

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE VALPARAÍSO
FACULTAD DE AGRONOMÍA

ÁREA DE FRUTICULTURA

TALLER DE LICENCIATURA

**EFFECTO DEL HONGO MICORRIZA (*Glomus intraradices* Schenk & Smith)
EN EL CRECIMIENTO DEL PORTAINJERTO MEXÍCOLA (*Persea
americana* Mili) CULTIVADO BAJO CINCO TRATAMIENTOS
DE FERTILIZACIÓN.**

CLAUDIO ANDRÉS HERNÁNDEZ ARTAZA

QUILLOTA CHILE
2001

ÍNDICE DE MATERIAS

1. INTRODUCCIÓN
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA
- 2.1. MICORRIZAS VESICULARES-ARBUSCULARES (MVA)
- 2.2. MORFOLOGÍA EXTERNA
- 2.3. MORFOLOGÍA INTERNA
- 2.3.1. ARBÚSCULOS
- 2.3.2. VESÍCULAS
- 2.4. INFECCIÓN
- 2.4.1. EFECTO DEL AMBIENTE EN LA INFECCIÓN
- 2.5. ESTÍMULO DEL CRECIMIENTO
- 2.5.1. EFECTO CON EL RESTO DE LOS NUTRIENTES
- 2.5.2. EFECTO EN EL NIVEL HORMONAL DE LA PLANTA
- 2.5.3. EFECTO CON OTROS MICROORGANISMOS
- 2.6. APLICACIÓN DE HONGOS MICORRIZA EN LA FRUTICULTURA
- 2.7. APLICACIÓN DE HONGOS MICORRIZA EN SUELOS FUMIGADOS
- 2.8. ESTADO ACTUAL DE LA PRODUCCIÓN DE INOCULO DE MICORRIZA Y LAS TÉCNICAS DE INOCULACIÓN
- 2.9. HONGO MICORRIZA VESICULAR - ARBUSCULAR A EVALUAR
- 2.9.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA
- 2.9.2. ESPORAS
- 2.9.3. HIFAS
- 2.9.4. GERMINACIÓN
- 2.9.5. ESTRUCTURAS MICORRÍTICAS
- 2.10. PROPAGACIÓN DEL PALTO (*Persea americana* Mili)
- 2.10.1. OBTENCIÓN DE LA SEMILLA
- 2.10.1.1. ALMACENAJE Y TRATAMIENTO DE LA SEMILLA
- 2.10.2. SUELO
- 2.10.2.1. SALINIDAD Y pH

- 2.10.2.2. DESINFECCIÓN
- 3. MATERIALES Y MÉTODO
 - 3.1. UBICACIÓN DEL ENSAYO
 - 3.2. MATERIAL VEGETAL
 - 3.3. INOCULO
 - 3.4. FERTILIZANTES
 - 3.5. OTROS MATERIALES
 - 3.6. DISPOSICIÓN DE LOS TRATAMIENTOS
 - 3.7. VARIABLES EVALUADAS
 - 3.8. ANÁLISIS ESTADÍSTICO
- 4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS
 - 4.1. ALTURA DE LAS PLANTAS
 - 4.2. DIÁMETRO DEL TALLO
 - 4.3. NÚMERO DE HOJAS
 - 4.4. MATERIA SECA AÉREA Y RADICULAR
 - 4.5. COLONIZACIÓN MICORRÍTICA
- 5. CONCLUSIONES
- 6. RESUMEN
- 7. LITERATURA CITADA

1. INTRODUCCIÓN

El palto (*Persea americana* Mill.) es una especie frutal subtropical originaria de América Central y de gran interés comercial a nivel mundial. Chile tiene un rol importante en el comercio internacional de esta especie al ocupar el tercer lugar en superficie plantada de los países productores de palta. Según ODEPA (2000), existen actualmente 18330 hectáreas plantadas en Chile. Si se considera que en 1990 habían 7665 hectáreas plantadas, el cultivo ha crecido en 10 años casi un 150% en superficie, siendo la variedad Hass la más plantada (70% de la superficie total) debido a que es la más apetecida en el mercado nacional e internacional.

Actualmente en el país existe un gran interés por las plantaciones de paltos, dado que es un cultivo relativamente fácil de manejar y que, por ahora, otorga a los productores una buena rentabilidad. Este interés ha implicado el surgimiento de muchos viveros que producen plantas de palto, algunos de muy buen manejo y otros bastante regulares que producen plantas de una calidad inferior.

Por otro lado, la agricultura moderna a nivel mundial exige un menor uso de agroquímicos por todos los riesgos que acarrea su uso para las personas, animales y medio ambiente (CALVET *et al.*, 1999).

Por todas estas razones, se hace necesario incorporar nuevas tecnologías a los sistemas productivos de manera de minimizar el uso de productos químicos y aumentar el uso de las herramientas naturales disponibles para así lograr una producción más orgánica igual de eficiente que la tradicionalmente usada.

Una alternativa a la fertilización inorgánica de los viveros, en general, es el uso de hongos micorrízicos vesiculares-arbusculares (MVA), por lo que la aplicación de estos hongos tiene un gran potencial en aquellos suelos en donde ellos están ausentes, como los suelos fumigados que se usan en los viveros (PALAZZO *et al.*, 1992, citado por SOUZA *et al.*, 1996).

Los hongos micorriza están frecuentemente ausentes en raíces de plantas de palto cultivados en sustratos fumigados o esterilizados en los viveros (MENGE *et al.*, 1977).

GERDEMANN (1968) menciona que es más fácil de listar a las familias de plantas en las que no se conoce asociación que una lista de familias en las que se ha encontrado la asociación con micorrizas; por lo tanto, el uso de estos hongos en los viveros resultaría interesante.

En Chile, recién se está empezando a estudiar el uso comercial de las micorrizas en los viveros, aunque se sabe hace mucho tiempo de los beneficios de esta relación con las plantas. Principalmente está el de aumentar el volumen de suelo explorado por las raíces con la consiguiente captación "extra" de nutrientes, que las raíces por sí solas no los habrían absorbido (GERDEMANN, 1968).

Numerosos son los beneficios que pueden dar las micorrizas al vivero, principalmente disminuir o eliminar el uso de fertilización inorgánica y disminuir las situaciones de estrés, como falta de agua, salinidad, enfermedades, etc.

El principal problema en el uso de las micorrizas es su alta especificidad con las plantas, es decir, una especie de hongo interactúa sólo con un género o especie vegetal, por lo tanto, es necesario encontrar el hongo preciso para la planta que se desea inocular. Una vez encontrado el hongo útil e incorporado al vivero, es posible cambiar radicalmente la manera de cultivar las plantas del vivero, pasando de una fertilización inorgánica y aplicación de fungicidas, a un cultivo prácticamente orgánico en donde las micorrizas mejoran el crecimiento de las plantas y posiblemente posean un efecto de control biológico frente a las enfermedades.

Los objetivos específicos del ensayo son los siguientes:

- Determinar si el hongo *Glomus intraradices* Schenck & Smith es capaz de formar micorrizas en las raíces de plantas de palto Mexícola (*Persea americana* Mill) procedentes de semillas.
- Determinar el efecto del hongo micorriza en la tasa de crecimiento de las plantas de palto.
- Determinar el efecto del hongo micorriza en el balance nutricional final de las plantas de palto.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA 2.1.

