiciones controladas de invernadero (luz natural, temperatura ambiente y riego con agua corriente por capilaridad).

La preparación del inóculo se realizó con la cosecha de la alfalfa en planta verde, tres meses posterior a su inoculación y crecimiento, eliminando su parte aérea y conservando la radical. Las raíces fueron cortadas en trozos pequeños, homogenizándose con el sustrato donde crecía la planta. El inoculante sólido “suelo-inóculo” estaba constituido por una mezcla de trozos de raíces colonizadas en un 75 % y propágulos del hongo en el sustrato de crecimiento (Dodd, 1999; Saggin Júnior & Lovato, 1999). La densidad de esporas del inóculo fue de 85 esporas g⁻¹ suelo seco.

La inoculación se realizó inmediatamente después del trasplante del *speedling* a la maceta definitiva. Para ello, se procedió a realizar un orificio en el sustrato al costado del plantín, en donde se colocaron aproximadamente 5 g de inóculo por maceta.

² Laboratorio de Microbiología del Suelo, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires.

5.3. Manejo general del vivero

Las plantas colocadas cada una en macetas de 4 L con sus respectivos sustratos e inóculo fueron a un “rusticadero” pequeño, una estructura de hierro de 4 x 2 m cubierto con media sombra de polietileno con malla del 60 % y piso recubierto con plástico negro.

El riego se realizó con regadera a cantidad fija y tiempo variable (ajustando la cantidad de agua con probeta y control de tiempo). Se intentó mantener los sustratos en capacidad de campo, para lo cual se utilizaron bloques de yeso³ (Orloff *et al.*, 2003). Los mismos fueron colocados en la mitad de la maceta, previo ajuste con el método gravimétrico.

La fertilización se realizó según el plan del vivero del INTA-Catamarca. Los fertilizantes utilizados fueron: 25-10-17 denominado comercialmente *Nitrophoska foliar*® donde la concentración del caldo fue 0,2 % y 15-10-15 (+2) denominado *Hakaphos verde*® siendo preparada la solución con 0,5 g L⁻¹ (Apéndice 2). La aplicación fue igual para todas las plantas, comenzó en septiembre y prosiguió hasta la cosecha, realizándose con mochila pulverizadora una vez a la semana.

El manejo sanitario consistió en medidas curativas de las plagas que aparecían en el vivero. Se aplicó 50 cm³ hl⁻¹ de Cipermetrina o 120 cm³ hl⁻¹ de Dimetoato, según correspondiese, para controlar plagas como pulgones (una vez, en septiembre), mosca blanca (una vez en diciembre) y eriófidos (una vez en enero, febrero y en marzo).

Cuando las plantas alcanzaron los 50 cm aproximadamente, se procedió a tutorarlas con caña bambú. Además, mensualmente se realizaba el desbrote con tijera, dejando que prevalezca el crecimiento del eje principal.

³ Dispositivos sobre los que se mide resistencia eléctrica, variable inversa al contenido hídrico del suelo.

5.4. Tratamientos y mediciones realizadas

Los tratamientos realizados a los plantines de olivo fueron definidos por la combinación de los sustrato utilizados en el ensayo (SA, SB, SC y SD) y la actividad de inoculación con cepas de *Glomus intraradices* (GA y GB), además de utilizar sustratos sin inocular (SI) los cuales sirvieron como testigos. Así resultaron 12 tratamientos que se presentan en la Tabla 2. Cada planta en una maceta individual y con un tratamiento específico correspondió a una repetición ⁽⁴⁾.

Tabla 2. Tratamientos aplicados a plantines de olivo.

Etapas de cría y rusticación.

Nº	Tratamiento	Nº	Tratamiento	Nº	Tratamiento
1	SA-SI	5	SA-GA	9	SA-GB
2	SB-SI	6	SB-GA	10	SB-GB
3	SC-SI	7	SC-GA	11	SC-GB
4	SD-SI	8	SD-GA	12	SD-GB

SA-SI: plantín en el SA sin inocular; SB-SI: plantín en el SB sin inocular; SC-SI: plantín en el SC sin inocular; SD-SI: plantín en el SD sin inocular; SA-GA: plantín en el SA inoculado con GA; SB-GA: plantín en el SB inoculado con GA; SC-GA: plantín en el SA inoculado con GA; SD-GA: plantín en el SD inoculado con GA; SA-GB: plantín en el SA inoculado con GB; SB-GB: plantín en el SB inoculado con GB; SC-GB: plantín en el SC inoculado con GB; SD-GB: plantín en el SD inoculado con GB.

⁽⁴⁾ Se detalla en el apartado análisis estadístico.

5.4.1- Variables seleccionadas para evaluar el efecto sobre la supervivencia, crecimiento y estado nutricional de los diferentes tratamientos en plantines de olivo

Supervivencia (%): al finalizar el ensayo (12º mes de realizado el repique) se contabilizaron todas las plantas vivas. Por cada tratamiento se calculó el porcentaje de sobrevivientes en relación al total inicial.

Variables indicadoras del crecimiento

Altura del tallo (cm): se midió en forma mensual desde el repique hasta el 12º mes de permanencia en vivero. Se realizó con una regla y se tomó desde la base del brote principal hasta su ápice.

Diámetros de tallo (mm): se midieron mensualmente durante 12 meses desde el repique. Los mismos se realizaron con un calibre y los puntos de medición fueron en la mitad de la altura tomada y a un centímetro desde la base del brote principal (diámetro ½ y diámetro 1 cm).

Número de hojas: se contaron las hojas del tallo principal en forma mensual hasta finalizar el ensayo.

Número de brotes acumulado: al igual que las variables anteriores su medición fue mensual. Se contaron las yemas laterales brotadas y se calculó el número acumulando.

Biomasa del componente aéreo y radical (g planta⁻¹): finalizado el ensayo se cosecharon las plantas que fueron secadas en estufa a 65 °C durante dos días hasta peso constante. Por gravimetría se determinó el peso seco del componente aéreo (tallo y hoja) y radical. Finalmente con los valores obtenidos se calculara la relación biomasa radical/biomasa aérea.

Variables indicadoras del estado nutricional:

De las plantas cosechadas, secadas y molidas se tomaron alícuotas de material para las siguientes determinaciones de la parte aérea (tallo y hoja) en laboratorio⁽⁵⁾.

Nitrógeno total (%); se realizó por el método micro-Kjeldahl. El método consta de tres etapas: Digestión ácida por una hora a 350°C de 100 mg de muestra. Destilación con recepción del amonio en ácido bórico al 1 % con indicador mixto (rojo de metilo y verde de bromocresol). Valoración con ácido normalizado y estandarizado.

Para la obtención del extracto de muestras que contienen los elementos a determinar Fósforo (P), Potasio (K), Sodio (Na), Calcio (Ca) y Magnesio (Mg), se utilizó la técnica de extracción ácida, vía húmeda, empleando ácido concentrado nítrico-perclórico (100-40) en caliente para 100 mg de muestra.

Fósforo total (%); se efectuó por extracción “vía húmeda” y cuantificación colorimétrica con espectrofotómetro. El método se basa en la formación del complejo fosfovanadomolibdico de color amarillo, cuya densidad óptica se mide con equipo UV a 430 nm de longitud de onda.

Potasio total (%); realizándose por extracción “vía húmeda” y cuantificación con fotometría de llama. Se toman alícuotas del extracto para cada muestra y se realiza las lecturas en un fotómetro de llama calibrado con patrones de potasio y agua destilada.

Calcio y Magnesio total (%); por extracción “vía húmeda” y cuantificación volumétrica con EDTA sobre alícuotas de extractos de muestras.

Las metodologías de los análisis químicos efectuados sobre las muestras vegetales se encuentran descriptas en Chapman & Pratt, (1982). A los valores expresados en porcentaje se los denominó *contenido relativo de nutrientes*. Con esos valores y los de biomasa aérea se calculó el *contenido absoluto de nutrientes*, expresado en mg planta⁻¹.

⁽⁵⁾ Laboratorio de forrajes, abonos y tejidos vegetales. INTA-EEA Salta.

Eficiencia de la inoculación:

Con las variables altura final, biomasa total y contenido absoluto de N, P y K de la parte aérea, se calculó la eficiencia de la inoculación. La ecuación que se presenta a continuación surge como modificación⁽⁶⁾ a la propuesta realizada por Janos (2007) en donde calcula la respuesta relativa de la planta a la micorriza, también llamada por Meddad-Hamza *et al.* (2010) eficiencia del inoculo micorrizal.

$$EI(\%) = \frac{\bar{X}(i) - \bar{X}(si)}{\bar{X}(si)} * 100$$

Donde, *EI*: Eficiencia de la inoculación; $\bar{X}(i)$: valor medio de la variable respuesta en plantas inoculadas; $\bar{X}(si)$: valor medio de la variable respuesta en plantas sin inocular.

5.4.2- Variable seleccionada para analizar la infectividad de los HMA en los diferentes sustratos

La variable respuesta seleccionada para estimar y analizar la infectividad de los HMA en los diferentes sustratos fue el porcentaje de colonización micorrícica arbuscular en raíces.

Al 3^o y 12^o mes de iniciado el ensayo se cosecharon plantas y se extrajeron de manera aleatoria raíces no lignificadas de diámetro menor a 2 mm. Para la cuantificación se procedió a teñir las raíces previa clarificación, según la técnica de Phillips & Hayman (1970). Luego se estimó la colonización radical total por el método de líneas interseclas (McGonigle *et al.*, 1990). Las observaciones se realizaron con microscopio y se calculó el porcentaje de infección con la siguiente ecuación:

⁽⁶⁾ La modificación surge porque las plantas sin inocular presentaron colonización por HMA endógenos. La formula original toma la respuesta de las plantas micorrizadas respecto a las sin micorrizar.

$$Colonización(\%) = \frac{LRI}{LRO} * 100$$

Donde, *LRI* : longitud de la raíz infectada; *LRO* : Longitud de la raíz observada

5.5. Análisis estadístico

Para el análisis de las variables que determinaron efectividad e infectividad de los HMA en diferentes sustratos, se usó un Diseño Completo al Azar (DCA) con arreglo factorial de los tratamientos (Montgomery, 2002).

Los tratamientos fueron 12 y el número de repeticiones (r) en cada tratamiento dependió de la variable en estudio (r=6 para supervivencia, altura, diámetro ½, diámetro 1 cm, número de hojas y número de brotes acumulados, biomasa aérea y radical y r=3 para contenidos de N, P, K, Ca, Mg en planta y % de colonización). Cada planta representó una unidad muestral y el número total de plantas (N) fue de 72 y 36 respectivamente.

Los factores seleccionados son de efecto fijo, donde el factor inoculación con HMA tiene tres niveles: GA, GB y SI. El factor sustrato tiene cuatro niveles y son: SA, SB, SC y SD.

Para el análisis de varianza el nivel de significancia utilizado fue del 5 %; cuando se detectaron diferencias significativas se realizaron comparaciones de medias con la prueba Student Neuwman Keuls (SNK). El software estadístico utilizado para el análisis de los datos fue InfoStat, (2008).

5.6. Análisis económico productivo

El análisis se realizó a partir de la elaboración de presupuestos parciales, a precios corrientes correspondientes a Junio del 2011. Se utilizó como fuente de información a los viveros INTA-Catamarca, Los Aromos, Calaldio y Alpha, ubicados en el Valle central de Catamarca.

La metodología se basó en el análisis Costo-Beneficio (Ghida Daza *et al.*, 2009) utilizando como indicador económico al Margen Bruto de un año en particular. El Margen Bruto se define en la siguiente ecuación:

$$MB = IB - CD$$

Donde, IB: Ingreso Bruto y CD: Costos directos

Se compararon los Márgenes Brutos del tratamiento considerado de referencia, sustrato compuesto por turba y arena sin inocular (SB-SI) (de mayor ciclo productivo), con el resto de los sustratos. Cuando la diferencia entre el tratamiento utilizado y el de referencia resultó positiva, indicó ventajas económicas en la utilización del tratamiento.

$$\Delta MB = MB_{tm} - MB_{tr}$$

Donde, ΔMB : Margen Bruto diferencial; MB_{tm} : Margen Bruto del tratamiento mejorador y MB_{tr} : Margen Bruto del tratamiento de referencia.

Composición de los Costos Directos de producción:

Los costos directos de producción se separaron en “mano de obra” e “insumos y servicios”. En el caso de la mano de obra se tomó el valor de un jornal establecido por RENATRE (Registro Nacional de Trabajadores Rurales y Empleadores), el cual fija el precio de un jornal de 8 hs en \$ 97. A continuación se detallan las ecuaciones utilizadas en los cálculos de los costos.

$$Cmo_{(x)} = \text{precio} * \text{cantidad}$$

Donde, $Cmo_{(x)}$: Costo de mano de obra de una actividad

$$CTmo = \Sigma(Cmox_1, Cmox_2 \dots Cmox_i)$$

Donde, $CTmo$: Costo total de mano de obra

$$Cis_{(x)} = \text{cantidad} * \text{precio} * t$$

Donde, $Cis_{(x)}$: Costo de un insumo o servicio; t : tiempo

$$CTis = \Sigma(Cisx_1, Cisx_2 \dots Cisx_i)$$

Donde, $CTis$: Costo total de insumos o servicios

$$CD = CTmo + CTis$$

El ingreso se calculó con el precio de mercado de un plantín \$ 6. La fórmula utilizada se detalla a continuación:

$$IB = \text{cantidad} * \text{precio}$$

El margen bruto calculado correspondió a un ciclo productivo del tratamiento estudiado. El fin de un ciclo productivo es cuando la planta tiene las condiciones de venta (70 cm de altura). Todos los cálculos se realizaron para un módulo de 10.000 plantas. Para el análisis se consideraron los factores sobre los cuales se detectó diferencias estadísticas en la variable altura de venta.

Finalmente se calculó la eficiencia de tiempo productivo según la siguiente ecuación:

$$\text{Eficiencia} - \text{del} - \text{tiempo} - \text{productivo} = \frac{tr - tm}{tr} * 100$$

Donde, tr : ciclo productivo del tratamiento de referencia; tm : ciclo productivo del tratamiento mejorador.

6. RESULTADOS

6.1.- Efecto del uso de cepas de *Glomus intraradices* sobre la supervivencia, crecimiento y el estado nutricional de plantines de olivo en diferentes sustratos

Supervivencia

El análisis estadístico muestra (Apéndice 3) que al momento de la cosecha no existieron diferencias significativas en los factores sustrato e inoculación con HMA, ni interacción de ellos.

Se observó mortandad en el tratamiento SA-GA (Figura 9) al tercer mes posterior a la inoculación. La supervivencia fue de 98,6 % del total general de plantas. Estos resultados evidencian la ausencia de efecto de la inoculación sobre la supervivencia en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos, en las condiciones estudiadas.

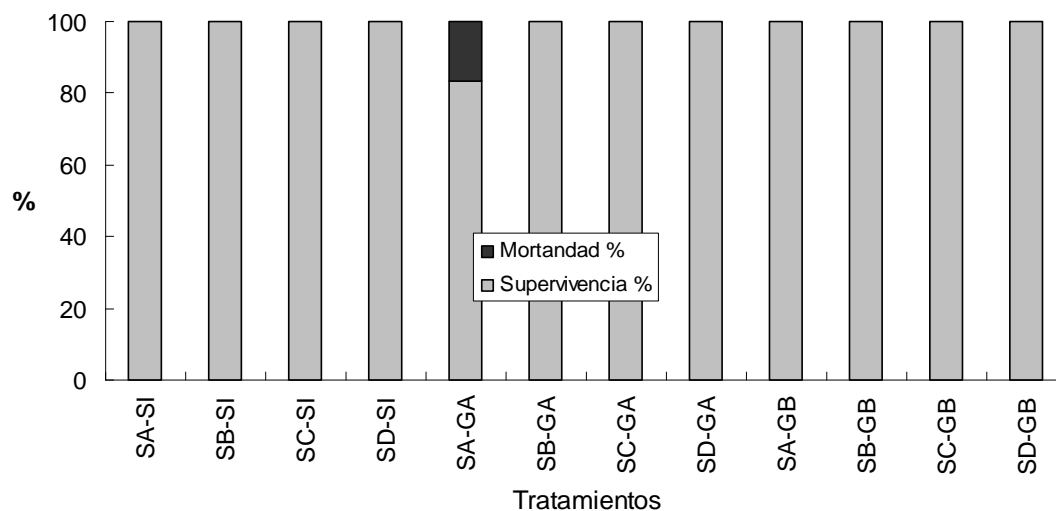


Figura 9. Porcentaje de supervivencia y mortandad en diferentes tratamientos aplicados a plantines de olivo al finalizar el ensayo.

Crecimiento

Respecto a la altura de las plantas, el análisis de la varianza (ANVA) para cada mes muestra que desde el inicio del ensayo hasta el tercer mes posterior a la inoculación no existieron diferencias significativas entre los factores sustratos e inoculación con HMA y tampoco existe interacción (Apéndice 4).

Desde el cuarto mes las diferencias entre los sustratos fueron altamente significativas (Figura 10). En un principio SB y SA no difirieron entre sí, siendo ellos significativamente menores al SD. El SC presentó el mayor valor general de media del ensayo (Apéndice 5). Sin embargo, a partir del sexto mes las respuestas entre niveles del factor sustrato difieren significativamente, ubicándose las medias generales en orden descendente de la siguiente manera: SC, SD, SA y finalmente el SB. Las diferencias se mantuvieron hasta el 11° mes.

La figura 10 muestra que a partir del noveno mes se suma al efecto del factor sustrato el efecto del factor inoculación (Apéndice 4). Las plantas inoculadas con GA no se diferenciaron de las inoculadas con GB y si respecto a las SI. Sin embargo, a partir del 11° mes GA es significativamente mayor a GB (Apéndice 6).