Micorrizas vesiculares-arbusculares (MVA)

Una región de intensa actividad microbiana existe en el suelo circundante a la raíz de la planta. Un gran número de saprofitos que habitan la rizósfera actúan recíprocamente con la planta, y los organismos parasitarios más especializados infectan las raíces vivientes y las utilizan como una fuente de alimento. Por lo tanto, la mayoría de las plantas que crecen bajo condiciones naturales son organismos duales en que el órgano, a través del que ellas absorben agua y nutrientes, consiste en la raíz más el tejido del hongo. Estos "hongo - raíces" se llaman micorrizas (GERDEMANN, 1968).

La micorriza es una asociación mutualista que se establece entre la raíz de la planta superior y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, ya que el 95% de las especies vegetales la establecen de forma natural en hábitats muy diversos (CALVET *et al.*, 1999).

CALVET *et al.* (1999) mencionan que el mutualismo supone una relación beneficiosa para ambos simbiosistas: el hongo suministra a la planta nutrientes minerales y agua que extrae del suelo, a través de su red externa de hifas, mientras que la planta proporciona al hongo carbohidratos producidos por la fotosíntesis.

AZCÓN-AGUILAR, *et al.* (1999) indican que el hongo coloniza biotróficamente la corteza de la raíz, sin causar daño a la planta, llegando a ser fisiológica y morfológicamente, parte integrante de dicho órgano.

GERDEMANN (1968) clasifica los hongos micorriza en ectotróficos, en los que el hongo permanece compacto en la superficie de la raíz y las hifas penetran intercelularmente en la corteza; ectoendotróficos, similares a los del tipo ectotróficos pero con hifas que penetran tanto intercelularmente como intracelularmente; y

endotróficos, que poseen una red suelta de hifas en el suelo que rodea la raíz y un crecimiento extenso de hifas dentro de la corteza del tejido radical. Las micorrizas endotróficas son divididas en dos grupos distintos: 1) aquellas producidas por hongos septados, y 2) aquellas producidas por hongos no septados, llamadas comúnmente ficomicetes o micorrizas vesicular-arbuscular (MVA).

Los hongos MVA son un importante grupo de microorganismos del suelo que contribuyen sustancialmente al establecimiento, productividad, y longevidad de ecosistemas, tanto artificiales como naturales (WILCOX, 1996).

Las MVA predominan en ecosistemas donde la mineralización de materia orgánica es lo suficientemente rápida para evitar su acumulación (WILCOX, 1996).

Las MVA son abundantes bajo cualquier rango de fertilidad del suelo, aunque el grado de colonización micorrítica aumenta cuando la fertilidad declina (WILCOX, 1996).

MOSSE (1973) indica que el estudio de las MVA se está expandiendo rápidamente con cientos de publicaciones, pero aún son pocas considerando que las MVA son probablemente las más típicas ¡nfectadoras de plantas.

2.2 Morfología externa

Las MVA están rodeadas por una red de hifas suelta y extensa que puede extenderse en el suelo hasta 100 cm. Las hifas crecen íntimamente a lo largo de la superficie de la raíz adherida a la epidermis. Sin embargo, ellas nunca son lo suficientemente abundantes para formar un manto fúngico comparable a las micorrizas ectotróficas. Las hifas externas son dimórficas y están compuestas de una tosca, irregular y gruesa pared. Las hifas no septadas de ramas laterales poseen una pared más delgada. Las ramas laterales son de corta vida y vuelven a septarse cuando ellas mueren. Las hifas del suelo son capaces de producir

vesículas y esporas de gruesa pared (GERDEMANN, 1968). Así, por ejemplo, MOSSE (1973) observó en soya de 2.6 a 21.1 puntos de entrada por milímetro de raíz de 0.4 mm de diámetro.

La infección de MVA produce una muy pequeña o ninguna modificación en la morfología externa de la raíz. En algunas especies como maíz, arveja, cebolla, tomate, o varias solanáceas, las micorrizas pueden ser reconocidas por su color amarillo luminoso que contrasta grandemente con las raíces micorrizadas blancas. Este color desaparece rápidamente en exposición a la luz; sin embargo, no es aparente en especies con raíces gruesas o suberizadas. En algunas especies, las raíces micorrizadas pueden ser más gruesas, quebradizas, torcidas y ramificadas, pero estas diferencias normalmente son de menor valor al diferenciar raíces infectadas de las no infectadas. Una falta o una reducción del número de pelos radicales también se han atribuido a la infección por MVA. Otros investigadores no encontraron, sin embargo, relación alguna entre la ausencia de pelos radicales e infección (GERDEMANN, 1968).

2.3. Morfología interna

Las hifas penetran las células epidermales de raíces jóvenes detrás de la región meristemática. La penetración de pelos radicales es común en algunas especies de huésped. Luego, la hifa puede crecer por completo intracelularmente o ser principalmente intercelular, lo cual es posible que dependa de la especie hospedera. Las hifas son sumamente variables en tamaño e irregulares en forma; las anastomosis (rollos complejos), y las vueltas cerradas ocurren entre y dentro de las células. Las hifas son no septadas cuando ellas están creciendo activamente; sin embargo, los septos se forman cuando las condiciones de crecimiento se ponen desfavorables y el hongo está muriendo (GERDEMANN, 1968).

GERDEMANN (1968) dice que el hongo crece a lo largo de la corteza, pero no invade la endodermis ni infecta células que contienen cloroplastos.

Brevemente después de la infección, el hongo forma arbuscúlos dentro de las células corticales (GERDEMANN, 1968).

2.3.1 Arbúsculos

Los arbuscúlos pueden ser un tipo de haustorio. Ellos son normalmente terminales, pero en algunos huéspedes se forman lateralmente en hifas (GERDEMANN, 1968).

Usualmente son encontrados en la corteza interna; son formados a partir de una hifa penetrante que invagina la plasmalema del hospedero y repetidamente forma una estructura de tipo arbustiva con ramas progresivamente más gruesas (WILCOX, 1996).

Las últimas ramas tienen menos de **1u** de diámetro y son difíciles de ver con el microscopio de luz. Las ramas se desintegran rápidamente y, en general, se asume que ellas son digeridas por el huésped. La desintegración empieza por las puntas y continúa hasta solamente el tronco. Cuando ellas se destruyen, se suelta aceite en las células del huésped; y el arbuscúlo digerido forma una masa granular e irregular (GERDEMANN, 1968).

Ciertos cambios tienen lugar en el contenido de células en el que se forma el arbuscúlo. El almidón desaparece y los núcleos se agrandan considerablemente. El núcleo puede volverse más de dos veces su tamaño normal en algunos huéspedes, y también puede dividirse (GERDEMANN, 1968).

COX Y TINKER (1976), citados por WILCOX (1976), encontraron un aumento de por lo menos tres veces el largo total de la plasmalema.

El aumento del volumen celular y el largo de la plasmalema es acompañado por un aumento de los organelos celulares, ribosomas libres, retículo endoplasmático, y volumen nuclear (COX Y SANDERS, 1974).

WILCOX (1996) indica que los núcleos agrandados decondensan su cromatina, sugiriendo modificaciones en la expresión genética, durante el establecimiento de la simbiosis micorrítica.

El arbúsculo también muestra un comparable aumento de la actividad metabólica. El citoplasma contiene numerosos núcleos, mitocondrias, partículas de glicógeno, glóbulos de lípidos, abundantes cuerpos polivesiculares, y numerosas vacuolas conteniendo granulos densos de electrones (WILCOX, 1996).

CALVET *et al.*, (1999) agregan que en la interfase hongo - planta (arbúsculos) tiene lugar la transferencia bidireccional de nutrientes.

2.3.2 Vesículas

Las vesículas son normalmente ovaladas, terminales y estructuras esféricas que contienen gotas de un aceite amarillento. Ellas son íter o intracelulares, dependiendo de la especie del huésped (GERDEMANN, 1968).

Las vesículas funcionan como órganos de alimentación y almacenamiento; además, también ellas pueden formar clamidosporas de gruesa pared asumiendo una función reproductora (GERDEMANN, 1968).

Las vesículas pueden ser tan abundantes en la corteza más vieja que la raíz se tuerce y el tejido cortical se destruye parcialmente (GERDEMANN, 1968).

2.4 Infección

Los hongos micorriza están comúnmente asociados con árboles de palto en el huerto, pero sólo últimamente ha sido demostrado que las micorrizas mejoran el crecimiento de las plantas de palto (MENGE *et al.*, 1980).

Estos hongos son extremadamente comunes y bajo condiciones normales ellos están presentes en cualquier lugar donde se cultiven paltos (MENGE *et al.*, 1977).

Una distinción es comúnmente hecha entre la infección primaria y secundaria de las MVA. Las infecciones primarias son aquellas producidas por inoculos nativos del suelo como esporas, vesículas, o fragmentos de raíces colonizados. La infección secundaria es a partir de hifas extramatriciales conectadas a una infección activa de una MVA en el mismo sistema radicular o en los sistemas vecinos (WILCOX, 1996).

WILCOX (1996) indica que la infección primaria involucra interacciones en la rizósfera entre el hongo, huésped, suelo, clima y otros microorganismos. Sumando a las dificultades de observación están la opacidad del suelo, la mezcla de poblaciones de MVA, y los cambios estacionales en la disponibilidad de inoculo.

Una vez alcanzada la superficie de la raíz, el hongo percibe un elevado estímulo químico, suficiente para provocar un cambio local en su patrón de crecimiento original que es ramificado con muchas dominancias apicales a uno nuevo, un patrón irregularmente septado con un reducido espacio interhifal (GIOVANETTI *et al.*, 1993).

WILCOX (1996) menciona que estos cambios facilitan la búsqueda de lugares adecuados para la adhesión y formación del apresorio.

El apresorio es reconocible por su forma globosa y la infección hifal parte de él (WILCOX, 1996). Es capaz de penetrar entre las células epidémicas o a través de los pelos radicales (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

El tiempo que transcurre desde la formación del apresorio hasta que comienza la interacción con la planta hospedera es relativamente corto, requiriendo menos de 36 horas para ello (WILCOX, 1996).

Esta hifa infectante penetra la pared radial de las células epidémicas y son inmediatamente rodeadas por sustancias electrón - densas y por una engrosada pared del huésped (CARRIOCK *et al*, 1989).

La raíz puede desplegar reacciones de defensa débiles, pero estas son rápidamente vencidas. Es aparente que las interacciones entre el huésped y la pared del hongo debe estar determinada por los genomas de ambos simbiosis (GIANINAZZI - PEARSON *etal.*, 1993).

La penetración del hongo en las capas más periféricas de la raíz es mayormente intercelular y más rápida en aquellas raíces con espacios intercelulares interconectados. En raíces sin estos canales, las hifas se esparcen intracelularmente y más lentamente, produciendo una preponderancia de hifas enrolladas en las células más corticales. En muchas herbáceas perennes, la corteza periférica posee una exodermis con bandas de Caspari y lámelas suberizadas. La exodermis es comúnmente dimórfica, compuesta por largas células suberizadas alternadas y células cortas no suberizadas a través de las cuales el hongo penetra a la corteza más profunda (WILCOX, 1996).

MENGE (1980), en su ensayo con paltos, utiliza la tinción de fragmentos de raíz con azul de tripano para comprobar la micorrización de ellas. Con esta tinción, se obtiene un porcentaje de colonización micorrítica (CM) de acuerdo al número de fragmentos de raíces que resulten micorrizados. La CM una vez que supera el 50 o 60% se considera alta, esto quiere decir que en los casos que la CM es superior a estos valores las plantas se pueden considerar como bien micorrizadas (HERNÁNDEZ - DORREGO, 2001)*

" HERNÁNDEZ - DORREGO, A. Ing. Agr. Ph. D. 2001. Agronutrientes especiales España. Comunicación personal.

2.4.1. Efecto del ambiente en la infección

La intensidad de la luz y la disponibilidad de nutrientes influyen la presencia de MVA (GERDEMANN, 1968).

SOUZA *et al.*, (1996) indican que la supervivencia y la efectividad de las micorrizas VA han sido estudiadas en una amplia gama de sustratos. El pH, el nivel nutricional y el contenido en materia orgánica son los factores determinantes de aquellas.

GERDEMANN (1968), encuentra que un alto balance de nutrientes minerales redujo el grado de infección de MVA, mientras que un suministro de nutrientes bajo o desequilibrado la aumentó.

BJORKMAN (1942), citado por GERDEMANN (1968), concluye que esa muy baja cantidad, o una deficiencia moderada de Nitrógeno disponible o Fósforo, aumentó la cantidad de hidratos de Carbono en las raíces, haciéndolas más susceptibles a la infección de micorrizas.

Un 50% de reducción en intensidad de luz disminuyó la infección en tabaco de 85 a 31%. Plantas que fueron cultivadas en luz reducida o parcialmente deshojadas tenían muy poco almidón en sus raíces y la baja infección se atribuyó a una deficiencia de nutrientes almacenados. Una intensidad de luz baja en invernaderos en invierno puede reducir la infección por micorrizas (GERDEMANN, 1968).

GERDEMANN (1968), sugiere que diferencias en el grado de infección asociado con fertilidad fueron relacionadas al rango de crecimiento de las raíces. Raramente se infectaron raíces con activo crecimiento vigoroso. Si el rango de crecimiento disminuye, la infección aumenta.

GERDEMANN (1968) reporta que cualquier factor externo que causa una disminución en la tasa de crecimiento de las raíces, o que reduce la proporción de tejido activo creciente en un sistema radical parecerá aumentar la infección.

WANG Y HAMEL (2000) indican que la esporulación es grandemente estimulada a 23°C en comparación a otras temperaturas, mientras que la actividad metabólica de las esporas se reduce significativamente con temperaturas bajo 10°C. Similarmente, el porcentaje de colonización radicular disminuye con temperaturas bajo 15°C. En contraste, el crecimiento del micelio no se reduce, más bien es numéricamente mayor, aunque no significativamente, a 0°C en comparación con temperaturas mayores.

2.5. Estimulación del crecimiento

Cuando la infección interna está bien establecida, las hifas del hongo exploran un volumen de suelo inaccesible a la raíz a través del micelio externo, aumentando la superficie de absorción y, por lo tanto, la captación de nutrientes y de agua (CALVET *et al.*, 1999),

WILCOX (1992) indica que el hongo y la membrana plasmática constituyen una interfase la cual posee rasgos citológicos que indican un activo intercambio de nutrientes; ha sido establecido que el hongo recibe carbohidratos, y el huésped recibe principalmente fosfato. Ambas sustancias pasan por la vía del apoplasto previa captación por cada uno de los socios.

MOSSE (1973) concluye que hay un flujo en masa desde los arbusculos al citoplasma (bidireccional), por lo tanto, se convierte en un "sink", pero la planta aumenta su capacidad fotosintética para compensar el carbono "perdido" en el hongo.