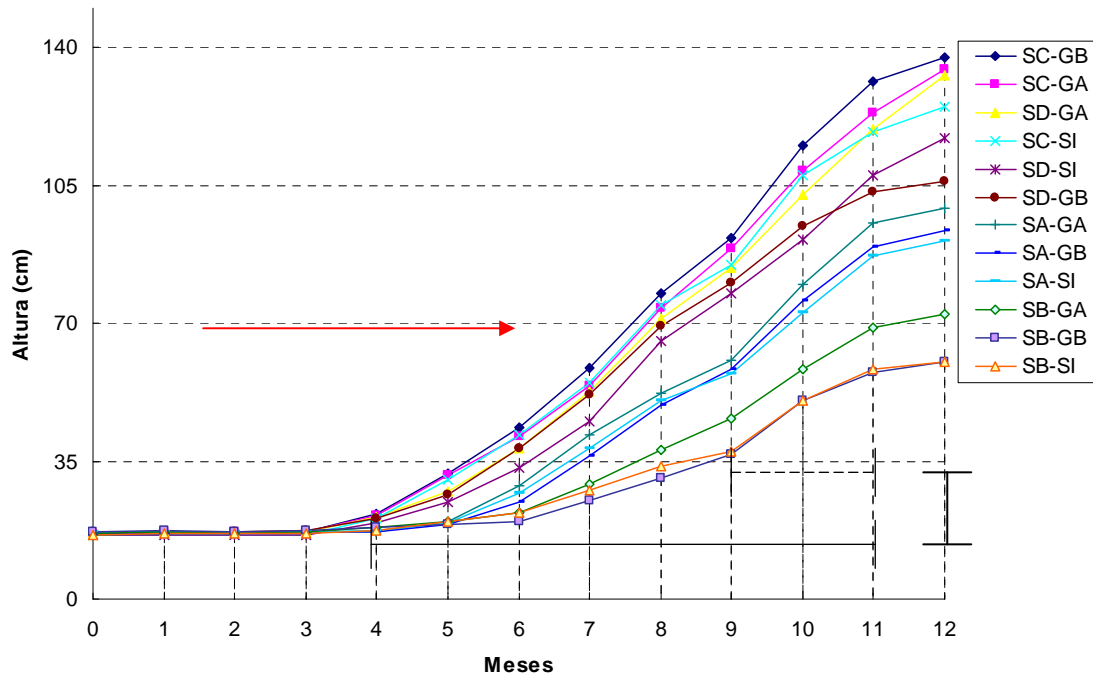


Figura 10. Altura (cm) de plantines de olivo en diferentes tratamientos durante 12 meses posteriores a la inoculación. La flecha indica altura mínima comercial de la planta. La barra horizontal de línea indica diferencias significativas entre los niveles del factor sustrato en el tiempo; la barra horizontal de puntos indica diferencias significativas entre los niveles del factor inoculación con HMA en el tiempo; la barra vertical indica diferencias significativas para la interacción de los factores. En todos los casos las diferencias significativas se definieron para $p < 0,05$.

La figura 10 muestra diferencias significativas para la interacción de los factores al 12º mes del ensayo ($p < 0,05$) (Apéndice 4), lo que amerita un análisis más exhaustivo de los tratamientos.

El tratamiento SC-GB presentó la mayor altura media del ensayo, con diferencias significativas respecto a SC-SI, pero no respecto a SC-GA. SD-GA obtuvo la mayor media de dicho sustrato con diferencias significativas respecto a los tratamientos SD-GB y SD-SI. Continuando el análisis en orden descendente de medias, el tratamiento SA-GA fue el que obtuvo la mayor media en dicho sustrato, pero no se diferenció de

SA-GB y SA-SI. Por último SB-SI y SB-GB no presentaron diferencias entre sí, pero fueron significativamente menores que SB-GA.

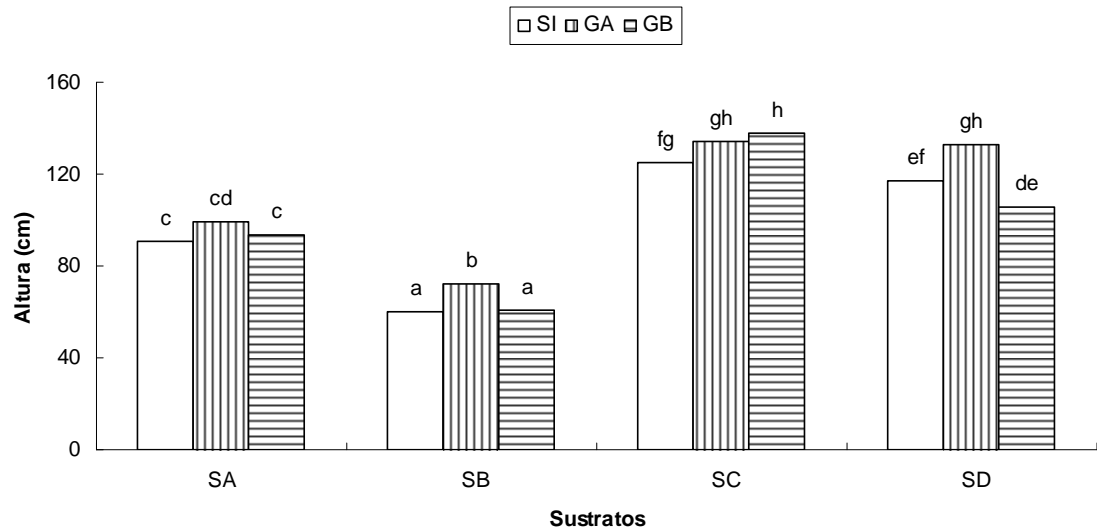


Figura 11. Altura (cm) en el último mes del ensayo, sobre plantines de olivo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

En síntesis, en la mayoría de los sustratos las plantas inoculadas con GA obtuvieron las mayores alturas, salvo en el SC donde las inoculadas con GB presentaron los mejores resultados de allí que se detecte interacción.

Algunos detalles del crecimiento en las plantas inoculadas sobre diferentes sustratos se pueden observar en las figuras 12 A y B.



Figura 12 A. Plantines de olivo inoculados con *Glomus intraradices* GA, después de 12 meses de crecimiento en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD).



Figura 12 B. Plantines de olivo, inoculado con *Glomus intraradices* GA y sin inocular después de 12 meses de crecimiento en el SD (suelo de monte).

El análisis de las Figuras 10 y 13 permite expresar que en la mayoría de los tratamientos el sustrato es el principal factor que condiciona el tiempo de obtención de la planta comercial.

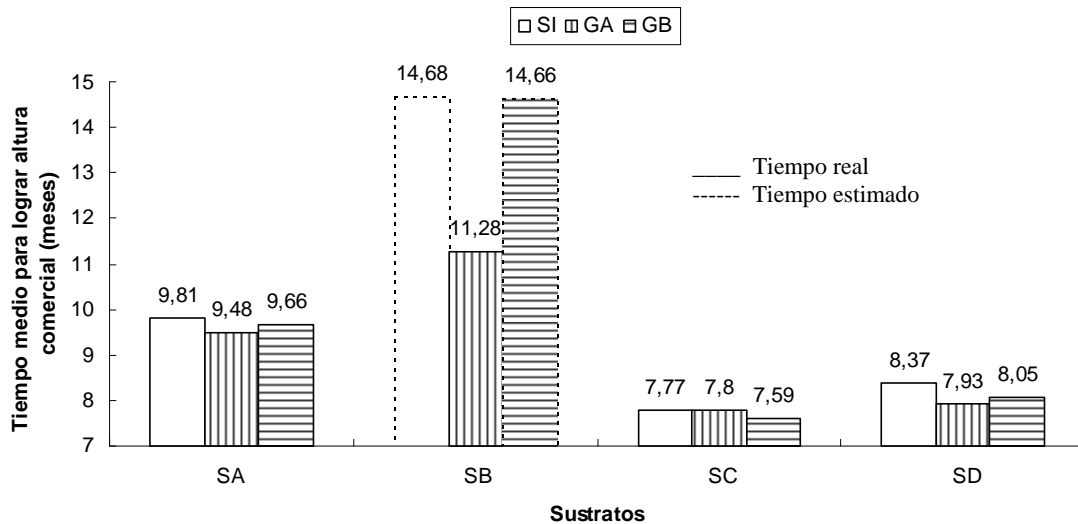


Figura 13. Tiempo medio real y estimado⁽⁷⁾ en plantines de olivo para lograr la altura comercial en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB).

Como se observa en la figura 13, el tiempo medio real para lograr la altura comercial varía aproximadamente de siete meses y medio a casi ocho en el caso del sustrato C, de ocho a casi ocho meses y medio en el caso del SD, en el SA el tiempo medio de obtención es de nueve meses y medio a casi 10. Finalmente, en el SB el único tratamiento que llegó durante el ensayo al tamaño de venta fue el inoculado con la cepa GA, dicho período fue de 11 meses aproximadamente. En este sustrato, el factor inoculación (con la cepa GA) jugó un papel importante en la permanencia de la planta en el vivero.

Con respecto al resto de las variables seleccionadas para evaluar el crecimiento de plantines inoculados con HMA en los sustratos, el diámetro medio, diámetro a 1 cm, número de hojas y número acumulado de brotes, se comportaron de manera semejante

⁽⁷⁾ Se calculó con la tasa de crecimiento media mensual.

respecto a la detección de diferencias significativas a lo largo del ensayo en cada mes. En general, las diferencias comenzaron a ser estadísticamente importantes a partir del cuarto mes de iniciado el ensayo y se debieron principalmente al tipo de sustrato utilizado (Apéndice 4).

El diámetro medio (Figura 14 A) en el SC obtuvo la mejor media general, diferenciándose estadísticamente del SD y ambos fueron significativamente mayores al SA, el cual fue superior al SB quien obtuvo la media general menor entre los sustratos. Idéntico comportamiento se observó para diámetro a 1 cm, N° de hojas y N° de brotes acumulados por planta en el 12° mes (Figuras 14 B, C y D).

El factor inoculación sólo presentó diferencias estadísticas en el número de brotes acumulados a partir del mes 10°. Las plantas inoculadas con GA presentaron una media significativamente mayor que las SI. Sin embargo, ambas medias no difirieron de aquellas en donde se inoculó GB (Figura 15).

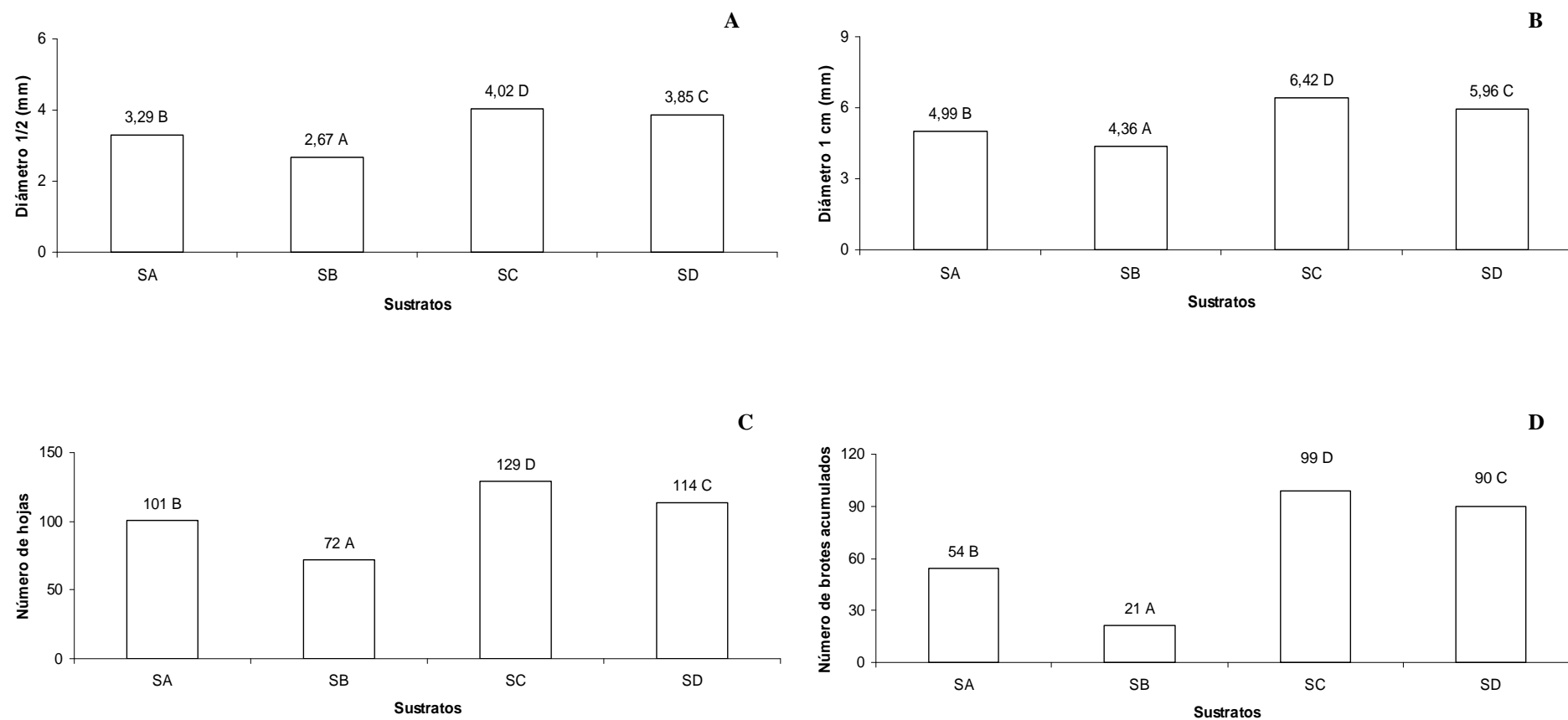


Figura 14. Diámetro $\frac{1}{2}$ (mm), diámetro 1 cm (mm), número de hojas, número de brotes acumulados, en el mes 12^o del ensayo. Medias generales entre los niveles del factor sustrato (SA, SB, SC y SD). Letras distintas, indican diferencias significativas entre medias según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

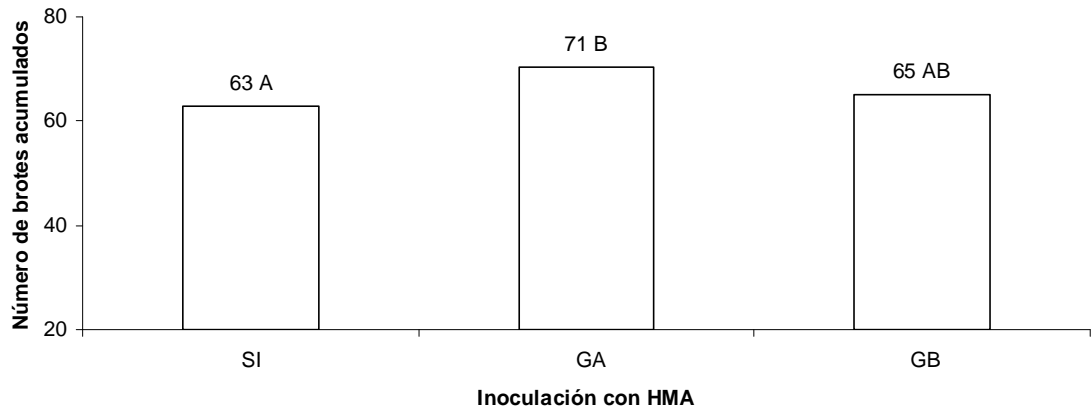


Figura 15. Número de brotes acumulados en el 12^o mes del ensayo. Medias generales entre los niveles del factor inoculación con HMA. Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre medias según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

En la biomasa aérea se detectaron diferencias altamente significativas ($p < 0,01$) para la interacción de los factores sustrato e inoculación con HMA (Apéndice 7).

En la figura 16 A se observa que la biomasa aérea en el tratamiento SB-SI presentó la menor media, sin diferencias significativas respecto a SB-GB, aunque ambos difirieron significativamente de SB-GA que fue mayor. En orden ascendente de medias de biomasa aérea, SA-GB no mostró diferencias significativas con SA-SI y éste fue significativamente menor a SA-GA, que obtuvo la mayor media del sustrato. SD-GA fue significativamente mayor que SD-GB y SD-SI los cuales no difirieron entre sí. Finalmente SC-GB fue significativamente mayor a SC-GA y SC-SI entre los cuales no existieron diferencias.

En general el SC presentó las mayores medias, seguido por el SD, luego el SA y finalmente el SB. Respecto al factor inoculación con HMA, las medias muestran que la biomasa aérea de la plantas SI fue menor que aquellas inoculadas con GB y estas respecto a GA, pero la interacción más importante se debió a que *Glomus intraradices*

GB permitió obtener la mayor media de biomasa aérea en el sustrato SC, mientras que en los sustratos restantes la inoculación con la cepa GA promovió los mejores efectos en la variable estudiada.

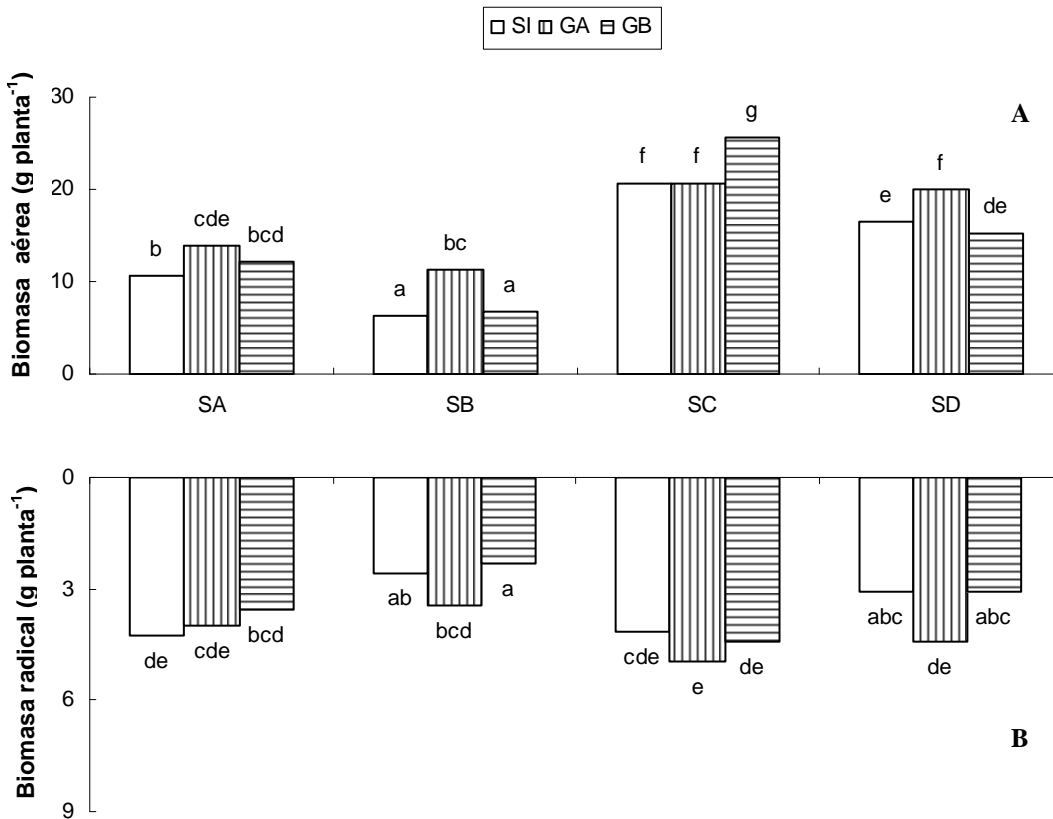


Figura 16. Biomasa aérea y radical (g planta⁻¹) al finalizar el ensayo sobre plantines de olivo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA1 (GA), *Glomus intraradices* GB2 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

En relación a la biomasa radical, la interacción también resultó significativa ($p < 0,05$) (Apéndice 7).