Un autótrofo en muchas asociaciones simbióticas libera hidratos de Carbono al heterótrofo que los almacena, en forma de polisacáridos o azúcares complejos que el autótrofo no puede metabolizar. Estos hidratos de Carbono complejos son trehalosa y manitol (MOSSE, 1973).

MOSSE (1973) observa que un 74% de los fotosintatos en raíces micorrizadas estaba en forma de carbohidratos solubles. Carbono marcado transferido al micelio se recupera en un 52% como proteínas y ácidos orgánicos, y 30% en material estructural (pared).

El papel de la simbiosis es fundamental en la captación de nutrientes minerales de lenta difusión en los suelos, como los fosfatos solubles, el Zn y el Cu y se traduce en crecimiento y desarrollo de la planta hospedera (CALVET *et al.*, 1999).

Así, se acepta que uno de los principales beneficios de los hongos MVA es el de aumentar la absorción de fósforo (KRISHNA y BAJYARAJ, 1981, citados por SOUZA *et al.*, 1996).

Las hifas absorben este elemento y lo traslocan por la planta incrementando directamente, de esta forma, el contenido nutricional de los tejidos (SOUZA *et al.*, 1996).

La captación de agua también puede ser aumentada por los hongos micorriza. De esta forma, los hongos micorriza incrementan la eficiencia de fertilización (MENGE, *et al.* 1977).

MOSSE (1973) obtiene resultados usando Fósforo marcado radiactivamente que confirman que las raíces micorrizadas toman más fosfato que las no micorrizadas, y que este es traslocado a los brotes. El efecto obtenido del uso de fungicidas sugiere que es el hongo el que absorbe el fosfato extra. La autorradiografía de secciones de micorrizas confirman esto. La reacción fue más fuerte en las hifas, tanto en las

interiores como en las que estaban fuera de las raíces, y particularmente concentrada en los arbusculos.

MOSSE (1973) concluye que plantas micorrizadas y no micorrizadas utilizan la misma o similar fuente de Fósforo marcado del suelo, y que las micorrizadas no utilizan fuentes de Fósforo no disponibles para plantas sin micorrizar.

El mayor flujo no puede atribuirse a un incremento en la actividad de las raíces micorrizadas, pero esa entrada y el subsecuente transporte a través de hifas externas puede ocurrir. La más simple teoría para considerar esta captación extra de fosfato, es que el micelio fuera de la raíz constituye una adicional y mejor distribuida superficie para absorber fósforo desde la solución del suelo (MOSSE, 1973).

MENGE *et al.* (1980) encuentran que el crecimiento de plantas micorrizadas fue entre 49 y 254% mayor que los paltos no micorrizados, excepto con el tratamiento sin Zn y 10 veces la fertilización fosforada habitual, en las que el crecimiento de los paltos micorrizados y no micorrizados fue igual.

El fósforo se convierte en formas orgánicas cuando entra en la raíz, o después de que es transportado por el xilema hasta el tallo o las hojas. La madurez con frecuencia está retardada en comparación con lo que ocurre en plantas que contienen fosfato en abundancia. En muchas especies, el Fósforo y el Nitrógeno interactúan de manera estrecha al afectar la madurez; el exceso de Nitrógeno la retarda y la abundancia de fósforo la acelera. Si se proporciona fósforo en exceso, el crecimiento de la raíz con frecuencia se incrementa en relación con el crecimiento de la parte aérea (SALISBURY Y ROSS, 1992).

El fósforo es parte esencial de muchos glucofosfatos que participan en la fotosíntesis, la respiración y otros procesos metabólicos, y también forma parte de nucleótidos (como ARN y ADN) y de fosfolípidos presentes en las membranas.

Asimismo, es esencial en el metabolismo energético, debido a su presencia en las moléculas de ATP, ADP, AMP y pirofosfato (PPi) (SALISBURY Y ROSS, 1992).

SÁNCHEZ Y RAMÍREZ (2000) señalan que en el palto el P participa en el almacenamiento y transferencia de energía, fotosíntesis y rizogénesis, entre otros procesos. El Zn participa en la actividad enzimática como co-factor y el Cu en la fotosíntesis.

En un experimento con paltos llevado a cabo por MENGE *et al.* (1977), concluyeron que plantas de palto micorrizadas crecen más rápido y son significativamente más grandes que las plantas no micorrizadas después de 105 días de la inoculación. A los 129 días de la inoculación, las plantas micorrizadas son 30% más grandes que los paltos no micorrizados y la diferencia entre las plantas micorrizadas y no micorrizadas continúa aumentándose con el tiempo. Después de 185 días, la parte aérea de los paltos micorrizados es 83% mayor en peso seco, 123% mayor en las raíces y 258% más altas que los no micorrizados.

2.5.1. Efecto con el resto de los nutrientes

La captación de otros nutrientes puede también ser afectada por las micorrizas. Se encuentran diferencias en la concentración de N, K, Ca, Na, Mg, Fe, Mn, Cu, B, Zn y Al en plantas micorrizadas y en no micorrizadas (MOSSE, 1973).

Un experimento con durazneros alimentados con una solución nutritiva que contiene N, P, K, Ca, Mg, B, y Fe EDTA crecieron muy poco y muestran severas deficiencias de Zn a menos que sean inoculados con una MVA y se micorrizaran (MOSSE, 1973)

MOSSE (1973) mide el tiempo de recuperación de soya luego de una marchitez por falta de agua, y descubren que plantas micorrizadas se recuperan más rápido que

las no micorrizadas. Esto puede ser atribuido a su mejor nutrición de Fósforo, en vez de un efecto específico de la micorriza.

En un experimento llevado a cabo por MENGE *et al.* (1977) donde prueban paltos micorrizados y no micorrizados en transplante, notan que paltos no micorrizados frecuentemente se marchitan y muchos mueren durante el proceso de transplante. De 10 plantas no micorrizadas, 8 paltos no micorrizados son severamente dañados durante el proceso de transplante y son inservibles como plantas experimentales. Solamente 2 plantas micorrizadas son dañadas por el transplante y ellas se recuperan en 2 días. Se asume que la micorriza mejora la capacidad de absorción de agua del palto y los paltos micorrizados son más capaces de mantener un contenido de humedad que los no micorrizados después del transplante.

2.5.2. Efecto en el nivel hormonal de la planta

HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) indica que las MVA son capaces de producir compuestos de naturaleza hormonal, aunque se desconoce si estos compuestos son absorbidos por la planta hospedadora.

HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) señala que las MVA alteran el nivel de sustancias reguladoras del crecimiento en los tejidos de las plantas y su transporte de unos tejidos a otros.

En árboles frutales, se ha observado un adelanto en la ruptura de la latencia en los brotes de estacas micorrizadas. En la mayoría de los casos, parece existir un efecto hormonal, pero resulta extremadamente difícil diferenciar los efectos producidos por las hormonas del hongo, los producidos por las hormonas vegetales y los producidos indirectamente por el estado nutricional de las plantas como consecuencia de la micorrización (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

La citoquinina, además de promover la síntesis de proteínas (especialmente en los brotes), la división y la expansión celular, puede desempeñar un papel importante como mediadora de la correlación entre las concentraciones de Fósforo y las funciones de la planta, como pueden ser, el desarrollo vegetativo, la fotosíntesis y el almacenamiento de almidón. Se dice que estas fitohormonas son las mediadoras más importantes de la infección con endomicorrizas por ser sintetizadas primariamente en los meristemas radicales. Un aumento en el número y actividad de los primordios, puede inducir un aumento en la producción de citoquinina. La micorrización, al igual que la aplicación de Fósforo al suelo, produce un aumento del crecimiento de la planta y de la raíz, y, por tanto, del número de extremos o primordios radicales (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) plantea que los niveles de etileno que estimulan la formación y desarrollo de las MVA pueden estar relacionados con la resistencia de la planta hospedera a factores de estrés del suelo.