Como se observa en la Figura 16 B, el tratamiento SB-GB fue el que obtuvo la menor media de biomasa radical del ensayo, sin diferencias significativas con el tratamiento SB-SI, pero SB-GA fue mayor a ambos. Los tratamientos SD-SI y SD-GB

difieron significativamente respecto a SD-GA que obtuvo la mayor media en el sustrato. Continuando el orden ascendente de medias por sustrato, el tratamiento SA-SI obtuvo la mayor media de biomasa radical del sustrato, pero sin diferencias con SA-GA y SA-GB. Los tratamientos que usan el SC no difirieron entre sí, aunque el SC-GA fue el de mayor media en el ensayo.

En resumen, el SB fue el que presentó menor media general de biomasa radical, seguido por el SD y SA las cuales fueron semejantes entre sí y menores que la del SC. La interacción fue principalmente debido a que la media de las plantas sin inocular en el SA fue mayor a la obtenida en plantas inoculadas con GA, lo que no se repitió en el resto de los sustratos (Figura 16 B).

La figura 17 muestra que la relación entre la biomasa radical y la biomasa aérea es mayor en los sustratos de baja fertilidad (SA y SB), siendo superior en las plantas no inoculadas. En SC y SD las plantas inoculadas presentaron mayores valores en dicha relación en las plantas inoculadas, respecto a aquellas sin inocular, salvo en el SC donde las plantas inoculadas con GB presentaron los menores valores del ensayo.

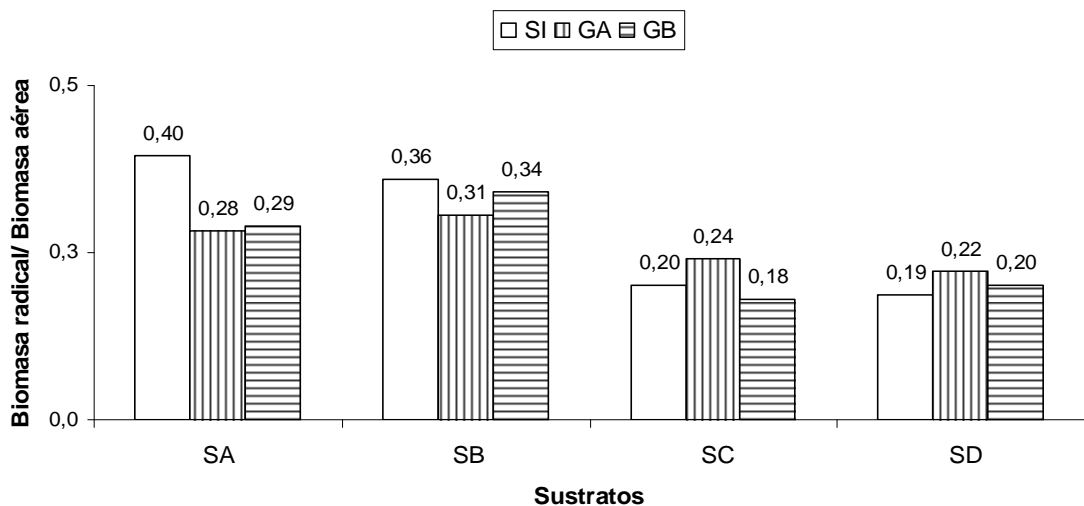


Figura 17. Relación entre biomasa radical y biomasa aérea en plantines de olivo sobre diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA1 (GA), *Glomus intraradices* GB2 (GB).

Estado nutricional

En relación a las variables indicadoras del estado nutricional de las plantas (contenido relativo y absoluto de N, P, K, Ca y Mg de la parte aérea), los respectivos ANVA muestran la existencia de diferencias altamente significativas ($p < 0,01$) en la interacción de ambos factores (sustrato e inoculación) (Apéndices 8 y 9).

Tabla 3. Contenido relativo de nutrientes (%) de la parte aérea en plantas de olivo sometidas a diferentes tratamientos, al finalizar el ensayo. Medias de los tratamientos.

Tratamiento	Contenido relativo de nutrientes				
	N	P	K	Ca	Mg
	----- % -----				
(SA)					
Sin inoculación	1,22 b	0,18 a	1,10 abc	1,10 bc	0,32 cd
<i>G. intraradices</i> GA2	1,51 cd	0,33 bc	1,38 ef	1,12 bc	0,27 bcd
<i>G. intraradices</i> GB1	1,39 bc	0,27 b	1,14 bcd	1,01 ab	0,23 bcd
(SB)					
Sin inoculación	1,00 a	0,20 a	0,99 ab	0,89 a	0,03 a
<i>G. intraradices</i> GA2	1,50 c	0,35 bc	1,12 bcd	1,09 bc	0,20 bc
<i>G. intraradices</i> GB1	1,00 a	0,33 bc	0,96 a	1,01 ab	0,34 d
(SC)					
Sin inoculación	1,68 d	0,37 c	1,20 cd	1,41 d	0,25 bcd
<i>G. intraradices</i> GA2	1,92 e	0,39 c	1,39 ef	1,41 d	0,29 bcd
<i>G. intraradices</i> GB1	2,24 f	0,55 d	1,49 f	1,21 c	0,37 d
(SD)					
Sin inoculación	1,40 bc	0,32 bc	1,16 cd	1,40 d	0,17 b
<i>G. intraradices</i> GA2	2,33 f	0,39 c	1,28 de	1,59 e	0,33 cd
<i>G. intraradices</i> GB1	2,16 f	0,35 bc	1,25 cde	1,49 de	0,33 cd

Letras diferentes, indican diferencias significativas entre tratamientos dentro de cada variable, según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

Tabla 4. Contenido absoluto de nutrientes (mg planta⁻¹) de la parte aérea de plantas de olivo sometidas a diferentes tratamientos, al finalizar el ensayo. Medias de los tratamientos.

Tratamiento	Contenido absoluto de nutrientes				
	N	P	K	Ca	Mg
	mg planta ⁻¹				
(SA)					
Sin inoculación	131 b	19,3 ab	118,1 b	118,1 b	34,3 bc
<i>G. intraradices</i> GA2	211,7 d	46,3 c	193,5 d	157,0 c	37,9 c
<i>G. intraradices</i> GB1	168,7 c	32,8 abc	138,4 c	122,6 b	27,9 bc
(SB)					
Sin inoculación	63,9 a	12,7 a	63,2 a	56,8 a	1,9 a
<i>G. intraradices</i> GA2	169,7 c	39,5 bc	126,7 bc	123,3 b	22,6 b
<i>G. intraradices</i> GB1	67,2 a	22,2 ab	64,5 a	67,9 a	22,8 b
(SC)					
Sin inoculación	347,9 g	76,6 d	248,5 e	292,0 e	51,8 d
<i>G. intraradices</i> GA2	397,4 h	80,7 d	287,7 f	291,9 e	60,0 de
<i>G. intraradices</i> GB1	573,7 j	140,9 e	381,6 g	309,9 f	94,7 f
(SD)					
Sin inoculación	230,2 e	52,6 c	190,7 d	230,1 d	27,9 bc
<i>G. intraradices</i> GA2	464,8 i	77,8 d	255,4 e	317,2 f	65,8 e
<i>G. intraradices</i> GB1	328,9 f	53,3 c	190,9 d	226,9 d	50,3 d

Letras diferentes, indican diferencias significativas entre tratamientos dentro de cada variable, según la prueba de comparación múltiple SNK ($p \leq 0,05$).

En relación al contenido relativo de N de la parte aérea se observa (Tabla 3) que en el SA las plantas que no se inocularon presentaron una media significativamente menor que aquellas inoculadas con GA, sin diferencias entre cepas. Sin embargo, el contenido absoluto de N (Tabla 4) fue significativamente mayor en las plantas inoculadas que en las sin inocular, siendo superior en las que fueron inoculadas con GA.

En el SB la media del contenido relativo de N de plantas inoculadas con GA fue significativamente mayor a la media de plantas SI y al de las inoculadas con GB, sin diferencias entre éstas últimas. Idénticos resultados se obtuvieron con el contenido absoluto de N.

Los contenidos relativos y absolutos de N en el SC fueron significativamente superiores en plantas inoculadas que en aquellas SI. Sin embargo las plantas inoculadas con GB presentaron contenidos significativamente mayores respecto a GA.

En el SD no existieron diferencias significativas entre las plantas inoculadas con diferentes cepas, en lo referente al contenido relativo de N. Por otro lado, el contenido absoluto fue significativamente mayor en las plantas inoculadas con GA. En ambos casos las medias de las plantas inoculadas fueron significativamente mayores a las SI.

Las plantas que crecieron en los SC y SD mostraron tendencia a presentar mayores contenidos absolutos y relativos de N respecto a las que crecieron en los sustratos SA y SB. Además, frecuentemente las plantas inoculadas tuvieron mayores contenidos de N que las SI y las inoculadas con GA fueron mayores a las inoculadas con GB. La interacción se explica porque en el SC el contenido de N fue mayor en las plantas inoculadas con GB.

Los contenidos relativo y absoluto de P de la parte aérea se presentan en las Tablas 3 y 4, respectivamente. En el SA las medias del nivel SI son menores a las medias con inóculo, no detectándose diferencias significativas entre GA y GB.

En el SB el contenido relativo de P fue significativamente mayor en las plantas inoculadas con GA respecto a las SI, pero sin diferencias estadísticas entre cepas. Idénticos resultados se obtuvieron para el contenido absoluto de P.

Dentro del SC, GB obtuvo las mayores medias en contenido absoluto y relativo de P, siendo significativamente mayor el resultado de esta combinación respecto a los otros tratamientos del ensayo. Entre los niveles SI y GA no hubo diferencias significativas en el sustrato.

Finalmente en el SD no se detectaron diferencias significativas entre los niveles del factor inoculación y SI para el contenido relativo de P. Por otro lado las plantas

inoculadas con GA obtuvieron los mayores contenidos absolutos en el sustrato, con diferencias significativas respecto a las inoculadas con GB y las SI.

En síntesis, los SB y SA obtuvieron las menores medias, luego el SD y finalmente el SC y las plantas inoculadas con GA en general presentaron los mejores contenidos de P, pero la interacción se debió fundamentalmente a la misma situación explicada para nitrógeno.

En relación al contenido relativo y absoluto de K (Tablas 3 y 4) se observa que las plantas sin inocular obtuvieron las menores medias en el SA, presentando diferencias significativas respecto a las inoculadas con GA que obtuvieron los mejores contenidos de K. Las plantas inoculadas con GB sólo presentaron diferencias significativas respecto a las no inoculadas en el contenido absoluto.

En el SB el contenido relativo y absoluto de K fue mayor en plantas inoculadas con GA respecto a las inoculadas con GB y a las plantas sin inocular, siendo significativa la diferencia para el contenido absoluto. Inoculando con GB o SI no se detectaron diferencias significativas entre ambos niveles en los contenidos (absoluto y relativo) de K.

El contenido relativo de K aéreo en el SC fue significativamente mayor en plantas inoculadas que en las SI y aquellas inoculadas con GB presentaron las mayores concentraciones. Lo mismo se observó para el contenido absoluto de K, pero detectándose diferencias significativas entre cepas.

En SD las plantas inoculadas con GA presentaron las mayores medias con diferencias significativas respecto a las SI para el contenido absoluto de K. No se detectaron diferencias significativas entre las plantas sin inóculo y las inoculadas con GB para ambas variables.

Los contenidos medios de K fueron en general mayores en el SC, seguido por los SD y SA, finalmente el SB. Respecto al factor inoculación en general se observó el siguiente orden, SI menor o igual a GB y ellos menores que GA, pero la interacción se da nuevamente por la razón ya explicada en los nutrientes anteriores.

En cuanto al contenido relativo de Ca, en el SA no existieron diferencias significativas entre los niveles del factor inoculación. Por otro lado, en el contenido absoluto se detectaron diferencias significativas en las plantas inoculadas con GA respecto a las inoculadas con GB y SI, entre las cuales no hubo diferencias y tuvieron contenidos menores. Este comportamiento se repitió en los SB y SC para el contenido absoluto de Ca.

En los SB y SD las plantas sin inocular presentaron menores contenidos relativos de Ca con diferencias significativas respecto a las inoculadas con GA. Entre las plantas inoculadas con ambas cepas no se detectaron diferencias significativas.

Finalmente en el SC, el contenido relativo de Ca fue significativamente menor en las plantas inoculadas con GB respecto a las inoculadas con GA y SI. Situación inversa se observó en el contenido absoluto del nutriente.

Los contenidos relativos y absolutos de Ca fueron mayores en plantas que crecieron en el SD, luego en el SC, SA y finalmente en SB. En la mayoría de los sustratos los tratamientos inoculados con GA obtuvieron las mayores medias.

En el contenido relativo de Ca la interacción se debió a que la inoculación con GB en el SA y fundamentalmente en el SC fue menor respecto a SI. Mientras que para el contenido absoluto la interacción se debió a que en el SC las plantas inoculadas con GA presentaron menores contenidos que aquellas inoculadas con GB.

Por último, en relación al contenido relativo de Mg en SA y SC no existieron diferencias entre las plantas inoculadas y no inoculadas, mientras que en SB y SD las

plantas sin inocular presentaron contenidos significativamente menores respecto al de las plantas inoculadas. En cuanto el contenido absoluto se observó que en SB y SD las plantas inoculadas presentaron diferencias significativas respecto a las que no fueron inoculadas. En el SA no existieron diferencias significativas entre los niveles del factor inoculación y en el SC, GB fue significativamente mayor a GA y SI.

La interacción en el contenido relativo y absoluto de Mg se debe a que en el SA las plantas SI obtuvieron mayores valores, mientras que en los otros sustratos fue superior en las plantas inoculadas.

Eficiencia de la Inoculación

Analizando la eficiencia de la inoculación sobre las variables altura, biomasa total, contenido absoluto de N, P y K en la parte aérea, se observa respuestas positivas en la mayoría de las variables (Tabla 5).

Tabla 5. Eficiencia de la inoculación (%) con *Glomus intraradices* GA2 y *Glomus intraradices* GB1 en diferentes sustratos.

Eficiencia de la inoculación						
Tratamiento	Altura	Biomasa		N %	P	K
		Total				
(SA)						
<i>G. intraradices</i> GA2	9	20		62	140	64
<i>G. intraradices</i> GB1	3	3		29	70	17
(SB)						
<i>G. intraradices</i> GA2	20	48		166	211	100
<i>G. intraradices</i> GB1	0	-9		5	75	2
(SC)						
<i>G. intraradices</i> GA2	7	3		14	5	16
<i>G. intraradices</i> GB1	10	21		65	84	54
(SD)						
<i>G. intraradices</i> GA2	14	25		102	48	34
<i>G. intraradices</i> GB1	-9	-6		43	1	0

La inoculación con la cepa GA en todos los sustratos fue eficiente siendo mayor su expresión en el sustrato SB, luego en el SA y SD y por último en el SC. La cepa GB fue más eficiente que GA en el SC, siendo ineficiente en el SD para las variables altura y biomasa total y en el SB sobre la biomasa total. Ambas cepas expresan su principal efecto sobre las variables nutricionales.

6.2.- Infectividad de HMA en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos

Del ANVA para la variable porcentaje de colonización a los tres meses luego de la inoculación se observa que existe diferencia significativa en la interacción de los factores ($p < 0,01$) (Apéndice 10). Es importante mencionar que se encontró infección micorrícica en los sustratos que fueron desinfectados y no inoculados.

En el SA se encontraron los mayores porcentajes de colonización y no hubo diferencia significativa entre las plantas no inoculadas respecto a las inoculadas (Figura 18). En SB la colonización fue significativamente menor en las plantas no inoculadas respecto a las inoculadas sin diferencias estadísticas entre las diferentes cepas. En el SC la infectividad de los HMA fue significativamente mayor en las plantas inoculadas con GA respecto a las inoculadas con GB y las SI, entre las cuales no existió diferencia. Las plantas no inoculadas en el SD tuvieron menor porcentaje de colonización que las inoculadas y GA fue significativamente menor que GB.

La interacción principal se debió a que GA tuvo mayor porcentaje de colonización en el SB y SC, respecto a los otros niveles. En los SD y SA las plantas con GB presentaron los mayores porcentajes de colonización entre las plantas inoculadas.

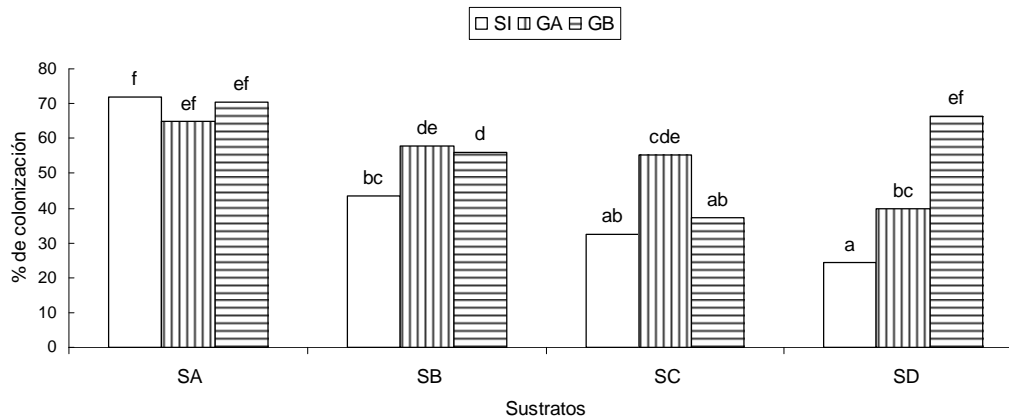


Figura 18. Porcentaje de colonización radical en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD), tres meses posteriores a la inoculación. Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple de SNK ($p \leq 0,05$).