Bajos niveles de etileno producidos por estrés en la planta, parecen inhibir temporalmente el crecimiento de las raíces, pero al mismo tiempo se promueve la actividad del hongo micorrítico en la rizósfera, con lo que se minimiza el efecto estresante sobre la planta. La consecuencia de la acción del hongo es una Alteración positiva del equilibrio hormonal de la planta que favorece su estado fisiológico y nutricional (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

.2.5.3. Efecto con otros microorganismos

El uso de un inoculo libre de otros microorganismos para producir plantas micorrizadas es de gran importancia para el estudio de interacciones entre estas y los microorganismos del suelo (VIMARD *et al.*, 2000).

Para esto, VIMARD *et al.* (2000) concluyen de sus experimentos que en la utilización de inoculo puro se consigue una colonización sin contaminación por otros

hongos, en cambio, al utilizar inoculo de raíces micorrizadas partidas, la colonización regularmente muestra una contaminación por hongos.

VIDAL, AZCÓN-AGUILAR Y BARBA (1992), señalan que los hongos micorizas pueden interactuar con una amplia gama de organismos en la rizósfera. El resultado puede ser positivo, neutral o negativo en la asociación micorrítica o en un componente en particular de la rizósfera.

SYLVIA (1999) indica que los microorganismos asociados con raíces no micorrizadas pueden ser cualitativa y cuantitativamente diferentes de los encontrados en raíces micorrizadas (micorrizósfera).

MOSSE (1973) señala que es probable que exudaciones de raíces micorrizadas sean distintas de las raíces no micorrizadas, debido al mejor estatus nutricional de la planta o por la acción directa del hongo a los exudados, y esto afecta los microorganismos de la rizósfera.

SYLVIA (1999) reporta que en plantas micorrizadas se encuentra un bajo número de bacterias reductoras de Manganese asociadas a las raíces, resultando una disminución en la captación de este elemento por estas plantas.

MOSSE (1973) encuentra que las micorrizas parecen ser una condición necesaria para la nodulación efectiva de algunas legumbres. Es conocido que una nodulación efectiva depende de un adecuado nivel de Fósforo, ya que la fijación extra de Nitrógeno requiere más Fósforo.

También los hongos micorriza producen antibióticos que podrían combatir enfermedades (MOSSE, 1973).

GREEN *et al.* (1999) señalan que *Trichoderma harzianum* es un efectivo agente de biocontrol contra muchas enfermedades del suelo. Sin embargo, posibles efectos

adversos de este hongo en hongos MVA podría ser un inconveniente en su uso en la protección vegetal.

CREEN *et al.* (1999) concluyen de sus experimentos que la presencia de *Trichoderma harzianum* en cultivos sin suelos reduce la colonización de *Glomus intraradices*. La densidad de hifas externas de *G. intraradices* es reducida por la presencia de *T. harzianum*, pero la biomasa de hifas vivas, medida por el contenido de un ácido graso de la membrana, no es menor. El transporte de Fósforo (medido con P^{33}) de *G. intraradices* tampoco es afectado por *T. harzianum*. Esto sugiere que *T. harzianum* se aprovecha del micelio muerto pero no la biomasa viviente de *G. intraradices*. La presencia de micelio externo suprime la población y desarrollo de *T. harzianum*. La estimulación de la biomasa hifal de *G. intraradices* por medio de enmiendas orgánicas, sugiere que la competición por nutrientes es un signo de interacción. Finalmente, el crecimiento y captación de Fósforo parece no ser afectado por el hongo antagonista *T. harzianum*; en contraste, *T. harzianum* lo es adversamente por *G. intraradices*.

HÉRNÁNDEZ-DORREGO *et al.*, (2000) reportan en sus experimentos con patrones de tiruelo, que el desarrollo de las plantas medidas en altura y diámetro del tallo, fue significativamente aumentado por la inoculación de *Glomus intraradices* y *Glomus mosseae* comparadas con las plantas no inoculadas después de 6, 9 y 18 semanas. Cuando las plantas llegan a los 18 meses, se transplantan a suelos de replante infectados con nemátodos, pasteurizados y no pasteurizados. *Glomus intraradices* logra el más alto porcentaje de colonización radicular en comparación con *Glomus mosseae* en el suelo pasteurizado de replante. En los suelos no pasteurizados, los endófitos nativos, aunque siendo menos infectivos y menos efectivos en aumentar el desarrollo de la planta que *Glomus intraradices*, colonizan las raíces de las plantas. El número de nemátodos por gramo de raíz es significativamente menor en plantas inoculadas con ambas especies de *Glomus* que las plantas naturalmente infectadas.

2.6. Aplicación de hongos micorriza en la fruticultura

La asociación entre raíces de plantas superiores y hongos formadores de micorriza vesiculares-arbusculares se establece virtualmente en todos los portainjertos de árboles frutales y, normalmente ocurre de forma espontánea en la fase de vivero o cuando los plántones son transplantados al campo, siempre y cuando en el terreno agrícola existan propágulos infectivos de hongos MVA nativos en cantidad suficiente para colonizar las raíces y establecer la simbiosis (CALVET *et al.*, 1999).

Tradicionalmente, los portainjertos se multiplican mediante enraizamiento de partes vegetativas (estacas herbáceas o leñosas), aunque en los últimos años, una gran parte se multiplica mediante sistemas de propagación *in vitro* que se transfiere de un sistema estéril a mezclas de sustratos de cultivo carente de propágulos de hongos MVA (CALVET *et al.*, 1999).

La dependencia a las micorrizas se define como el grado hasta el que una planta depende de la condición de estar micorrizada para alcanzar un crecimiento óptimo a un determinado nivel de fertilidad del suelo. Este carácter no ha sido hasta la fecha considerado como criterio de selección en programas de mejora genética y selección de portainjertos, a pesar de que es un aspecto importante tener en cuenta en la obtención de material vegetal, ya que la micorrización temprana es una alternativa biotecnológica real a la utilización de pesticidas y biocidas para combatir plagas y enfermedades (CALVET *et al.*, 1999).

Los resultados indican claramente la importancia de identificar las asociaciones portainjertos - micorriza capaces de promover un alto nivel de colonización de la raíz durante la fase inicial de desarrollo de las plantas, generando un portainjerto joven que sea probablemente más tolerante a situaciones de estrés biótico y abiótico, una vez transplantado a campo. La inoculación temprana con hongos MVA de eficacia probada y capaces de alcanzar en poco tiempo un elevado nivel de

colonización, asegura el establecimiento de una simbiosis dinámica para las siguientes fases de desarrollo de los portainjertos (CALVET *et al.*, 1999).

Hay beneficios económicos que derivan de lo anterior, que son una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios (HERNÁNDEZ-DORREGO, 1999).

MATTAR (2000)* señala que actualmente en los viveros de cítricos de España se están usando cápsulas que contienen ácido indolbutírico (AIB) más esporas de *Trichoderma* spp. y de *Glomus intraradices* Schenk & Smith (MVA). Se aplica una cápsula por planta consiguiendo un efecto enraizador, control biológico de enfermedades y los beneficios de la micorriza.

Por otro lado, HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) indica que los hongos formadores de micorrizas arbusculares producen un efecto positivo sobre las características edáficas. Una planta micorrizada que crece en suelos arenosos es capaz de agregar más partículas de suelo en sus raíces por unidad de masa que una planta no micorrizada.

La formación de agregados del suelo puede ser un factor importante para disminuir la erosión (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

BAREA, *et al.* (1999) indican que se ha comprobado la importancia de las micorrizas en la vida de la planta, ayudándole a superar situaciones de estrés sobre todo en suelos degradados por procesos erosivos, incendios forestales, laboreo excesivo, contaminación, sequía, salinización, deficiencia de nutrientes, etc.

* MATTAR, M. Ing. Agr. Ms. 2000. Docente Universidad de Las América. Comunicación personal.

Hoy en día, se considera que las micorrizas arbusculares son claves en estrategias destinadas a frenar la erosión y la desertificación, basadas en la revegetación con especies arbustivas autóctonas (BARBA, et al. 1999).

Los mismos autores señalan que para suelos contaminados con metales pesados, actualmente se utiliza la fitoremediación, basada en el uso de plantas para descontaminar. La fitoextracción y la fitoestabilización son modalidades de la fitorremediación, y teniendo en cuenta los beneficios que las micorrizas pueden conferir a las plantas, se deduce que tanto la fitoextracción como la fitoestabilización podrían potenciarse por la micorrización.

Por otro lado, SYLVIA (1999) señala que las micorrizas vesiculares - arbusculares producen enzimas que aumentan la mineralización de la materia orgánica, lo que lleva a la liberación de Fósforo inorgánico. Esto ocurre por la hidrólisis del enlace tipo ester del fosfato orgánico (C-O-P). En todo caso, las raíces de las plantas y otros microorganismos también producen fosfatasas; sin embargo, los hongos micorriza sin duda intensifican esta actividad.

2.7. Aplicación de hongos micorriza en suelos fumigados

El crecimiento de las plantas es, en general, mejorado por la esterilización del sustrato, pero ocasionalmente las plantas crecen pobremente después del tratamiento (MOSSE, 1973).

MOSSE (1973) investiga el crecimiento de plantas de cítricos en un vivero fumigado con 448 kg/há de una mezcla 3:1 de Bromuro de Metilo y cloropicrina. Las plantas crecen disperejas en el suelo fumigado; las plantas sanas están micorrizadas; en cambio, las cloróticas y enanas, no. Las cloróticas-enanas, que se trasplantan a un suelo esterilizado inoculado con una MVA, se vuelven sanas, mientras que las no inoculadas permanecieron cloróticas y enanas.

Un pobre crecimiento de las plantas de palto en suelos vaporizados o fumigados puede ser relacionado a una pobre nutrición mineral, debido a la destrucción de los hongos micorriza (MENGE *et al.*, 1980).

El fósforo parece limitar el crecimiento de las plantas de palto en suelos vaporizados (MENGE *et al.*, 1980).

MENGE *et al.*, (1980) señalan que la ausencia de hongos micorriza, los cuales pueden ser destruidos por la fumigación o la vaporización, podría resultar en una deficiencia de Fósforo. Además, algunos microorganismos asociados con las micorrizas pueden degradar algunas toxinas que son responsables de la inhibición de la captación de Fósforo.

Estos investigadores señalan que la aplicación de hongos micorrizas a suelos fumigados o vaporizados mejoran la nutrición de P, Zn, Cu e incluso N en plantas de palto. Las implicaciones de la aplicación de hongos micorriza en estos suelos puede mejorar no sólo el crecimiento de las plantas de palto en los viveros, sino que reduce el costo de la fertilización.

2.8. Estado actual de la producción de inóculo de micorriza y las técnicas de inoculación.

Los hongos formadores de micorrizas vesiculares - arbusculares son simbioses obligados que deben multiplicarse necesariamente en asociación con las raíces de una planta hospedera adecuada (CALVET *et al.*, 1999).

CALVET *et al.* (1999) señalan que la asociación con la planta hospedera se mantiene hasta que el hongo complete su ciclo de vida con formación de esporas maduras y otros tipos de propágulos infectivos en el suelo rizosférico.

Todas las estructuras propias de los hongos MVA son fuentes de inóculo potenciales, aunque en la práctica sólo tres tipos de inóculo han demostrado ser efectivos: esporas de resistencia, raíces micorrizadas e inóculo bruto. El uso de esporas y raíces aisladas, aunque muy efectiva, es laboriosa y se utiliza para establecer cultivos de colección, en el caso de las esporas, o para la inoculación puntual de un número pequeño de plantas. Para inoculaciones masivas solo es factible utilizar inóculo bruto: raíces de plantas hospederas colonizadas por el hongo apropiado y el suelo o sustrato rizosférico también colonizado por el micelio del hongo. Este inóculo es el que posee el mayor número de propágulos infectivos así como la microbiota asociada, que puede favorecer la germinación de las esporas (CALVET *et al.*, 1999).

Actualmente, los sistemas de producción de inóculo se basan en la obtención de inóculo bruto que se produce en contenedor y distintos sustratos, desde suelo arenoso, hasta arcillas expandidas o calcinadas, pasando por gredas volcánicas y mezclas de sustratos orgánicos y artificiales. Una vez comprobado el contenido en propágulos infectivos de inóculo bruto, la dosificación es sencilla para su aplicación en invernadero y campo, y se basa en situar un volumen de inóculo suficiente en el entorno de las raíces en el momento del trasplante a contenedor o campo, incorporar al semillero en la siembra, mezclado con el sustrato o aplicado al surco (CALVET *et al.*, 1999).

A partir del inóculo bruto, se han desarrollado formulaciones que en el futuro serán muy útiles para la micorrización a gran escala: incorporación de propágulos a geles de alginato u otros polímeros orgánicos y pildorizados con diferentes tipos de arcillas (CALVET *et al.*, 1997 y CALVET *et al.*, 1999).

2.9. Hongo micorriza vesicular-arbuscular a evaluar.

El resultado de un proceso de aislamiento desde suelos de viveros fue la identificación de 13 diferentes especies de hongos micorriza y la evaluación basada

en infectividad y efectividad con diferentes variedades de portainjertos de cítricos fue la selección del hongo *Glomus intraradices* Schenck & Smith como el mejor hongo para la inoculación bajo condiciones controladas (CALVET *et al.*, 1997).

2.9.1 Clasificación taxonómica

La especie *Glomus intraradices* Schenck & Smith fue aislada de un suelo de la provincia de Tarragona, España, y ha demostrado a lo largo de las investigaciones llevadas a cabo en este campo, que su infectividad y efectividad supera a la de otras especies de hongos ensayados, muchas de ellas aisladas en zonas de clima templado (HERNÁNDEZ-DORREGO, 2000).

Según la International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) (2000) la clasificación taxonómica es:

Orden: Glomales.

Suborden: Glominae.

Familia: Glomaceae

Género: *Glomus* Tulasne & Tulasne.

Especie: *Glomus intraradices* Schenck & Smith.

MORTON Y BENNY (1990) recientemente proponen que los hongos MVA sean tratados bajo el orden Glomales, con seis géneros: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Acaulospora* y *Entrophospora*. Dentro de este género, *Gigaspora* y *Scutellospora* producen arbuscúlos solo en las raíces y vesículas en el suelo de la rizósfera, por lo tanto, el término MVA (micorriza vesicular - arbuscular)

ha sido modificado a HMA (hongo micorrítico arbuscular), ya que los arbusculos son el único carácter común en este grupo.