El ANVA respecto a la cuantificación del HMA sobre las raíces de plantas de olivo al finalizar el ensayo (12° mes), muestra que existieron diferencias significativas ($p < 0,05$) en la interacción de los factores principales (Apéndice 10).

Como se observa en la Figura 19, SA y SB mostraron las mayores medias de colonización. Sin embargo, en ambos sustratos las plantas inoculadas presentaron mayor infectividad de HMA diferenciándose significativamente de las no inoculadas, pero no se detectaron diferencias entre las cepas utilizadas. En el SC y SD las diferencias entre las plantas inoculadas y SI fueron mínimas.

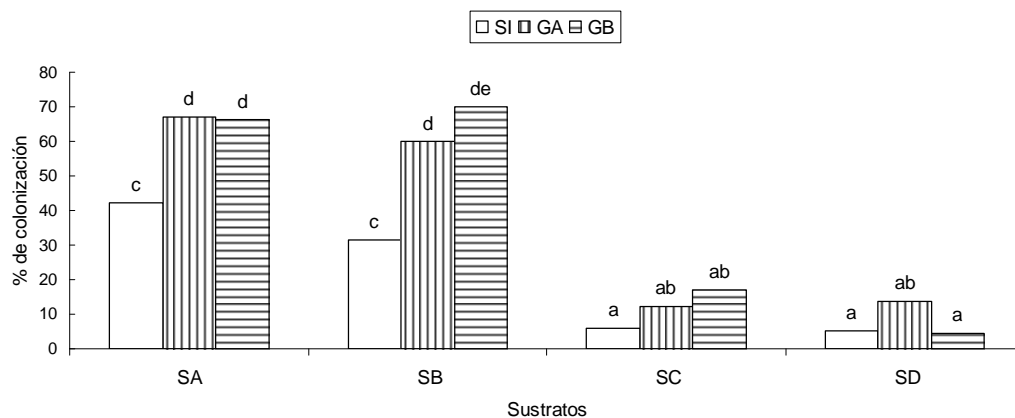


Figura 19. Porcentaje de colonización radical en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD), 12 meses posteriores a la inoculación. Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB). Letras distintas, indican diferencias significativas entre tratamientos según la prueba de comparación múltiple de SNK ($p \leq 0,05$).

En relación a la evolución infectiva (Figura 20), se observó que las plantas inoculadas presentaron comportamientos diferentes según el sustrato utilizado. En SA y SB se observó un decrecimiento importante hacia el 12° mes en el nivel SI, mientras que las variaciones en los tratamientos inoculados fueron de menor importancia. En SC y SD los patrones de disminución fueron importantes para todos los tratamientos estudiados, aún para los inoculados, lo que muestra la influencia negativa de los sustratos químicamente fértiles sobre la infectividad micorrícica.

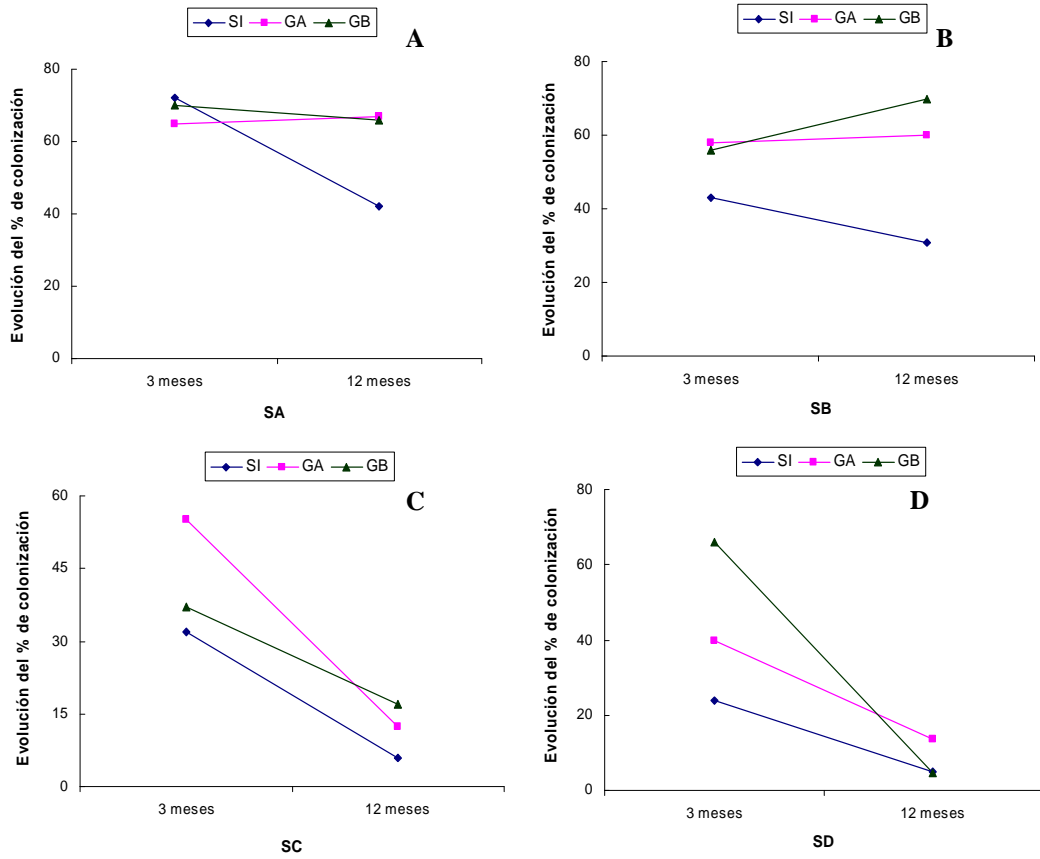


Figura 20. Evolución del porcentaje de colonización radical en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos (SA, SB, SC y SD). Sin inoculación de HMA (SI), *Glomus intraradices* GA2 (GA), *Glomus intraradices* GB1 (GB).

6.3.- Análisis económico productivo

Tratamiento: Sustrato compuesto por turba y arena (SB) sin inocular (SI).

Duración del ciclo de producción: 14,68 meses = 1,2 año.

Módulo de producción: 10.000 plantas por ciclo.

Superficie: 100 m²

Tabla 6. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SB-SI.

LABORES MANUALES	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Trasplante y llenado de macetas	0,24	2.425	19,58
Fertilización	0,09	900	7,27
Pulverización (Plaguicidas)	0,04	400	3,23
Riego	0,28	2.840	22,93
Desmalezado	0,29	2.910	23,50
Desbrote	0,19	1.940	15,66
Tutorado	0,10	970	7,83
SUBTOTAL MANO OBRA	1,24	12.385	100

INSUMOS Y SERVICIOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Estaca enraizada	2,00	20.000	71,09
Bolsas	0,09	900	3,20
Sustrato	0,10	1.000	3,55
Fertilizantes	0,07	700	2,49
Agroquímicos	0,04	400	1,42
Agua	0,29	2.930	10,42
Luz	0,22	2.202	7,83
SUBTOTAL INSUMOS	2,81	28.132	100

TOTAL COSTOS DIRECTOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	4,05	40.517

INGRESO BRUTO	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	6,00	60.000

MARGEN BRUTO	I.B.	C.D	\$/MÓDULO
	60.000	40.517	19.483

EFICIENCIA ACTIVIDAD (MB/CD)	
	0,48

Tratamiento: Sustrato compuesto por turba y arena (SB) inoculado con *Glomus intraradices* cepa GA2 (GA).

Duración del ciclo de producción: 11,28 meses = 0,94 año.

Módulo de producción: 10.000 plantas por ciclo.

Superficie: 100 m²

Tabla 7. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SB-GA.

LABORES MANUALES	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Trasplante y llenado de macetas	0,24	2.425	19,47
Inoculación	0,10	970	7,79
Fertilización	0,07	691	5,55
Pulverización (Plaguicidas)	0,04	400	3,21
Riego	0,22	2.151	17,27
Desmalezado	0,29	2.910	23,36
Desbrote	0,19	1.940	15,57
Tutorado	0,10	970	7,79
SUBTOTAL MANO OBRA	1,25	12.457	100

INSUMOS Y SERVICIOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Estaca enraizada	2,00	20.000	73,49
Bolsas	0,09	900	3,31
Inoculo	0,25	2.500	9,19
Sustrato	0,10	1.000	3,67
Fertilizantes	0,05	538	1,98
Agroquímicos	0,04	400	1,47
Agua	0,02	186	0,68
Luz	0,17	1.692	6,22
SUBTOTAL INSUMOS	2,72	27.215	100

TOTAL COSTOS DIRECTOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	3,97	39.672

INGRESO BRUTO	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	6,00	60.000

MARGEN BRUTO	I.B.	C.D	\$/MÓDULO
	60.000	39.672	20.328

EFICIENCIA ACTIVIDAD (MB/CD)	
	0,51

Tratamiento: Sustrato compuesto por arena (SA) sin inocular (SI).

Duración del ciclo de producción: 9,81 meses = 0,82 año.

Módulo de producción: 10.000 plantas por ciclo.

Superficie: 100 m²

Tabla 8. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SA-SI.

LABORES MANUALES	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Trasplante y llenado de macetas	0,24	2.425	21,76
Fertilización	0,06	600	5,38
Pulverización (Plaguicidas)	0,04	400	3,59
Riego	0,19	1.900	17,05
Desmalezado	0,29	2.910	26,11
Desbrote	0,19	1.940	17,41
Tutorado	0,10	970	8,70
SUBTOTAL MANO OBRA	1,11	11.145	100

INSUMOS Y SERVICIOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Estaca enraizada	2,00	20.000	77,59
Bolsas	0,09	900	3,49
Sustrato	0,06	600	2,33
Fertilizantes	0,05	468	1,81
Agroquímicos	0,04	400	1,55
Agua	0,19	1.938	7,52
Luz	0,15	1.470	5,70
SUBTOTAL INSUMOS	2,58	25.776	100

TOTAL COSTOS DIRECTOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	3,69	36.921

INGRESO BRUTO	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	6,00	60.000

MARGEN BRUTO	I.B.	C.D	\$/MÓDULO
	60.000	36.921	23.079

EFICIENCIA ACTIVIDAD (MB/CD)	
	0,63

Tratamiento: Sustrato compuesto por arena, turba y suelo de monte (SC) sin inocular (SI).

Duración del ciclo de producción: 7,77 meses = 0,65 año.

Módulo de producción: 10.000 plantas por ciclo.

Superficie: 100 m²

Tabla 9. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SC-SI.

LABORES MANUALES	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Trasplante y llenado de macetas	0,24	2.425	22,90
Fertilización	0,05	475	4,49
Pulverización (Plaguicidas)	0,04	367	3,46
Riego	0,15	1.505	14,21
Desmalezado	0,29	2.910	27,47
Desbrote	0,19	1.940	18,32
Tutorado	0,10	970	9,16
SUBTOTAL MANO OBRA	1,06	10.592	100

INSUMOS Y SERVICIOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Estaca enraizada	2,00	20.000	78,33
Bolsas	0,09	900	3,52
Sustrato	0,12	1.200	4,70
Fertilizantes	0,04	396	1,55
Agroquímicos	0,03	317	1,24
Agua	0,16	1.554	6,09
Luz	0,12	1.166	4,56
SUBTOTAL INSUMOS	2,55	25.532	100

TOTAL COSTOS DIRECTOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	3,61	36.124

INGRESO BRUTO	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	6,00	60.000

MARGEN BRUTO	I.B.	C.D	\$/MÓDULO
	60.000	36.124	23.876

EFICIENCIA ACTIVIDAD (MB/CD)	
	0,66

Tratamiento: Sustrato compuesto por suelo de monte (SD) sin inocular (SI).

Duración del ciclo de producción: 8,37 meses = 0,70 año.

Módulo de producción: 10.000 plantas por ciclo.

Superficie: 100 m²

Tabla 10. Costos directos, ingresos brutos y margen bruto del tratamiento SD-SI.

LABORES MANUALES	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Trasplante y llenado de macetas	0,24	2.425	22,62
Fertilización	0,05	513	4,79
Pulverización (Plaguicidas)	0,04	367	3,42
Riego	0,16	1.596	14,89
Desmalezado	0,29	2.910	27,14
Desbrote	0,19	1.940	18,10
Tutorado	0,10	970	9,05
SUBTOTAL MANO OBRA	1,07	10.721	100

INSUMOS Y SERVICIOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO	% INCIDEN.
Estaca enraizada	2,00	20.000	78,29
Bolsas	0,09	900	3,52
Sustrato	0,10	1.000	3,91
Fertilizantes	0,04	399	1,56
Agroquímicos	0,03	317	1,24
Agua	0,17	1.674	6,55
Luz	0,13	1.256	4,91
SUBTOTAL INSUMOS	2,55	25.545	100

TOTAL COSTOS DIRECTOS	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	3,63	36.266

INGRESO BRUTO	\$/UNIDAD	\$/MÓDULO
	6,00	60.000

MARGEN BRUTO	I.B.	C.D	\$/MÓDULO
	60.000	36.266	23.734

EFICIENCIA ACTIVIDAD (MB/CD)	
	0,65

Tabla 11. Margen bruto diferencial y eficiencia del tiempo productivo.

Comparación entre Tratamientos	Margen Bruto Diferencial (\$/módulo)	Eficiencia del tiempo productivo (%)
SB-SI vs SB-GA	845,00	28
SB-SI vs SA-SI	3.596,40	46,34
SB-SI vs SC-SI	4.393,09	84,61
SB-SI vs SD-SI	4.251,00	72,16

Considerando que la capacidad productiva de los viveros de olivo en Catamarca es acompañada por la demanda, variando entre 1.000.000 - 2.000.000 de plantas por ciclo en cada vivero, se estima que un vivero obtendría los siguientes resultados:

El beneficio diferencial en los viveros que trabajan con el SB (arena y turba) por incorporar la técnica de inoculación (con la cepa GA) sería de \$ 84.500, con un ahorro del tiempo productivo del 28 % respecto al tratamiento de referencia. Por el cambio al SA (arena), el beneficio sería de \$ 359.640 con una eficiencia del tiempo productivo del 46 %. Cambiando al SD (suelo de monte) el beneficio diferencial calculado es de \$ 425.100, con eficiencia de tiempo de 72 %. Finalmente en SC (arena, turba y suelo de monte) el margen bruto diferencial sería de \$ 439.309, calculándose la eficiencia del tiempo productivo en casi 85 %, siendo el sustrato que mayores beneficios otorga.

7. DISCUSIÓN

7.1.- Efecto del uso de cepas de *Glomus intraradices* sobre la supervivencia, crecimiento y el estado nutricional de plantines de olivo en diferentes sustratos

El porcentaje de supervivencia de las plantas inoculadas no difirió de aquellas sin inocular en los diferentes sustratos. La mortandad fue muy baja e independiente del tratamiento que se le aplicó a los plantines en la etapa de cría. Estos resultados son diferentes a lo expuesto por Porras Soriano *et al.* (2006, 2009), quienes sugirieron que la inoculación con HMA seleccionados en olivo al momento del trasplante en maceta contribuyó a incrementar la supervivencia. En el mismo sentido, Troncoso *et al.* (2007) aseguraron que la inoculación con *Glomus intraradices* incrementó significativamente el número de plantas sobrevivientes después del repique *ex vitro*.

En relación al efecto del sustrato, los resultados aquí presentados difieren de lo expuesto por Pastor *et al.* (1998) quienes expresaron que el sustrato tiene un papel fundamental en amortiguar el estrés hídrico y por ende tiene efecto en la supervivencia. Según González Chávez *et al.* (2000), una de las causas de la mortandad en plantines podría explicarse por el estrés postransplante. Éste tiene origen en una demanda evapotranspirativa alta que no puede ser compensada por la absorción radical, ya sea porque el sistema radical no es totalmente funcional o porque no hay agua en el medio.

Durante el ensayo la mortandad (aunque no significativa) se presentó en el tratamiento SA-GA. El uso de un sustrato de baja capacidad de retención de agua y disponibilidad de nutrientes pudo ser la causa de la mortandad observada en el ensayo. Otra posibilidad sería la agresividad de la cepa, que en muchos casos provoca la depresión del crecimiento, llevando a la muerte de la planta (Berbara *et al.*, 2006). Esto se debe a que en la etapa inicial de infección (establecimiento del hongo), algunos

autores señalan que existe una fase parasítica (Bago *et al.*, 2000; Jones *et al.*, 2004; Helgason & Fitter, 2005).

En relación a la altura de la planta (Figura 10) el comportamiento en el tiempo describe una figura sigmoidea igual a lo reportado por Porras Soriano *et al.* (2002), correspondiendo las mesetas a la época invernal, donde debido a las bajas temperaturas la planta entra en reposo (Matías *et al.*, 2010), no respondiendo a ningún tratamiento.

Según Porras Soriano *et al.* (2006) pequeñas diferencias se observaron en el crecimiento de la planta de olivo durante el invierno en Castilla-La Mancha (España). Sin embargo, en primavera esas diferencias comienzan a ser significativas en plantas inoculadas con HMA respecto a aquellas en donde no se inoculó. En Catamarca (Argentina), las diferencias comenzaron a detectarse en el cuarto mes posterior al trasplante e inoculación, pero se debieron al sustrato. Resultados semejantes fueron observados por González Chávez *et al.* (2000), en plantas de *Poncirus trifoliata* x *Citrus sinensis* (Citrango Troyer) en Cazones (México).

El tiempo de obtención de los plantines comerciales estuvo condicionado principalmente por el sustrato empleado (Figura 13). El crecimiento (altura, diámetro ½, diámetro 1 cm., N° de hojas y N° de brotes acumulados) de las plantas en general, fue mayor en el SC, seguido por el SD, luego el SA y finalmente el SB (Figuras 11, 14 A, B, C y D). Dichas respuestas se deben a las propiedades físicas y químicas de los sustratos. Al respecto, Pastor *et al.* (1998) expresaron que los sustratos desarrollan un papel fundamental en los viveros, debido a que sus propiedades determinan la disponibilidad de nutrientes y condiciones necesarias para un buen desarrollo radical, lo que se reflejará en el crecimiento de los plantines.

Las propiedades físicas de un sustrato no pueden ser modificadas una vez que la planta está creciendo (Vence, 2008). Siendo la porosidad total, la capacidad de aireación

y capacidad de retención de agua las más importantes en el cultivo en maceta (Cabrera, 1999).

Según García *et al.* (2001) los valores óptimos de porosidad total están entre 0,6 - 0,8 cm cm^{-3} , los de capacidad de retención de agua entre 0,4 - 0,6 cm cm^{-3} y los de capacidad de aireación entre 0,1 - 0,3 cm cm^{-3} . Los SC y SD presentaron valores dentro de los límites referidos a las variables antes mencionadas y en el SB entre los valores de capacidad de aireación y capacidad de retención de agua.

En cuanto a la densidad del sustrato, en general todos estuvieron por encima del rango establecido como óptimo (150 - 600 kg m^{-3}) (García *et al.*, 2001), con excepción del SD que estuvo dentro del rango y próximo al límite superior (Tabla 1).

Según Blok & Wever (2008), la densidad, la porosidad y la estabilidad estructural de un sustrato tienen efectos directos sobre la capacidad de retención de agua y la capacidad de aireación, afectando el crecimiento de la planta. Como comenta el autor, en los SA y SB el crecimiento de los plantines de olivo fue afectado.

Para caracterizar las propiedades físicas de los sustratos de esta tesis se utilizaron los rangos antes mencionados. Sin embargo, es válido aclarar que existen rangos más rigurosos de aceptabilidad de un sustrato, como son los propuestos por Abad *et al.* (1993, 2001) y Valenzuela (2009).

García *et al.* (2001) expresaron que la evaluación de los sustratos se debe concentrar además de las propiedades físicas, en el pH y CE, parámetros que pueden afectar el establecimiento de las plantas que crecen en maceta. Analizando dichas propiedades (Tabla 1), se observa que los SC y SB presentan pH ligeramente ácido, dentro del rango óptimo (5,5 - 6,5) en el cual se encuentra la máxima disponibilidad de nutrientes (Bunt, 1988 citado en Ruano Martínez, 2008), siendo los sustratos SA y SD ligeramente alcalinos.

Valenzuela *et al.* (2005) expresaron que cuando un sustrato es muy ácido ($\text{pH} < 5,0$) o alcalino ($\text{pH} > 7,5$) suelen aparecer síntomas de deficiencia de nutrientes, por hallarse en formas químicas no disponibles para la planta. En este sentido, Barranco (2008) expresó que la variedad Arbequina es susceptible a clorosis férrica, situación que se da en suelos calcáreos con pH elevados (Fernández Escobar, 2008; Ruano Martínez, 2008).

La CE de los sustratos no debería exceder los 3 dS m^{-1} (Bunt, 1988 y Warncke, 1988 citados en García *et al.*, 2001). Los sustratos SA, SB y SC presentaron valores menores al de referencia y SD superó dicho límite. Sin embargo, Benlloch *et al.* (1994) citado en Chartzoulakis *et al.* (2005) clasificaron a la variedad Arbequina como tolerante a estrés salino, reduciendo su crecimiento sólo un 10 % cuando la CE del extracto de saturación es $4-6 \text{ dS m}^{-1}$, alcanzando los $6-8 \text{ dS m}^{-1}$ en suelos con altos contenidos de calcio.

En cuanto a los nutrientes, SC y SD presentan buenos contenidos, siendo bajos en los SA y SB. En el SB la relación C/N alta fue lo que produjo el menor crecimiento respecto al SA, debido a una gran inmovilización de N (Maiorano, 2003). Según Martínez (2002), relaciones C/N mayores a 30 son inadecuadas en la producción de plantines. Mientras que para Masaguer & Cruz López (2006), el rango de estabilización de un sustrato es de 10 a 20.

Los resultados sugieren que el SC presentó características físicas y químicas óptimas, lo cual se tradujo en el crecimiento máximo de las plantas en vivero. En el SD la porosidad total, capacidad de aireación y capacidad de retención de agua estuvieron en el rango óptimo al igual que el contenido de nutrientes, pero la CE fue superior al rango establecido como aceptable. Sin embargo, debido a que la variedad Arbequina tiene gran tolerancia a salinidad, este parámetro no fue limitante de su crecimiento. El

pH condicionó la disponibilidad de nutrientes específicamente la del hierro, observándose plantas con clorosis en sus ápices.

En el SA, además del contenido de nutrientes que fue bajo, las propiedades físicas limitaron el crecimiento. En el SB se detectó menor crecimiento de las plantas aunque la capacidad de retención de agua, la capacidad de aireación, el pH y la CE fueron adecuados; su limitante principal fue el contenido de nutrientes y la relación C/N. El valor de esta relación profundizó la deficiencia de N por inmovilización y probablemente no haya sido compensada con la fertilización realizada por el vivero.

Concordando con lo expresado por García *et al.* (2001) además de la importancia en las características físicas de los sustratos, las características químicas juegan un papel primordial en la calidad de los mismos y por ende en el crecimiento de las plantas.

Concluyendo el análisis del efecto de los sustratos, puede decirse que en viveros donde no existen planes para el seguimiento y fertilización de las plantas, además de ser importante las propiedades físicas, los son también las químicas. Según lo expresado por Abad (1991), los factores a tener en cuenta para definir un sustrato no sólo están relacionados a sus propiedades sino a su disponibilidad y costos, además de las características de la especie vegetal, clima y el manejo que se le dará en el vivero.

A lo largo del ensayo también se observó el efecto de la inoculación con HMA sobre la altura y los brotes acumulados (Figuras 10 y 15), los cuales aparecieron a partir del noveno y 10º mes respectivamente posterior a la inoculación. La razón de que el efecto de la inoculación se detecte después de nueve meses de inocular se asocia a que en especies leñosas las respuestas son tardías (especialmente en olivo) (Estáun *et al.*, 2003; Soriano Martín *et al.*, 2006; Meddad-Hamza *et al.*, 2010). Posiblemente la respuesta tardía esté asociada al lento crecimiento de las especies leñosas respecto a las herbáceas.

Las medias de GA fueron mayores a las de GB para las variables altura y brotes acumulados durante el ensayo. Si bien se trata de la misma especie *Glomus intraradices*, GA fue la cepa que mayor efectividad mostró, coincidiendo con Munkvold *et al.* (2004) quienes expresaron que en algunos casos la diversidad intraespecífica tiene efectos evidentes en el crecimiento de las plantas. Para las mismas variables, se observó en general, que las plantas inoculadas tenían medias superiores a las plantas sin inocular. Al respecto, Alguacil *et al.* (2008) expresaron que el rápido crecimiento de plantines de *Dorycnium pentaphyllum* L. inoculados con *Glomus*, comparado con las plantas no inoculadas, estaría relacionado a la capacidad del hongo de incrementar la toma de P del mismo.

Respecto a la altura de las plantas existen varios trabajos que demuestran el efecto de la inoculación con la especie *Glomus* en plantines de olivo en sustratos estériles. Porras Piedra *et al.* (2005) observaron diferencias al segundo mes luego de la inoculación. Porras Soriano *et al.* (2006) y Soriano Martín *et al.* (2006) detectaron diferencias a partir del sexto mes posterior a la inoculación. En sustratos desinfectados como en nuestro estudio, se reportaron diferencias significativas a partir del 15° mes de crecimiento (Estaún *et al.*, 2003) y en el caso de otras especies frutales como *Citrus reshni* (Mandarina Cleopatra) las diferencias se observaron al octavo mes posterior a la inoculación (Solis & Saavedra, 2005).

En relación a la altura mínima comercial de la planta, se observó que en el SB el único tratamiento que llegó durante el ensayo al tamaño de venta fue el inoculado con la cepa GA (Figura 13). Con este resultado se puede afirmar que en determinados sustratos el factor inoculación juega un papel importante en la permanencia de la planta en el vivero. Este efecto se debe principalmente a la mejor absorción de nutrientes y agua del suelo, lo que se traduce en un mayor crecimiento de las plantas (Berbara *et al.*, 2006;

Estaún *et al.*, 2009). Al respecto, Sylvia (1999) expresó: “cuando los propágulos de HMA son inefectivos o bajos, los nutrientes y el agua son limitantes, la aplicación de inoculo podría mejorar significativamente el crecimiento de un cultivo”.

Respecto al número de brotes Soriano Martín *et al.* (2006), encontraron diferencias con *Glomus intraradices* al sexto mes posterior a la inoculación, del mismo modo que lo que se encontró en este trabajo (Figura 15). También existen trabajos que hablan del efecto del género *Glomus*, donde se observaron diferencias en relación a otras variables de crecimiento como el diámetro (Estaún *et al.*, 2003; Soriano Martín *et al.*, 2006; Porras Piedra *et al.*, 2005) y número de hojas (González Chávez *et al.*, 2000), lo cual difiere de lo obtenido en este trabajo, donde dichas variables fueron afectadas únicamente por el sustrato utilizado (Figuras 14A B y C). Las causas de las diferencias encontradas se desconocen.

Además del efecto individual de los factores principales (inoculación y sustratos) sobre variables de crecimiento, se observó interacción de dichos factores, al igual que lo observado por González Chávez *et al.* (2000) y Maiorano (2003) en cítricos. La interacción se detectó al finalizar el ensayo sobre la altura de las plantas y la biomasa aérea y radical (Figuras 11, 16A y B).

En la altura final y correspondiendo con ella en la biomasa aérea, los mejores resultados del ensayo se observaron en el tratamiento SC-GB. Sin embargo en los sustratos (SA, SB y SD) las plantas inoculadas con GA tuvieron mayores medias que las inoculadas con GB y las SI. Como se explicó en párrafos anteriores, las características de los sustratos definieron la altura final y en consecuencia la biomasa aérea, siendo las medias mayores en el SC, luego el SD, posteriormente el SA y finalmente el SB. Estos resultados demuestran que además de seleccionar un sustrato adecuado que permita el

crecimiento de la planta también se debe hacer la elección tomando en cuenta la expresión de la simbiosis micorrícica en el mismo (González Chávez *et al.*, 2000).

Las plantas inoculadas con GA obtuvieron una mayor biomasa radical en la mayoría de los sustratos, con excepción del SA donde las plantas sin inocular presentaron valores mayores. Al respecto, existen numerosos trabajos que informaron aumento en la biomasa radical de las plantas inoculadas respecto a las sin inocular (Saggin Júnior & Lovato, 1999; Estaún *et al.*, 2003; Porras Piedras *et al.*, 2005; Soriano Martín *et al.*, 2006; Porras Soriano *et al.*, 2006, 2009). Estos autores concordaron en que un sistema radical es más eficiente cuando disminuye la relación raíz/parte aérea, situación que se da en simbiosis efectivas.

En relación a la relación biomasa radical/biomasa aérea, en los sustratos poco fértiles (SA y SB) las plantas inoculadas con GA obtuvieron los menores valores en cada sustrato. Estos resultados evidencian la efectividad de la simbiosis (Porras Soriano *et al.*, 2009), lo cual se repite en el tratamiento SC-GB. En SC y SD las plantas inoculadas con GA obtuvieron las medias más altas de dicha relación, los resultados pueden ser explicados por lo expuesto por Dodd, (1999) que expresó "...la presencia de hongos micorrícicos pueden incrementar la intensidad de las ramificaciones laterales" y el aumento de la relación significa que la planta mejoró el aprovechamiento de los recursos del suelo (Meddad-Hamza *et al.*, 2010).

Respecto al efecto de la inoculación en diferentes sustratos sobre el estado nutricional de las plantas se observó que algunas variables, como los contenidos de N, P y K de la parte aérea (Tabla 3 y 4) están directamente relacionadas con la cantidad y disponibilidad de nutrientes del sustrato. En el mismo sentido, Raviv *et al.* (2002) expresaron que aumentos en el contenido de nutrientes en plantas se debieron al aporte nutricional del sustrato. De igual manera, Millaleo *et al.* (2006) observaron que con la

adición de *compost* en el sustrato se producen aumentos significativos de la concentración de P foliar, expresando que el contenido de nutrientes refleja el movimiento de los elementos del suelo a la fitomasa del cultivo.

Se observó que en los sustratos SA y SB con baja capacidad nutricional, la fertilización foliar periódica jugó un papel fundamental en el crecimiento y contenido de nutrientes de las plantas. Las plantas que crecieron en SC y SD presentaron mayores contenidos de nutrientes y se debió principalmente a la naturaleza química de los sustratos.

La concentración de N, P y K aéreo fue mayor en plantas inoculadas que en aquellas sin inocular. Este resultado es igual al obtenido por Porras Soriano *et al.* (2009). Estaún *et al.* (2003) visualizaron en muestras de hojas secas, mayores contenidos de P y K en plantas que fueron inoculadas con *Glomus intraradices*. Sin embargo, Porras Soriano *et al.* (2006) expresaron que los contenidos de N y K fueron incrementados menos que el de P en la planta.

Existen algunos trabajos que observaron disminución en la concentración de algunos nutrientes en plantas inoculadas respecto a aquellas sin inocular (Maiorano, 2003; Bati *et al.*, 2008), debido a la dilución de los nutrientes estudiados cuando el crecimiento vegetal aumentó. En el mismo sentido, Maiorano (2003) hizo referencia a que los valores de concentración que se determinan en laboratorio son relativos, ya que no se tiene en cuenta la biomasa de la planta, con lo cual los contenidos absolutos dependerán de ella, como se observa en la tabla 4. Así, los resultados de este trabajo coinciden con lo expresado por Maiorano (2003), donde los contenidos absolutos de nutrientes fueron mayores en plantas inoculadas respecto a las sin inocular.

En las tablas 3 y 4 se observa que los contenidos absolutos y relativos de N, P y K de las plantas inoculadas con GA presentaron mayores medias que GB, salvo en el SC

donde GB obtuvo mayores medias en el sustrato. Debido a esta situación en la mayoría de los nutrientes se detecta interacción entre los factores. Al respecto, Porras Soriano *et al.* (2009) afirman que para maximizar el crecimiento y nutrición del olivo, al momento de la selección de inóculos, se debe priorizar la compatibilidad de la relación hongo-planta. Sin embargo, en este trabajo se encontró que el contenido de N, P y K en las plantas se asocia a la integración hongo-planta-sustrato.

Además de lo expuesto, en los sustratos SC y SD a pesar del alto contenido de fósforo y la fertilización se observó que la inoculación permitió una toma de N, P y K más eficiente que en los tratamientos sin inocular. Estos resultados concuerdan con Alarcón & Ferrera Cerrato (2003), quienes expresaron que la concentración de N, P y K en hojas de *Citrus volkameriana* fue significativamente mayor en plantas inoculadas y fertilizadas con P.

El síntoma de clorosis férrica observado en las plantas que crecieron en el SD, fue atenuado en las plantas inoculadas con GA (Figura 12 B). Al respecto, se sabe que los hongos micorrícicos están implicados en el suministro de hierro para la planta (Andrade, 1999). Las causas podrían ser atribuidas a los ácidos orgánicos secretados por los HMA que pueden disminuir el pH o unirse como agentes quelantes, liberando el hierro precipitado como fosfato de hierro (Nahas, 1999).

En los sustratos de baja fertilidad química se observa que la cantidad de P absorbido fue significativamente mayor en las plantas inoculadas que en las sin inocular, lo que concuerda con lo obtenido por Troncoso *et al.* (2007), quienes encontraron que el mejor crecimiento de las plantas coincidió con la absorción de nutrientes, particularmente el P, en un sustrato de baja fertilidad química inoculado con *Glomus intrardices*. Las hifas micorrizales pueden influir en la actividad microbiana y dinámica de nutrientes de la hipósfera del suelo, liberando enzimas hidrolíticas para

adquirir nutrientes de fuentes orgánicas y de otros compuestos (Sylvia, 1999; Jones *et al.*, 2004) lo que probablemente aumentaría la disponibilidad de nutrientes del sustrato para la planta.

Respecto al contenido de Ca de la parte aérea se observó aquí nuevamente el efecto de las características químicas del sustrato. La Tabla 3 muestra en general que el contenido relativo del nutriente fue mayor en el SD, luego en el SC, por último en los sustratos SA seguido del SB.

El contenido relativo de Ca en la planta fue mayor en el SD respecto al SC. Existen trabajos que explican que una de las estrategias de tolerancia del olivo a la salinidad (característica del SD), se debe a la acumulación de iones Ca^{2+} en la planta y otros iones potencialmente tóxicos en las hojas viejas durante el período de estrés (Cimato *et al.*, 2010). Sin embargo el contenido absoluto de Ca fue mayor en las plantas del SC.

La inoculación con GA en general permitió obtener las mejores medias de contenido absoluto y relativo de Ca en cada sustrato. Sin embargo, la interacción en el contenido relativo se debió a que en el SA y fundamentalmente en el SC (con diferencias significativas) las plantas no inoculadas presentaron valores mayores a aquellas inoculadas con GB, mientras que en los otros sustratos se revirtió la situación. Esta situación podría explicarse por inhibición competitiva del K^+ respecto al Ca^{2+} (Maiorano, 2003), ya que el tratamiento SC-GB obtuvo el mayor porcentaje de K del ensayo.

Los contenidos relativos y absolutos de Mg en la parte aérea fueron mayores en plantas inoculadas que en las plantas SI. Resultados semejantes obtuvieron Troncoso *et al.* (2007) en plantines de olivo inoculados. Maiorano (2003) justifica los mayores tenores de Mg en plantas no micorrizadas por el efecto de dilución antes mencionado.

En el SA las plantas sin inocular obtuvieron mayores contenidos relativos de Mg respecto a las plantas inoculadas, razón de la interacción. Se observó que los hongos inoculados permitieron poner disponible el nutriente tal como lo expresaron Sylvia, (1999) y la revisión de Jones *et al.* (2004) en párrafos anteriores

La eficiencia de la asociación micorrícica puede estar más influenciada por la relación entre el hongo y el suelo, que entre el HMA y la planta (Mosse, 1972 citado en Maiorano, 2003). Pero en programas de inoculación se deben elegir hongos eficientes para el hospedero y competitivos, adaptados a amplias condiciones edafoclimáticas y de manejo (Saggin Júnior & Lovato, 1999). La inoculación con *Glomus intraradices* GA en general fue más eficiente para la variedad Arbequina, probablemente porque la cepa se adaptó mejor a las diferentes características de los sustratos evaluados.