Por otro lado, dos géneros nuevos en Glomales se han propuesto: *Glomites* por INVAM (2000) y *Jimtrappea* por WU y LIN (1997).

2.9.2. Esporas

Las esporas son de color blanco cremoso a amarillo cafezoso, a veces con tintes verdes. La forma es globosa a subglobosa, irregular y elíptica (sobre todo aquellas extraídas desde raíces micorrizadas). Los tamaños van desde 40 a 140 μm (INVAM, 2000).

INVAM (2000) dice que posee una pared compuesta por 3 capas (L1, L2 y L3), donde solamente L1 está presente en las esporas juveniles y sigue hacia las hifas. L2 y L3, luego, se forman secuencialmente tanto en las esporas como en las hifas.

- L1: Es la capa más externa, hialina, mucilaginoso, de 0.6 a 3.2 μm de grosor. Con el tiempo, esta capa casi siempre se degrada y descompone naturalmente por acción de los microorganismos, después de lo cual aparecen granulos que se acumulan en restos.
- L2: Está adherida a la capa mucilaginoso externa, hialina, de 1.5 a 4.9 μm de grosor en esporas intactas. Con el tiempo, esta capa se degrada junto con L1 y también adquiere una apariencia granular. Esporas maduras comúnmente carecen de L1 y L2 o ellas están presentes juntas como parches.
- L3: Capa que posee el color blanco cremoso y algunas subcapas que pueden permanecer unidas o separadas cuando se aplica presión. El grado de separación entre las subcapas varía considerablemente entre esporas y siempre es afectado por la edad y grado de parasitismo. En esporas juveniles, la

subcapa es de 0.5 a 1 μm de espesor y va engrosando con la formación de otras subcapas. El grosor varía entre 3.2 a 12 μm en esporas maduras. Esta capa se forma simultáneamente en la pared de las hifas.

2.9.3. Hifas

Las hifas son de forma cilíndrica ligeramente achatadas. Poseen un ancho de 11 a 18 μm , y su pared es de 3.2 a 6.4 μm de ancho (INVAM, 2000).

INVAM (2000) señala que la pared de la hifa está compuesta por 3 capas (L1, L2 y L3) que son continuas con las tres capas de las esporas. Las dos capas más externas son las únicas presentes en las etapas tempranas de formación de esporas; ambas son delgadas y se degradan con la maduración de la espora. Las subcapas de L3 también se pueden separar a lo largo de la hifa, aunque en menos ocasiones.

2.9.4. Germinación

Un tubo germinativo emerge desde el lumen de la hifa. Este parece nacer desde la subcapa más interna de L3. Algunos especímenes muestran un tubo germinativo naciente desde terminales rotos de fragmentos de hifas, a una distancia de las esporas por el mismo mecanismo. Este comportamiento podría relacionarse por la alta infectividad de los fragmentos de hifas en esta especie (INVAM, 2000).

2.9.5. Estructuras micorríticas

Numerosas vesículas (o esporas) a menudo forman puntos de entrada cercanos a lo largo con la red de arbusculos e hifas. Es incierto cómo las vesículas intrarradicales son aun capaces, además, de diferenciarse en esporas, debido a que ello puede co-ocurrir en las raíces (INVAM, 2000).

La colonización arbuscular llega al máximo más temprano que otros hongos de *Glomus*; junto con raíces viejas, a menudo, se encuentra una extensiva red de hifas (sin arbusculos) y numerosas esporas intrarradicales. Estas esporas tienden a agruparse y formar densos racimos. Esta propiedad ha llevado a muchos micorrizólogos a confundir esta especie con *Glomus fasciculatum* (INVAM, 2000).

2.10. Propagación del palto (*Persea americana* Mili).

2.10.1. Obtención de la semilla

GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG (1983) indican que las semillas deben provenir de árboles vigorosos, libres de enfermedades y de frutos que no hayan caído al suelo donde pueden infectarse con *Phytophthora cinnamomi* y, que hayan alcanzado su madurez fisiológica.

En Chile, puede utilizarse como fuente de semillas la variedad Mexícola, que es un portainjerto que confiere cierta resistencia al frío, origina plantas uniformes y de buen vigor (GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG, 1983).

2.10.1.1. Almacenaje y tratamiento de las semillas

Las semillas pueden almacenarse en un lugar fresco y seco durante dos a tres semanas después de sacadas del fruto o también pueden ser almacenadas a temperatura de 4.5 a 7°C en un medio húmedo (aserrín, arena, etc.) (GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG, 1983)

Estos mismos autores recomiendan una remoción de la *Testa* y corte del ápice y base de los cotiledones (2cm de ápice y 0.5 cm de base) para obtener un buen porcentaje de germinación (98%).

Un tratamiento que debe realizarse es la desinfección de la semilla contra *Phytophthora cinnamomi*, para esto en Chile sólo se utilizan productos químicos con el fin de prevenir los ataques de hongos del complejo Dumping-off. Algunos de estos productos son Captan, Bayer 5072, Dithane M45, Benlate y mezclas de ellos (GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG, 1983).

2.10.2. Suelo

2.10.2.1. Salinidad y pH

GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG (1983) indican que el suelo a utilizarse bajo invernadero, sólo debe considerarse como un medio físico de sostén para la planta. Es importante en este aspecto tener en cuenta la salinidad, ya que el palto es una especie muy sensible a ella. Por esto es recomendable realizar un análisis de conductividad eléctrica, tanto del agua de riego como del suelo. Suelos con conductividad eléctrica mayor a 2 dS/m causan daño en palto. El agua de riego no debe sobrepasar los 0.75 dS/m.

RODRÍGUEZ (1982) señala que suelos con una conductividad eléctrica por debajo de 2 dS/m se consideran normales. El palto es un cultivo muy sensible a la salinidad, se desarrolla normalmente con concentraciones menores de 3 dS/cm; superando este nivel, comienzan los efectos tóxicos de los cloruros de Sodio y Magnesio (NaCl y MgCl₂), produciendo quemaduras en las puntas y bordes de las hojas, y defoliaciones intensas.

GRATTAN (1999) y MENDOZA (2000) indican que el daño en paltos puede ocurrir con concentraciones de Sodio en agua y suelo tan bajas como 5 meq/lit. Los síntomas aparecen, en primer lugar, en hojas viejas, partiendo como una clorosis y luego un desecamiento en la punta de las hojas y bordes, para luego avanzar hacia la nervadura central.

CALABRESE (1992) clasifica al portainjerto Mexícola con una escasa tolerancia a la salinidad.

Por ser el palto originario de climas subtropicales se ve favorecido con un pH más ácido. Este parámetro condiciona la velocidad de crecimiento y el diámetro de las plantas, así con un pH ácido (6.0) se obtiene en menor tiempo plantas con diámetro y altura adecuada para la injertación (GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG, 1983).

2.10.2.2. Desinfección

Según GARDIAZÁBAL Y ROSENBERG (1983), es una práctica muy importante que debe ser realizada obligatoriamente, ya que elimina malezas y agentes patógenos, obteniendo una óptima propagación. Para esto se pueden realizar desinfecciones con:

Vaporización: durante 1 hora a 80 - 100°C, pudiendo sembrar 1 a 2 horas después de frío.

Bromuro de metilo + cloropicrina. se utiliza en dosis de 0.2 Kg/m³ durante 24 a 48 horas cuidando que el suelo quede muy bien tapado. Para plantar, se debe esperar 24 a 48 horas después del tratamiento (ventilación).