7.2.- Infectividad de HMA en plantines de olivo creciendo en diferentes sustratos

La cuantificación de micorrizas a los tres meses posteriores a la inoculación muestra que el porcentaje de colonización radical en el SA no difirió en plantas donde se practicó la inoculación respecto a las SI (Figura 18). Según de Bustos *et al.* (2010), esto indicaría que los HMA endógenos del sustrato no perdieron la capacidad infectiva, a pesar de haber sido sometidos a procesos de desinfección. Por ello, como lo menciona Sylvia (1999) es importante tener en cuenta el inóculo potencial del sustrato en los programas de inoculación.

Algunos métodos de desinfección no eliminan completamente los propágulos de HMA, a diferencia de la esterilización (Saggin Júnior & Lovato, 1999). Una posible causa de encontrar mayor colonización en el SA desinfectado respecto a los otros, se debe a que la arena utilizada es el material principal de los suelos que caracterizan al Centro y Oeste de Catamarca, zonas donde predominan los sistemas olivícolas. Al respecto, Meddad-Hamza *et al.* (2010) expresaron en su trabajo que *Glomus*

intraradices es la especie dominante cuando la microflora natural está presente, especialmente en suelos con monocultivo de olivo. De allí que pueda explicarse la gran infección observada en SA. La turba utilizada era comercialmente estéril lo que probablemente actuó como diluyente de los propágulos endógenos en los sustratos que tenían el componente.

Otro aspecto a considerar es que inicialmente las plantas inoculadas en el SA presentaron menor colonización respecto a las no inoculadas (sin diferencias significativas). Una posible explicación podría atribuirse a que los HMA endógenos del sustrato ejercieron cierta competencia por los sitios de infección con los hongos inoculados (Andrade, 1999).

Como se observa en la figura 18, el porcentaje de colonización en los SB, SC y SD fue mayor en plantas inoculadas respecto a las no inoculadas. Los resultados obtenidos concuerdan con lo expuesto por Estaún *et al.* (2003) y Maiorano (2003), este último autor lo observó en diferentes sustratos. Sin embargo en el SB, aunque GA fue mayor, no existieron diferencias significativas entre las cepas inoculadas. En SC las plantas inoculadas con GA presentaron colonización significativamente mayor a las inoculadas con GB. Finalmente en SD, GB presentó mayor porcentaje de colonización que GA. Estos resultados muestran la especificidad infectiva que establecen los HMA con las plantas, dependiendo de las características de cada sustrato (Maiorano, 2003).

Según lo propuesto por Fracchia *et al.* (2009), en un principio los niveles de colonización son considerados altos (>30%) en todos los tratamientos, salvo en SD-SI, que es medio (>10% y <30%). Esto evidencia la alta micotrofia del olivo en las primeras etapas de vivero. Según lo expresado por Hartmann & Kester (1991) y Caballero & del Río (2008) sobre enraizamiento y fases de las plantas de olivo en vivero, se concluye que probablemente en esa instancia del ensayo las raíces del plantín aún sean poco

funcionales, por ende la micorrización juegue un papel importante en el crecimiento y desarrollo fisiológico del olivo.

En relación al porcentaje de colonización estimado al finalizar el ensayo, se observa en la Figura 19 que en todos los sustratos las plantas inoculadas presentaron mayor infectividad respecto a aquellas en donde no se practicó la inoculación. Sin embargo las diferencias sólo fueron significativas en SA y SB. Los niveles de colonización fueron medios a bajos (<10%) según Fracchia *et al.* (2009) en los sustratos fértiles químicamente, mientras que SA y SB obtuvieron nuevamente porcentajes de colonización altos.

Por todo lo expuesto, es importante destacar que las características de los sustratos condicionan el establecimiento y evolución de las micorrizas. Al respecto, González Chávez *et al.* (2000) señalaron que la colonización radical, es afectada por la composición del sustrato. La aireación, contenido de materia orgánica y disponibilidad de nutrientes sobre todo el N y P, son las principales propiedades de los sustratos que influyen sobre la colonización micorrícica en plantines (Saggin Júnior & Lovato, 1999).

Relacionando la micorrización con las propiedades de los sustratos, puede decirse que en el SA las raíces fueron más gruesas y poco ramificadas respecto a la de los otros sustratos. Probablemente esto se debió al efecto de la densidad del sustrato elevada. Al respecto, es conocido que plantas con sistemas muy ramificados son menos micotróficas que aquellas con raíces gruesas (Saggin Júnior & Lovato, 1999; Berbara *et al.*, 2006). Por otro lado Wang *et al.* (1993) citado por González Chávez *et al.* (2000), establecieron que la densidad aparente del sustrato, puede influir significativamente en el establecimiento y crecimiento de los HMA.

Según lo revisado por Berbara *et al.* (2006), en las plantas con micotrófia facultativa se ve favorecida la colonización radical en condiciones de baja

disponibilidad de nutrientes. Recientes estudios muestran que plantas que crecen en bajas condiciones de P incrementan exudación de aminoácidos, reduciendo los azúcares y ácidos carboxílicos (Jones *et al.*, 2004), lo que favorece a la micorrización. Además de lo expresado, la porosidad total, capacidad de retención de agua y capacidad de aireación fueron bajas en el sustrato pero no afectaron la colonización.

En relación al SB se observa que la colonización fue alta al tercer mes y al finalizar el ensayo. Esto es explicado de igual forma que para el SA, ya que este sustrato también presenta alta densidad del sustrato y baja fertilidad química. Sin embargo en este sustrato un componente diferencial al anterior es la presencia de turba. Los efectos de la materia orgánica sobre la formación de micorrizas son muy variables, aunque en general son sinérgicos en compuestos estabilizados como es el caso de algunas turbas ya que mejoran la capacidad de aireación del sustrato (Saggin Júnior & Lovato, 1999).

En los SC y SD donde los niveles de colonización fueron en general altos a los tres meses posteriores de iniciado el ensayo, cayeron a niveles medios-bajos al finalizar el mismo. Esto sugiere que la funcionalidad de las raíces reguló la simbiosis. Jones *et al.* (2004) expresaron que una vez colonizadas las raíces las plantas regulan mejor la micorrización a través de los exudados. Sin embargo, otra posibilidad del comportamiento observado podría explicarse por una mayor suberización en plantas de más de tres meses y que presentan un buen estado nutricional lo que podría impedir en cierta medida el ingreso de los hongos micorrízicos al córtex radical (Sylvia, 1999).

Referente a la evolución de la colonización se observa (Figura 20) que en los sustratos no inoculados la colonización radical disminuyó. Esto indicaría que los HMA endógenos serían susceptibles a los manejos a los que están expuestos en los viveros, perdiendo la capacidad de propagación. Esto es coincidente con lo encontrado por Estaún *et al.* (2009), quienes dicen que debido a la manipulación a la que están

expuestos los sustratos, especialmente en cultivos intensivos los HMA endógenos pierden la capacidad infectiva. Por esto, la inoculación de plantines en muchos casos es una oportunidad de introducir HMA persistentes en un sistema. La persistencia, definida como la capacidad de producir propágulos en determinadas condiciones, es un criterio importante en la selección del inóculo (Saggin Júnior & Lovato, 1999), es resultado de la competencia, tolerancia a factores del suelo, del ambiente y manejo.

Los sustratos con baja fertilidad química inoculados mantuvieron los niveles altos de colonización, mientras que en los sustratos fértiles químicamente, especialmente con altos contenidos de P, la colonización cayó. Esto indicaría que el contenido de nutrientes, especialmente el P de los sustratos tiene relación inversa al porcentaje de colonización, cuando la micotrofia de la planta disminuye por su edad fisiológica. Al respecto, Andrade (1999) señaló que la micorrizosfera sufre cambios cualitativos y cuantitativos con el crecimiento de la planta y sus condiciones circundantes.

Finalmente es importante tener en cuenta que no siempre hay relación estricta entre colonización radical y respuesta de crecimiento de la planta hospedante; es decir baja colonización, no implica ineficiencia (Füzy *et al.*, 2008). La eficiencia micorrícica posiblemente es afectada por las estructuras que intervienen en los procesos de intercambio (Wang *et al.*, 1993 citado en González Chávez *et al.*, 2000). Esto queda en evidencia al observar la colonización en los diferentes sustratos y la respuesta de las plantas en variables que definen supervivencia, crecimiento y estado nutricional.

7.3.- Análisis económico productivo

Los resultados económicos muestran la importancia de realizar una buena elección del sustrato en un ciclo productivo, independientemente de la incorporación de la técnica de inoculación estudiada en esta tesis.

Debido a la especificidad de las combinaciones (hongo-sustrato) estudiadas en este trabajo, sumado a la carencia de información en el tema, hacen difícil contrastar los resultados obtenidos con alguna fuente publicada.

Es importante mencionar que el uso de “mantillo” produce la degradación del suelo, frecuentemente de áreas con bosques nativos, lo que es considerado como una externalidad negativa. Sería sumamente necesario estudiar sustratos que no pongan en juego la sostenibilidad del recurso suelo.

La inoculación en sustratos químicamente fértiles es una práctica mejoradora de la calidad del plantín. No obstante, surge el interrogante: ¿Está dispuesto el mercado a pagar un precio diferencial por la calidad nutricional del plantín?

8. CONCLUSION GENERAL

Argentina se ha expandido tanto en términos de productividad como de habilitación de nuevas tierras en la producción olivarera, y Catamarca es una de las principales provincias productoras. Este panorama de crecimiento del sector olivícola es acompañado por un incremento en el número y actividad de los viveros, siendo un desafío obtener cantidad y calidad de plantines en el menor tiempo posible.

Existía información acerca del efecto positivo de la inoculación con HMA en olivo en etapa de vivero sobre las variables: supervivencia, crecimiento y nutrición. Pero no se conocía el potencial de las cepas seleccionadas en Argentina por el BGIV sobre Arbequina creciendo en diferentes sustratos (arena, arena+turba, arena+turba+suelo de monte y suelo de monte), ni su comportamiento infectivo. Esta tesis aporta información sobre el efecto e infectividad de HMA en plantines olivo en el país, del comportamiento de dichos hongos en los sustratos disponibles bajo las condiciones del Valle Central de Catamarca y del efecto de los sustratos en el crecimiento y estado nutricional de las plantas obtenidas para la venta.

La inoculación con cepas de HMA seleccionados no afectó la supervivencia de los plantines en los diferentes sustratos bajo las condiciones de manejo estudiadas. La inoculación con HMA en general aumentó el crecimiento (altura, n° de brotes acumulados y biomasa) y fue de mayor importancia cuando se utilizaron sustratos de baja fertilidad química, por lo que la primera de las hipótesis planteadas se acepta en forma parcial. La inoculación, al favorecer el crecimiento (altura) en el SB, permitió reducir de manera considerable el tiempo en que los plantines alcanzaron la altura comercial. Consecuentemente aumentó el MB y la eficiencia del tiempo productivo.

La cepa GA estimuló el crecimiento en las plantas independientemente de las características de los sustratos. No obstante GB permitió lograr los mejores resultados

cuando se utilizó el SC. Los resultados obtenidos sugieren que para llevar a cabo un plan de inoculación se debería buscar la mejor combinación planta (especie)/hongo (cepa)/sustrato (características) en una dada condición de producción, acorde al clima y patrón tecnológico adoptado.

Aunque la inoculación con HMA jugó un papel importante en el crecimiento, las propiedades de los sustratos utilizados en vivero fueron el principal condicionante del crecimiento de la planta y en especial del tiempo para alcanzar su altura comercial, influyendo directamente sobre el margen bruto diferencial y la eficiencia del tiempo productivo de cada sistema.

En general, los contenidos de N, P y K aumentaron en las plantas inoculadas mejorando su estado nutricional, siendo más importantes en SA y SB como lo postula una de las hipótesis de esta tesis. Sin embargo, el sustrato fue el principal condicionante de los contenidos medios de nutrientes en la planta.

Aceptando la segunda hipótesis de este trabajo, la infectividad de los HMA inoculados disminuyó en los sustratos químicamente fértiles (SC y SD), manteniéndose alta en los sustratos de baja fertilidad (SA y SB).

Los resultados obtenidos indican que el principal factor que deben manejar los productores viveristas para aumentar la cantidad y calidad de los plantines, en etapa post-repique es el sustrato utilizado. En este sentido, independientemente del resultado obtenido resulta indispensable buscar alternativas al uso del “mantillo” debido a la degradación producida en el recurso natural suelo.

Con este trabajo se logró conocer una de los factores que permite el acortamiento del ciclo productivo de los viveros de olivo, información interesante para los productores viveristas, porque permite disminuir los costos de mantenimiento y el tiempo de retorno de la inversión. Quedan para futuras investigaciones la evaluación de

la inoculación con HMA en otras etapas de vivero; la determinación de HMA presentes en los sustratos, su aislamiento, selección y evaluación de la inoculación; y aislar y estudiar cepas que otorguen mayor tolerancia a salinidad en plantas de olivo, entre otras cuestiones de importancia.

9. BIBLIOGRAFÍA

Abad, M. 1991. Los sustratos hortícolas y las técnicas de cultivo sin suelo. en: La horticultura Española en C.E. Ediciones de horticultura. Reus. 270-289 pp.

Abad, M; MD Martínez Herrero; PF Martínez García & J Martínez Corts. 1993. Evaluación agronómica de los sustratos de cultivo. Acta de Horticultura 11: 141-154.

Abad, M; P Noguera & S Burés. 2001. National inventory of organic wastes for use as growing media for ornamental potted plant production: case study in Spain. Bioresource Technology 77:141-154.

Acosta Durán, CM; CS Gallardo; AN Kämpf & F Carvalho Becerra. 2008. Materiales regionales utilizados en Latinoamérica para la preparación de sustratos. Investigación Agropecuaria 5:93-106.

Aguirre Medina, JF; MB Irizar Garza; A Durán Prado; OA Grajeda Cabrera; M Peña del Río ET AL. 2009. Los biofertilizantes microbianos: alternativa para la agricultura en México. Centro de Investigación Regional Pacífico Sur. INIFAP. www.pifsv.org.mx/Boletines/FolletoBiofert.pdf 24/05/11.

Alarcón, A & R Ferrera Cerrato. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. TERRA Latinoamericana 17: 179-191.

Alarcón, A & R Ferrera Cerrato. 2003. Aplicación de fósforo e inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento y estado nutricional de Citrus volkameriana. TERRA Latinoamericana 21: 91-99.

Alderete, S; C Matías; D Montalbán & P Gómez. 2007. Algo de historia. Expolivo. Ministerio de Producción y Desarrollo, Gobierno de Catamarca.

Alguacil, M; F Caravaca; R Azcón & A. Roldán. 2008. Changes in biological activity of a degraded Mediterranean soil after using microbially-treated dry olive cake as a biosolid amendment and arbuscular mycorrhizal fungi. European Journal of Soil Biology 44: 347-354.

Allison, LE; L Bernstein; CA Bower; JW Brown ET AL. 1973. Suelos salinos y sódicos. Richards, LA (ed). Departamento de Agricultura de los Estado Unidos de América. LIMUSA. México. 172 pp.

Andrade, G. 1999. Interacciones microbianas de la rizosfera. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). Soil fertility, soil biology, and plant nutrition interrelationships. Pp. 551-575. Sociedade Brasileira de Ciência do solo. Universidade Federal de Lavras. 818 pp.

Barranco, D. 2008. Variedades y patrones. En: Barranco, D; R Fernández Escobar & L Rallo (eds). El cultivo del olivo. 6^{ta} edn Pp 63-92. Coedición Junta de Andalucía-Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 847 pp.

- Barrios, E. 2007. Soil biota, ecosystem services and land productivity. *Ecological Economics* 64: 269-285.
- Bati, C; G Godino & E Santilli. 2008. Influence of arbuscular micorrhizal fungi on nutritive elements distribution in young olive plants. *Associação Portuguesa de Horticultura. VI International Symposium on Olive Growing* 92 pp.
- Benlloch, M., Marin, L., Fernandez-Escobar, R., 1994. Salt tolerance of various olive varieties. *Acta Horticulturae* 356: 215-217.
- Berbara, R; F Souza & H Fonseca. 2006. Fungos micorrízicos arbusculares: muito além da nutrição. En Feranandes, MS (ed). *Nutrição mineral de plantas*. Pp. 54-79. SBSCS, Viçosa. Sociedade brasileira de ciência do solo. 432 pp.
- BGIV (Banco de Glomeromycota In Vitro). 2010. www.BGIV.com.ar 03/03/2010.
- Bronick, CJ & R Lal. 2005. Soil structure and management: a review. *Geoderma* 124: 3-22.
- Black, CA; DD Evans; JL White ET AL. 1965. *Methods of Soil Analysis*. American Society of Agronomy. Madison, Wisconsin (USA). 562 pp.
- Blok, C & G Weber. 2008. Experience with selected physical methods to characterize the suitability of growing media for plant growth. *Acta Horticulturae* 779: 239-249.
- Bunt, AC. 1988. *Media and mixes for container-grown plants*. Unwin Hyman. London, Great Britain.
- Caballero, JM & C del Río. 2008. Métodos de Multiplicación. En: Barranco, D; R Fernández Escobar & L Rallo (eds). *El cultivo del olivo*. 6^{ta} edn Pp. 93-124. Coedición Junta de Andalucía-Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 847 pp.
- Cabrera, RI. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Rev. Chapingo-Serie Horticultura* 5: 5-11.
- Calvente, R; C Cano; N Ferrol; C Azcón-Aguilar & J Barea. 2004. Analysing natural diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in olive tree (*Olea europea* L.) plantations and assessment of the effectiveness of native fungal isolates as inoculants for comercial cultivars of olive plantlets. *Applied Soil Ecology* 26: 11-19.
- Cáseres, R; R Novello & M Robert. 2009. Análisis de la cadena de olivo en Argentina. Área estratégica de economía y sociología. Proyecto específico 2742: Economía de las cadenas agroalimentarias y agroindustriales. INTA (ed). N° 2. 101 pp. ISSN 1852-4605.
- Censo Nacional Agropecuario (CNA). 2002. Instituto Nacional de estadística y censo. [http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/\(\)/programas/economia_agraria/regionales/informes_regionales.php](http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/()/programas/economia_agraria/regionales/informes_regionales.php). 23/03/09.
- Chapman, H. & P., Pratt. 1982. *Methods of analysis for soils, plants and water*. Chapman Pub., Riverside, CA. 60-193 pp.

Chartzoulakis, KS. 2005. Salinity and olive: Growth, salt tolerance, photosynthesis and yield. *Agricultural Water Management* 78: 108-121.

Chung, P. 2005. Aspectos generales de las micorrizas. en: Hongos micorrícicos comestibles. Opción productiva aplicada a las plantaciones forestales. Aspectos generales. INFOR. 55p. www.ctpf.cl/.../doc.../94-micorrizas-definicion-chung-2005.html 04/03/10.

Cimato, A; S Castelli; M Tattini & ML Traversi. 2010. An ecophysiological analysis of salinity tolerance in olive. *Environmental and Experimental Botany* 68: 214-221.

Civantos, L. 2008. La olivicultura en el mundo y España. En: Barranco, D; R Fernández Escobar & L Rallo (eds). *El cultivo del olivo*. 6^{ta} edn Pp. 17-35. Coedición Junta de Andalucía-Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 847 pp.

COI. 2009. Huiles d'olive – Olive oils. http://www.internationaloliveoil.org/downloads/production1_ang.PDF 06/04/10.

Daleo, P; J Alberti; A Canepuccia; M Escapa; E Fanjul; ET AL. 2008. Mycorrhizal fungi determine salt-marsh plant zonation depending on nutrient supply. *Journal of Ecology* 96: 431-437.

de Bustos, ME; S Fracchia; R Berbara & A Costantini. Efecto de diferentes sustratos sobre la colonización radicular micorrícica arbuscular en plantines de olivo. 2010. XXII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. Rosario, Argentina. Soporte CD.

Dood, JC. 1999. Recent advances in understanding the role of arbuscular mycorrhizas in plant production. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). *Soil fertility, soil biology and plant nutrition interrelationships*. Parte IV: Micorrizas. Pp. 687-703. Sociedade Brasileira de ciência do solo. Universidade Federal de Lavras. 818 pp.

Estaún, V; A Camprubí & C Calvet. 2003. Nursey and field response of olive trees inoculated with two arbuscular mycorrhizal fungi, *Glomus intraradices* and *mosseae*. *Journal of American Horticultural Science* 128: 767-775.

Estaún, V; A Camprubí & C Calvet. 2009. Efectividad de la inoculación con hongos formadores de micorrizas arbusculares en el desarrollo del olivo. *Vida rural, dossier: olivar* 284: 48-51.

Fernández, A & R Cáceres. 2007. La demanda de mano de obra de los establecimientos olivícolas por perfil tecnológico. INTA, Centro regional Catamarca-La Rioja (ed). 19 pp. ISSN 1852-4605.

Fernández Escobar, R. 2008. Fertilización. Pp. 297-336 en Barranco, D; R Fernández Escobar & L Rallo (eds). *El cultivo del olivo*. 6^{ta} edn. Coedición Junta de Andalucía-Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 847 pp.

- Fracchia, S; A Aranda; A Gopar; V Silvani; L Fernandez ET AL. 2009. Mycorrhizal status of plant species in the Chaco Serrano Woodland from central Argentina. Mycorrhiza doi 10.1007/s00572-009-0231-8
- Frenot, Y; DM Bergstrom; JC Gloaguen; R Tavenard & DG Strullu. 2005. The first record of mycorrhizae on sub-Antarctic Heard Island: a preliminary examination. *Antarctic Science* 17: 205–210.
- Füzy, A; B Biró; T Tóth; U Hildebrandt & H Bothe. 2008. Drought, but not salinity, determines the apparent effectiveness of halophytes colonized by arbuscular mycorrhizal fungi. *Journal of Plant Physiology* 165: 1181-1192
- García, OC; GG Alcántar; RI Cabreara; FR Gavi & VH Volke. 2001. Evaluación de sustratos para la producción de *Epipremnum aureum* y *Spathiphyllum wallisii* cultivadas en maceta. *TERRA Latinoamericana* 19: 249-258.
- Ghida Daza, C; P Alvarado; H Castignani; J Caviglia ET AL. 2009. Indicadores económicos para la gestión de empresas agropecuarias. Bases metodológicas. INTA (ed). 39 pp. ISSN 1851-6955.
- Gómez del Campo, M; A Morales-Sillero; F Vita Serman; MC Rousseaux & PS Searles. 2010. El Olivar en los Valles áridos del Noroeste de Argentina (provincias de Catamarca, La Rioja y San Juan). *Olivae* 114:23-45.
- González Chávez, MC; R Ferrera Cerrato; A Villegas Monter & JL Oropeza. 2000. Selección de sustratos de crecimiento en microplántulas de cítricos inoculadas con *Glomus* sp. Zac-19. *TERRA Latinoamericana* 18: 369-377.
- Gucci, R & M Tattini. 1997. Salinity tolerance in olive. *Horticultural Research* 17: 177-204.
- Hartmann, HT & DE Kester. 1991. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Prentice Hall, Inc. Compañía editorial continental, SA. de C.V. México. 760 pp.
- Hart, MM; RJ Reader & JN Klironomos. 2003. Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology & Evolution* 18: 418-423.
- Helgason, T & A Fitter. 2005. The ecology and evolution of the arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologist* 19: 96-101.
- Hildebrandt, U; M Regvar & H Bothe. 2007. Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. *Phytochemistry* 68:139-146.
- InfoStat. 2008. *InfoStat versión 2008*. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.
- INTA - Aeroterra S.A. 1995. SIG Atlas de Suelos de la República Argentina. Edición en CDRom por INTA. ArgenInta - Aeroterra. ISBN 987-95542-0-5.

Janos, DP. 2007. Plant responsiveness to mycorrhizas differs from dependence upon mycorrhizas. *Mycorrhiza* 17: 75-91.

Jones, DL; A Hodge & Y Kuzyakov. 2004. Plant and mycorrhizal regulation of rhizodeposition. *Tansley review. New Phytologist* 163: 459-480.

Kaya, C; M Ashraf; O Sonmez; S Aydemir; AL Tuna ET AL. 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonisation on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Scientia Horticulturae* 12: 1-6.

Kchaou, H; A Larbi; K Gargouri; M Chaieb; F Morales & M Msallem. Assessment of tolerance to NaCl salinity of five olive cultivars, based on growth characteristics and Na⁺ and Cl⁻ exclusion mechanisms. *Scientia Horticulturae* 124: 306:315.

Koch, AM; D Croll & IR Sanders. 2006. Genetic variability in a population of arbuscular mycorrhizal fungi causes variation in plant growth. *Ecology Letters* 9:103-110.

Kohler, J; F Caravaca & A Roldán. 2010. An AM fungus and a PGPR intensify the adverse effects of salinity on the stability of rhizosphere soil aggregates of *Lactuca sativa*. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 429-434.

Lambais, MR; WF Rios Ruiz & RM Andrade. 2003. Antioxidant responses in bean (*Phaseolus vulgaris*) roots colonized by arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 160: 421-428.

Linderman, RG. 1992. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. En: Bethlenfalvay, GJ & RG Linderman (eds). *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. Pp. 45-70. Madison, ASA Special publication.

Maiorano, JA. 2003. Utilização de substratos orgânicos comerciais na obtenção de mudas micorrizadas de limoeiro 'cravo' em ambiente protegido. Dissertação apresentada ao Instituto Agronômico para obtenção do título de Mestre em Agricultura Tropical e Subtropical – Área de Concentração em Gestão de Recursos agroambientais. Campinas, Estado de São Paulo, Brasil. 63 pp.

Manoharan, PT; V Shanmugaiah; N Balasubramanian; S Gomathinayagam; MP Sharma & K Muthuchelian. 2010. Influence of AM fungi on the growth and physiological status of *Erythrina variegata* Linn. Grown under different water stress conditions. *European Journal of Soil Biology* 46: 151-156.

Martínez Farré, FX. 1992. Propuesta de metodología para la determinación de las propiedades físicas

Martínez, PF. 2002. Manejo de substratos para horticultura. Pp. 53-76 en: Furlani, AM ET AL. (eds). *Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas*. Campinas: Instituto Agronômico. (Documentos IAC, 70).

- Martínez, LB & FI Pugnaire. (2009). Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas* 18: 44-54.
- Masaguer, A. & Cruz Lopez M. 2006. Sustratos para viveros. *Viveros* 44-50 pp. http://www.horticom.com/revistasonline/revistas/viveros06/m_cruz_a_masaguer.pdf 22/05/10.
- Matías, AC; AA Toro; MS Molina; LD Montalván; P Ortiz ET AL. 2010. Variedades del Olivo cultivadas en la provincia de Catamarca y La Rioja, Argentina. Matías AC; AA Toro; MS Molina & LD Montalván (eds). INTA. Catamarca, Argentina. 70 pp.
- Matsubara, Y; I Hirano; D Sassa & K Koshikawa. 2004. Increased tolerance to fusarium wilt in mycorrhizal strawberry plants raised by capillary watering methods. *Environmental Control Biology* 42: 185-191.
- Mazzoni, LA; HG Gallo; DA Juliani; AG Baez; MA García ET AL. 2005. Regionalización socio-productiva de la provincia de Catamarca. Ministerio de producción de la provincia de Catamarca. www.produccioncatamarca.gov.ar/Publicaciones/files/220Regionalizaci%F3n%20Socio%20Productiva.pdf 20/03/09.
- McGonigle, T; M Miller; D Evans; D Fairchild & G Swan.1990. A new method which gives an objective measure of colonisation of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 115: 495-501.
- Meddad-Hamza, A; A Beddiar, A Gollotte; MC Lemoine; C Kuszala & S. Gianinazzi. 2010. Arbuscular mycorrhizal fungi improve the growth of olive trees and their resistance to transplantation stress. *African Journal of Biotechnology* 9: 1159-1167.
- Millaleo, RM; CU Montecinos; RH Rubio; AN Contreras & FB Borie. 2006. Effect of compost addition on arbuscular mycorrhizal propagules in a southern Chilean volcanic soil. *Journal Soil Science & Plant Nutrition* 6: 26-39.
- Molina, M; L Mahecha & M Medina. 2005. Importancia del manejo de hongos micorrizógenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 18: 162-175.
- Montgomery, DC. 2002. *Diseño y Análisis de Experimentos*. Limusa Wiley (ed) 2^{da} edn. México. 686 pp.
- Mosse, B. 1972. The influence of soil type and endogone strain on the growth of mycorrhizal plants in phosphate deficient soil. *Revue d'Ecologie et de Biologie du Sol, Montrouge*. 4: 529-537.
- Munkvold, L; R Kjoller; M Vestberg; S Rosendahl & I Jakobsen. 2004. High functional diversity within species of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 164: 357-364.

Nahas, E. 1999. Solubilização microbiana de fosfatos e de outros elementos. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). Soil fertility, soil biology and plant nutrition interrelationships. Parte IV: Micorrizas. Pp. 467-485. Sociedade Brasileira de ciência do solo. Universidade Federal de Lavras. 818 pp.

Nelson DW & L Sommers. 1982. Total Carbon, organic carbon and organic matter. En: Page AL ET AL. (eds). Methods of Soil Analysis. Part 2, 2nd edn Pp. 539-579. Agron. Monog 9. Am. Soc. Agronomy Soil Sci. Soc. Am., Madison, Wisconsin, EEUU.

Orloff, S; B Hanson & D Putnam. 2003. Utilizing soil-moisture monitoring to improve alfalfa and pasture irrigation management. Online. Crop Management doi:10.1094/CM-2003-0120-01-MA.

Oswall, ET & HA Ferchau. 1968. Bacterial associations of coniferous mycorrhizae. Plant Soil 28: 187-192.

Palma, M. 2005. Estructura. En: Pascale, JA (ed). Principios de edafología. 2^{da} edn Pp. 133-156. Facultad de Agronomía. Buenos Aires, Argentina. 430 pp.

Pastor, JN; O Marfa y R Savé. 1998. Influencia del tipo de sustrato en el cultivo de arbustos ornamentales en contenedor. En: JN Pastor (ed.). Tecnología de sustratos. Aplicación a la producción viverística ornamental, hortícola y forestal. Pp. 95-106. Universidad de Lleida. España.

Perica, S; S Goreta & GV Selak. 2008. Growth, biomass allocation and leaf ion concentration of seven olive (*Olea europaea* L.) cultivars under increased salinity. Scientia Horticulturae 117: 123-129.

Phillips, JM & DS Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British Mycological Society 55:157-160.

Porras Piedra, A; ML Soriano Martín; A Porras Soriano & G. Fernández Izquierdo. 2005. Influence of arbuscular mycorrhizas on the growth rate of mist-propagated olive plantlets. Spanish Journal of Agricultural Research 3: 98-105.

Porras Soriano, A; B Domenech Menor; J Castillo Rubio; ML Soriano Martín & A Porras Piedra. 2002. Influencia de las micorrizas vesículo-arbusculares en el crecimiento de estaquillas de olivo propagadas bajo nebulización. Olivae 92: 33-37.

Porras Soriano, A; I Marcilla Goldaracena; ML Soriano Martín & A Porras Soriano. 2006. Development and resistance to *Verticillium dahliae* of olive plantlets inoculated with mycorrhizal fungi during the nursery period. Journal of Agricultural Science 144: 151-157.

Porras Soriano, A; ML Soriano Martín; A Porras Piedra & R Azcón. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi increased growth, nutrient uptake and tolerance to salinity in olive trees under nursery conditions. Journal of Plant Physiology 166: 1350-1359.

- Qiang Sheng, W; X Ren Xue & Z Ying Ning. 2008. Improved soil structure and citrus growth after inoculation with three arbuscular mycorrhizal fungi under drought stress. *European Journal of Soil Biology* 44: 122-128.
- Rallo, L. 2005. Variedades de olivo en España: una aproximación cronológica. En: Rallo, L; D Barranco; J Caballero; A Del Río; A Martín; ET AL. (eds). *Variedades de olivo en España*. Pp. 15-44. Junta de Andalucía, MAPA y Mundi-Prensa. Madrid, España. 478 pp.
- Raviv, M; R Wallach; A Silber & A Bar-Tal. 2002. Substrates and their analysis. En: Savvas, D & H Passam (eds). *Hydroponic production of vegetables and ornamentals*. Embryo Publications. Pp. 25-101. Athens, Greece. 463 pp.
- Rillig, MC; NF Mardatin; EF Leifheit & PM Antunes. 2010. Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi increases soil water repellency and is sufficient to maintain water-stable soil aggregates. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 1189-1191.
- Ruano Martínez, JR. 2008. Cultivo de brizales forestales en envase. Sustrato o medio de cultivo. En: *Viveros forestales*. 2^{da} edn Pp. 121-147. Mundi-prensa libro S.A. Madrid. 289 pp.
- Rufyikiri, G; L Huysmans; J Wannijn; M Van Hees; C Leyval ET AL. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungi can decrease the uptake of uranium by subterranean clover grown at high levels of uranium in soil. *Environmental Pollution* 130: 427-436.
- Saggin Júnior, OJ & PE Lovato. 1999. Aplicação de micorrizas arbusculares na produção de mudas e plantas micropropagadas. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). *Soil fertility, soil biology and plant nutrition interrelationships. Parte IV: Micorrizas*. Pp. 725-773. Sociedade Brasileira de ciência do solo, Universidade Federal de Lavras. 818 pp.
- SAGyP - INTA. 1990. *Atlas de suelos de la Republica Argentina; provincia de Catamarca*. Tomo I. 207-247 pp. ISBN 950-432964-1.
- SAGPyA. 2004. Informe del sector olivarero: Subsector de aceite de oliva y aceituna de mesa. Dirección Nacional de Alimentos. Cadenas alimentarias-Olivo. <http://www.alimentosargentinos.gov.ar/>. 05/03/09.
- Sanders, IR; JP Clapp & A Wiemken. 1996. The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems - a key to understanding the ecology and functioning of the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 133: 123-134.
- Schoonover, WR & RH Sciaroni. 1957. The salinity problem in nurseries. Section 4 in *Calif. Agr. Exp. Sta. Man.* 23.
- Schüßler, A; D. Schwarzott & C. Walker. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105: 1413-1421.

Sieverding, E. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhizae management in tropical agrosystem. Eschborn, Federal Republic of Germany. Technical cooperation, GTZ. 371 pp.

Smith, SE & DJ Read. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. 2nd edn, Academic Press. London. 605 pp.

Solis, CR & CA Saavedra. 2005. Efecto de la micorrizas y el sustrato en el crecimiento vegetativo y nutrición de cuatro especies frutales y una forestal, en la fase de vivero, en el municipio de Restrepo-Meta, Colombia. Encuentro Nacional de la Ciencia del Suelo "Materia orgánica y microorganismos en la agricultura Colombiana. Sociedad Colombiana de la ciencia del suelo. Medellín. www.corpoica.org.co/.../EfectoDeLasMicorrizasYElSustrato.pdf 23/03/10.

Soriano Martín, ML; R Azcón; JM Barea; A Porrás Soriano; I Marcilla & A. Porrás Piedra. 2006. Reduction of the juvenile period of new olive plantations through the early application of mycorrhizal fungus. *Soil Science* 171: 52-58.

Stroosnijder, L; MI Mansinho & AM Palese. 2008. OLIVERO: The project analysing the future of olive production systems on sloping land in the Mediterranean basin. *Journal of Environmental Management* 89: 75-85.

Stürmer, S.L. 1999. Evolução, classificação e filogenia dos fungos micorrízicos arbusculares. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). *Soil fertility, soil biology and plant nutrition interrelationships. Parte IV: Micorrizas*. Pp. 797-818. Sociedade Brasileira de ciência do solo. Universidade Federal de Lavras. 818 pp.

Sylvia, DM. 1999. Fundamentals and applications of arbuscular mycorrhizae: a "biofertilizer" perspective. En: Siqueira, JO; FM Moreira; AS Lopes; LR Guilherme; V. Faquin ET AL. (eds). *Soil fertility, soil biology and plant nutrition interrelationships. Parte IV: Micorrizas*. Pp. 705-724. Sociedade Brasileira de ciência do solo, Universidade Federal de Lavras. 818 pp.

Tagarelli, S. 2008. Producción olivícola. *SAGPyA. Alimentos Argentinos* 41:14-18. http://www.alimentosargentinos.gov.ar/revista/pdf/revista_alimentos41.pdf 20/03/09.

Troncoso, A; J Liñán; CL Carretero; JL García; J Troncoso ET AL. 2007. *Acta Hort. V International Symposium on Olive Growing* 791 pp.

Valenzuela, OR; C Gallardo; M Alorda; M García & D Díaz. 2005. Características de los sustratos utilizados por los viveros forestales. *IDIA XXI: Forestales* 8: 55-57.

Valenzuela, OR. 2009. Evaluación agronómica de materiales regionales usados en la formulación de sustratos para plantas. Tesis doctoral, Universidad Nacional de Rosario. Rosario, Argentina. 130 pp.

Vence, BL. 2008. Disponibilidad de agua-aire en sustratos para plantas. *Ciencia del Suelo* 26: 105-114.

Wang, H; S Parent; A Gosselin & Y Desjardins. 1993. Vesicular arbuscular mycorrhizal on peat-based substrates enhance symbiosis establishment and growth of three micropropagated species. *Journal of American Horticultural Science* 118: 896-901.

Warncke, D. 1988. Recommended test procedure for greenhouse growth media. Pp. 34-37 en: Recommended chemical soil test procedures for the North Central Region. Bulletin 499. North Dakota Agricultural Experiment Station. Fargo, ND.

Yong Guan Z. & R.M. Miller. 2003. Carbon cycling by arbuscular mycorrhizal fungi in soil-plant systems *TRENDS in Plant Science* 8: 407-409.

Zandavalli, RB; LR Dillenburg & PV de Souza. 2004. Growth responses of *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae) to inoculation with the mycorrhizal fungus *Glomus clarum*. *Applied Soil Ecology* 25: 245-255.

10. APÉNDICE

Apéndice 1. Detalle relativo de técnicas utilizadas en el análisis de sustratos ⁽⁸⁾.

Análisis físicos

Según método europeo basado en la UNE-EN 13041 del CEN, Comité Europeo de Normalización (EN-13041) (Vence com. pers.).

Densidad del sustrato y capacidad de retención de agua

Para cada muestra se utilizaron dos cilindros superpuestos, la base del cilindro inferior se cerró con una tela de tul fino y se completaron con el material a analizar en forma manual sin compactar. Se dejaron 24 h a saturación con agua desmineralizada y posteriormente los cilindros se colocaron en la mesa de tensión a 10 hPa durante otras 24 h. El cilindro inferior se pesó en húmedo y luego se determinó el peso seco a 105°C. A partir de este procedimiento se calculó la densidad del sustrato (D_s) y la capacidad de retención de agua (CRA) del mismo con las siguientes formulas:

$$D_s(\text{kg} \cdot \text{m}^3) = \frac{M_s - T_c}{V_c} * 1000$$

Donde, (M_s): masa de la muestra seca del sustrato a 105 °C; (T_c): tara del cilindro inferior y (V_c): volumen del cilindro inferior.

$$CRA(\text{cm}^3 \cdot \text{cm}^{-3}) = \frac{M_H - M_s}{V_c}$$

Donde, (M_H): masa de la muestra húmeda del sustrato a una tensión de 10 hPa, expresada en gramos; (M_s): masa de la muestra seca del sustrato en gramos y (V_c): volumen del cilindro inferior en cm^3 . Dado que la densidad del agua es de 1 g cm^{-3} , los resultados se expresaron en $\text{cm}^3 \text{ cm}^{-3}$ (volumen de agua en un volumen de sustrato).

⁽⁸⁾ Laboratorio de sustrato y agua. Facultad de Agronomía. Universidad de Buenos Aires; Laboratorio de suelo, agua y foliar “La buena tierra”, Catamarca.

Porosidad total y contenido de aire

La porosidad total (Pt) o espacio poroso total, se determinó en forma indirecta a través del siguiente cálculo:

$$Pt(\text{cm}^3.\text{cm}^{-3}) = 1 - \frac{Ds}{Dp}$$

Donde, (Ds): densidad del sustrato en g cm⁻³ y (Dp): es la densidad de partícula, que expresa la relación entre la masa del material sólido seco y el volumen ocupado por las partículas que lo forman, excluyendo el espacio poroso entre partículas.

$$Dp(\text{g.cm}^{-3}) = \frac{1}{\frac{MO}{1,45\text{g.cm}^{-3}} + \frac{\text{cenizas}}{2,65\text{g.cm}^{-3}}}$$

El contenido de aire (CA) o capacidad de aireación, es una estimación del volumen de aire del sustrato a una tensión de referencia, para el trabajo se usó una igual a 10 hPa. Se obtuvo de la diferencia entre la porosidad total (Pt) y la capacidad de retención de agua (CRA), ambos valores expresados en cm³ cm⁻³.

$$CA(\text{cm}^3.\text{cm}^{-3}) = Pt - CRA$$

Análisis químicos y físico-químicos

Materia orgánica total y ceniza

Para su determinación las muestras se secaron a 105°C y fueron colocadas en crisoles de porcelana para su calcinación (Valenzuela, 2009). Se pesaron y llevaron a un horno mufla durante 4 h a 500°C. Los porcentajes de materia orgánica total (MO) y ceniza se calcularon usando las unidades en gramos, llevando luego las variables a la unidad g kg⁻¹.

$$MO(\text{g.g}^{-1}) = \frac{M_s - M_c}{M_s - T}$$

Donde, (Ms): masa de la muestra seca antes de ser muflada, incluido el recipiente; (Mc): la masa de cenizas obtenida luego de que la muestra es extraída de la mufla incluido el recipiente y (T): tara del recipiente.

$$Cenizas(g.g^{-1}) = 1 - MO$$

Carbono orgánico oxidable (Walkley & Black)

Las muestras se oxidaron parcialmente con una solución de dicromato de potasio en medio ácido. El exceso de dicromato se valoró mediante volumetría redox con una solución ferrosa (Nelson & Sommers, 1982).

pH

Se determinó sobre una suspensión, la misma se preparó con material de análisis (tamizada por 2 mm) y agua destilada en relación 1:2,5, luego se midió la variable con un peachímetro a 25 °C (Black, 1965).

Salinidad

Se extrajo el extracto de saturación de cada muestra y la salinidad se determinó a partir de la medición de la conductividad eléctrica (CE) a 25 °C, con un conductímetro en $dS\ m^{-1}$ (Allison *et al.*, 1973).

Nutrientes

Se determinaron cationes solubles en agua sobre el extracto de saturación: potasio (K) y sodio (Na) con el procedimiento del fotómetro de llama; calcio (Ca) y magnesio (Mg) por titulación con EDTA (Chapman & Pratt, 1982).

El nitrógeno total (N) se determinó con el método micro Kjeldhal y fósforo extractable (P) por el método Olsen ((Black, 1965).

Apéndice 2. Características de los fertilizantes comerciales utilizados.

Nombre comercial	Presentación	N %	P % (P ₂ O ₅)	K % (K ₂ O)	S % (SO ₃)	Mg % (MgO)	B (ppm)	Cu (ppm)	Fe (ppm)	Mn (ppm)	Mo (ppm)
NITROFOSKA FOLIAR®	polvo soluble	25	10	17,5	-	1,57	150	50	400	300	5
HAKAPHOS VERDE®	granulado	15	4,5	12,5	12,6	1,2	trazas				

Apéndice 3. Cuadro de ANVA para la variable supervivencia.**Análisis de la varianza**

Variable	N	CV
Supervivencia	72	11,95

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,15	11	0,01	1,00	0,4573
Sustrato	0,04	3	0,01	1,00	0,3992
Inoculación	0,03	2	0,01	1,00	0,3739
Sus*Ino	0,08	6	0,01	1,00	0,4338
Error	0,83	60	0,01		
Total	0,99	71			

Apéndice 4. Valores de probabilidad en los factores de efectos fijos y su interacción, en variables indicadoras de crecimiento en platas de olivo. Análisis factorial univariado para los 12 meses del ensayo.

Fuente de variación	Altura (cm)	Diámetro 1/2 (mm)	Diámetro 1cm (mm)	Nº de hojas	Nº de brotes acumulados
Inicio					
Sustrato	0,7941	0,9439	0,8934	0,1734	-
Inoculación	0,0912	0,6436	0,9018	0,9504	-
Sus * Ino	0,4227	0,2683	0,6665	0,9809	-
1^{er} Mes					
Sustrato	0,8564	0,9639	0,8934	0,1734	-
Inoculación	0,1058	0,6446	0,9018	0,9504	-
Sus * Ino	0,3554	0,2881	0,6665	0,9809	-
2^{do} Mes					
Sustrato	0,9454	0,9025	0,0854	0,1349	-
Inoculación	0,1562	0,6436	0,4542	0,8596	-
Sus * Ino	0,3913	0,2883	0,407	0,937	-
3^{er} Mes					
Sustrato	0,8008	0,4009	0,069	0,2098	0,0654
Inoculación	0,1269	0,2382	0,8197	0,5762	0,9564
Sus * Ino	0,3793	0,219	0,6181	0,8188	0,8236

4º Mes					
Sustrato	<0,0001	0,0191	0,0002	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,1481	0,1492	0,9083	0,5627	0,4653
Sus * Ino	0,6353	0,2469	0,6504	0,1465	0,0956
5º Mes					
Sustrato	<0,0001	0,0003	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,3538	0,2433	0,7742	0,9752	0,5236
Sus * Ino	0,6318	0,8404	0,819	0,0277	0,2356
6º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,3662	0,5769	0,5192	0,9558	0,6382
Sus * Ino	0,1231	0,9627	0,7385	0,2116	0,1614
7º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,1637	0,5247	0,0928	0,6853	0,2341
Sus * Ino	0,0902	0,0865	0,6659	0,0743	0,3671
8º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,2614	0,1791	0,8324	0,9558	0,0579
Sus * Ino	0,2856	0,3555	0,9758	0,1758	0,2359
9º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,0340	0,3148	0,916	0,6874	0,6156
Sus * Ino	0,5116	0,6402	0,9643	0,2974	0,9785
10º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,0102	0,3747	0,4928	0,2686	0,0278
Sus * Ino	0,3942	0,4322	0,8141	0,5362	0,7254
11º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,0076	0,7297	0,0077	0,2251	0,5012
Sus * Ino	0,1011	0,2002	0,7604	0,328	0,3114
12º Mes					
Sustrato	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001	<0,0001
Inoculación	0,0002	0,2459	0,3707	0,0954	0,0125
Sus * Ino	0,0184	0,0875	0,8481	0,2613	0,0558

Sus * Ino = interacción sustrato x inoculación con HMA.

- Mes sin datos.

Apéndice 5. Cuadro de comparaciones de medias en el factor sustrato para la variable altura de plantas, en los diferentes meses del ensayo donde se detectan diferencias en el factor.

4° mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 1,5175 gl: 59

Sustratos	Medias	n	
SA	17,09	17	A
SB	17,93	18	A
SD	20,14	18	C
SC	21,13	18	D

Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)

5° mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 5,6472 gl: 59

Sustratos	Medias	n	
SA	19,30	17	A
SB	19,38	18	A
SD	26,01	18	B
SC	31,27	18	C

Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)

6° mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 15,0429 gl: 59

Sustratos	Medias	n	
SB	21,32	18	A
SA	26,86	17	B
SD	36,64	18	C
SC	42,17	18	D

Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)

7° mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 26,3082 gl: 59

Sustratos	Medias	n	
SB	27,35	18	A
SA	38,72	17	B
SD	49,89	18	C
SC	55,97	18	D

Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)

8º mes del ensayo**Test:LSD Fisher Alfa=0,05**

Error: 33,6563 gl: 59

Sustratos	Medias	n			
SB	34,08	18	A		
SA	50,63	17		B	
SD	68,76	18			C
SC	75,44	18			D

*Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)***9º mes del ensayo****Test:SNK Alfa=0,05**

Error: 36,6179 gl: 59

Sustratos	Medias	n			
SB	40,00	18	A		
SA	58,72	17		B	
SD	80,67	18			C
SC	88,53	18			D

*Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)***10º mes del ensayo****Test:SNK Alfa=0,05**

Error: 80,3321 gl: 59

Sustratos	Medias	n			
SB	53,14	18	A		
SA	76,28	17		B	
SD	96,27	18			C
SC	110,44	18			D

*Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)***11º mes del ensayo****Test:SNK Alfa=0,05**

Error: 92,8206 gl: 59

Sustratos	Medias	n			
SB	61,64	18	A		
SA	90,57	17		B	
SD	110,19	18			C
SC	124,39	18			D

Letras distintas indican diferencias significativas(p<= 0,05)

Apéndice 6. Cuadro de comparaciones de medias en el factor inoculación para la variable altura de plantas, en los diferentes meses donde se detectan diferencias en el factor.

9º mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 36,6179 gl: 59

HMA	Medias	n		
SG	64,31	24	A	
GB	66,75	24	A	B
GA	69,88	23		B

Letras distintas indican diferencias significativas($p \leq 0,05$)

10º mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 80,3321 gl: 59

HMA	Medias	n		
SG	80,52	24	A	
GB	84,04	24	A	B
GA	87,53	23		B

Letras distintas indican diferencias significativas($p \leq 0,05$)

11º mes del ensayo

Test:SNK Alfa=0,05

Error: 92,8206 gl: 59

HMA	Medias	n		
SG	92,89	24	A	
GB	95,40	24	A	
GA	101,81	23		B

Letras distintas indican diferencias significativas($p \leq 0,05$)

Apéndice 7. Análisis de la Varianza, cuadro de ANVA para las variables biomasa aérea y radical

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
B.aérea	71	0,94	0,93	10,46

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2228,56	11	202,60	81,30	<0,0001
Sustrato	1946,22	3	648,74	260,32	<0,0001
Inoculación	84,42	2	42,21	16,94	<0,0001
Sus*Ino	187,79	6	31,30	12,56	<0,0001
Error	147,03	59	2,49		
Total	2375,59	70			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
B.radical	71	0,71	0,65	14,93

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	43,04	11	3,91	12,96	<0,0001
Sustrato	27,82	3	9,27	30,73	<0,0001
Inoculación	9,77	2	4,88	16,18	<0,0001
Sus*Ino	4,91	6	0,82	2,71	0,0215
Error	17,80	59	0,30		
Total	60,84	70			

Apéndice 8. Cuadro de ANVA para variables relacionadas al contenido de nutriente

relativo (%): N, P, K, Ca y Mg.

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
N(%)	36	0,97	0,96	5,86

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	6,99	11	0,64	71,16	<0,0001
Sustrato	4,42	3	1,47	165,13	<0,0001
Inoculación	1,57	2	0,78	87,73	<0,0001
Sus*Ino	1,00	6	0,17	18,65	<0,0001
Error	0,21	24	0,01		
Total	7,20	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
P(%)	36	0,91	0,87	10,58

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,30	11	0,03	22,14	<0,0001
Sustrato	0,15	3	0,05	40,58	<0,0001
Inoculación	0,08	2	0,04	31,25	<0,0001
Sus*Ino	0,07	6	0,01	9,88	<0,0001
Error	0,03	24	1,2E-03		
Total	0,33	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
K(%)	36	0,89	0,83	5,62

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,85	11	0,08	16,87	<0,0001
Sustrato	0,52	3	0,17	37,41	<0,0001
Inoculación	0,20	2	0,10	21,42	<0,0001
Sus*Ino	0,14	6	0,02	5,08	0,0017
Error	0,11	24	4,6E-03		
Total	0,96	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Ca(%)	36	0,95	0,92	5,08

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1,65	11	0,15	38,70	<0,0001
Sustrato	1,43	3	0,48	123,46	<0,0001
Inoculación	0,10	2	0,05	13,32	0,0001
Sus*Ino	0,11	6	0,02	4,78	0,0024
Error	0,09	24	3,9E-03		
Total	1,74	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Mg(%)	36	0,83	0,76	18,92

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,29	11	0,03	10,93	<0,0001
Sustrato	0,07	3	0,02	8,98	0,0004
Inoculación	0,10	2	0,05	19,74	<0,0001
Sus*Ino	0,13	6	0,02	8,96	<0,0001
Error	0,06	24	2,4E-03		
Total	0,35	35			

Apéndice 9. Cuadro de ANVA para variables relacionadas al contenido de nutriente

absoluto (mg planta⁻¹): N, P, K, Ca y Mg.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
N	36	1,00	1,00	3,81

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	85073,8	11	7734,0	772,10	<0,0001
Inoculación	9152,5	2	4576,3	456,86	<0,0001
Sustrato	65147,9	3	21716,0	2167,96	<0,0001
Sus*Ino	10773,4	6	1795,6	179,26	<0,0001
Error	240,4	24	10,0		
Total	85314,2	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
P	36	0,95	0,93	16,74

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	4194,1	11	381,3	45,71	<0,0001
Inoculación	367,0	2	183,5	22,00	<0,0001
Sustrato	3073,0	3	1024,3	122,80	<0,0001
Sus*Ino	754,1	6	125,7	15,07	<0,0001
Error	200,2	24	8,3		
Total	4394,3	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
K	36	0,99	0,99	5,09

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	29278,7	11	2661,7	289,30	<0,0001
Inoculación	2266,1	2	1133,1	123,16	<0,0001
Sustrato	23934,1	3	7978,0	867,14	<0,0001
Sus*Ino	3078,4	6	513,1	55,77	<0,0001
Error	220,8	24	9,2		
Total	29499,5	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Ca	36	1,00	0,99	3,66

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	30635,8	11	2785,1	560,68	<0,0001
Inoculación	1605,3	2	802,7	161,59	<0,0001
Sustrato	2796,31	3	9321,0	1876,47	<0,0001
Sus*Ino	1067,4	6	177,9	35,81	<0,0001
Error	119,2	24	5,0		
Total	30755,0	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Mg	36	0,97	0,96	12,06

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1997,5	11	181,6	72,56	<0,0001
Inoculación	285,4	2	142,7	57,02	<0,0001
Sustrato	1366,3	3	455,4	181,99	<0,0001
Sus*Ino	345,8	6	57,6	23,03	<0,0001
Error	60,1	24	2,5		
Total	2057,6	35			

Apéndice 10. Cuadros de ANVA para la variable % de colonización estimados a los 3 y 12 meses posteriores a la inoculación.

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
% de Colo(3)	36	0,79	0,70	18,09

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	8141,00	11	740,09	8,42	<0,0001
Sustrato	4138,11	3	1379,37	15,69	<0,0001
Inoculación	1471,17	2	735,58	8,37	0,0018
Sus*Ino	2531,72	6	421,95	4,80	0,0024
Error	2110,00	24	87,92		
Total	10251,00	35			

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
% de colo(12)	36	0,91	0,87	29,09

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	23514,40	11	2137,67	23,22	<0,0001
Sustrato	19599,58	3	6533,19	70,95	<0,0001
Inoculación	2489,29	2	1244,65	13,52	0,0001
Sustrato*Ino	1425,53	6	237,59	2,58	0,0451
Error	2209,89	24	92,08		
Total	25724,29	35			