Las plántulas de palto que son cultivadas en suelos fumigados o vaporizados frecuentemente retardan su crecimiento y muestran una reducida capacidad de absorber fósforo (MENGE *et al.*, 1980).

MENGE *et al.* (1980) sugieren dos hipótesis para explicar este fenómeno: 1) Los microorganismos que recolonizan el suelo fumigado o vaporizado pueden excretar compuestos químicos que pueden interferir con la absorción de Fósforo. Otros microorganismos, los cuales normalmente metabolizan estos productos químicos, pueden haber sido destruidos por el tratamiento de vapor o fumigación. 2) Los

tratamientos/de vaporización o fumigación pueden destruir los hongos micorriza que han sido asociados con una mejorada nutrición de Fósforo en las plantas, por lo que la aplicación de estos hongos tiene un gran potencial en aquellas áreas donde los mismos están ausentes o cuando el cultivo se realiza en medios estériles. Tal es el caso de la multiplicación de plantas en contenedor, en la que se emplean sustratos inertes (SOUZA *et al.*, 1996).

MENGE *et al.* (1980) indican que los hongos micorriza comúnmente se asocian con los paltos en el huerto, pero ha sido recientemente demostrado que los hongos micorriza mejoran el crecimiento de plántulas de palto.

3. MATERIALES Y MÉTODO

3.1. Ubicación del ensayo

El ensayo se llevó a cabo en el Vivero de Plantas Certificadas de Cítricos propiedad de la Agrícola CEGEDE Ltda., ubicado en Hijuelas (Manuel Rodríguez 4633), Comuna de Hijuelas, Provincia de Quillota, V Región, y en el Laboratorio de Suelo y Análisis Foliar de la Universidad Católica de Valparaíso ubicado en el sector La Palma, Quillota, Provincia de Quillota, V Región.

3.2. Material vegetal

Se utilizaron 150 semillas de palto (*Persea americana* Mill) de la variedad Mexícola compradas a la Sociedad La Rosa Sofruco, Peumo, VI Región.

Al obtener la fruta, se esperó su madurez fisiológica, esto es cuando las paltas se encontraban a medio pintar. Luego, se sacaron las semillas y se lavaron con agua para eliminar toda la pulpa adherida. Posteriormente, se introdujeron en mallas para su secado hasta que la *Testa* se soltara para su extracción. Al mismo tiempo, se realizó un corte de los cotiledones sólo en la parte superior. Finalmente, se sembraron en la mesa de germinación para facilitar la salida de la radícula previa siembra en los contenedores. Esta mesa de 27mt de largo, 1.2mt de ancho y 20cm de alto, estaba rellena con aserrín, el cual se utilizó como sustrato para hacer germinar las semillas dispuestas en una capa a 2cm de profundidad. La mesa estaba cubierta con un polietileno transparente para mantener una temperatura superior al interior y así acelerar el proceso germinativo.

La mesa de germinación se regaba cada dos días o según las características climáticas del momento, lo cual se realizaba por medio de una manguera con ducha y al mismo tiempo se aplicaba una solución de 60gr/100lt de Captan y 60gr/100lt Benlate para prevenir enfermedades fungosas.

Al momento de la siembra en los contenedores, el 100% de las semillas estaban pregerminadas y contaban con una radícula de 1cm, aproximadamente.

El sustrato que se utilizó para la siembra de las semillas fue una mezcla de 4 componentes: arena de río, tierra de hoja, suelo común y corteza de pino. La proporción de cada uno en la mezcla fue de 1/4.

Se usaron 150 contenedores perforados de polietileno negro de 8 litros de capacidad.

Los contenedores estaban dispuestos sobre una capa de piedras en el suelo para así facilitar el drenaje.

Todo el experimento se llevó a cabo bajo un invernadero de polietileno de 7mt de ancho por 30mt de largo y 4mt de altura, con una capacidad de 3500 plantas.

Para el riego de las plantas, el vivero cuenta con un sistema de riego tecnificado del tipo "spaguetti", con microtubos de un caudal de 0.02 l/10min. Para la aplicación de fertilizantes vía riego, se utiliza un Dosatron con una capacidad de 8 m³/hr más una bomba de 3HP.

La frecuencia de riego no fue uniforme, ya que se basó en las condiciones ambientales de cada día, básicamente temperatura. El tiempo de riego es de 15 minutos diarios. Para los tratamientos que no llevaban fertirrigación, el riego se realizaba con una manguera, tratando de siempre igualar la cantidad de agua aplicada por los microtubos por medio de una botella.

Para la fertirrigación, se utilizó una dosis de 0.2gr de urea diaria por planta en todos los riegos. Se comenzó a fertirrigar cuando las plantas ya tenían la tercera hoja verdadera.

3.3. Inoculo

Para inocular las plantas con el hongo micorriza *Glomus intraradices* Schenck & Smith, se utilizaron 3500gr de arena inoculada con esporas.

Se pesaron 50 bolsas con 40g y 50 bolsas con 30g de arena inoculada con el hongo para las correspondientes plantas de los respectivos tratamientos.

En la siembra en los contenedores, se sacaron 5cm de sustrato y se esparció la dosis de inoculo en una capa completa sobre el sustrato, tratando de concentrar algo más en el centro. Luego, se agregaron los 5cm de sustrato y se sembró la semilla pre germinada (Figura 1). Para esto se utilizó una herramienta de madera que termina en punta la cual sirve para hacer el orificio en donde va la semilla y acomoda la radícula emergente. Seguidamente, se tapó la semilla completando el contenedor hasta 2 a 4cm del borde superior. Con esta labor, se obliga a la raíz pivotante a atravesar el inoculo y se asegura que en algún momento la raíz entra en contacto con el hongo para la posible infección. El sustrato estaba previamente desinfectado con Bromuro de Metilo y cloropicrina en una dosis de una bombona por cada 3 m³ de suelo. La dosificación tradicional de Bromuro de Metilo es de 0.4kg del gas por 2m³ de suelo, por 48 horas; luego de otras 48 horas, el sustrato está disponible para ser utilizado.

3.4. Fertilizantes

Tradicionalmente el vivero utiliza para su fertirrigación urea (46% de Nitrógeno, 0% de Fósforo y 0% de Potasio).



FIGURA 1. Disposición del inóculo en el sustrato.

Se utilizó el fertilizante orgánico Duetto. Fabricado a partir de gallinaza, guano de islas y vinaza de melaza, consta con una proporción NPK de 5-5-8, respectivamente. Además contiene: Mg (2%), Cd (4ppm), Cu (130ppm), Ni (15ppm), Hg (4ppm), Zn (400ppm) y Cr (30ppm). Es un fertilizante orgánico, que posee un 70% de materia orgánica y un 12% de humedad máxima. A cada planta de los tratamientos respectivos le correspondió una dosis de 100g.

Como fertilizante foliar se usó Auxym oligo (Italpollina), preparado a partir de extractos vegetales de plantas tropicales y rico en bionutrientes. Contiene aminoácidos libres (2.4%), N (2%), B (0.1%), Cu (0.17%), Fe (0.88%), Mn (0.96%), Zn (0.61%) y un 20.9% de materia orgánica total. Es soluble al agua.

La aplicación de Duetto se realizó antes de la siembra. Se incorporaron 100g de Duetto al sustrato (previamente pesados y dosificados), los cuales se revolvieron tratando de dejarlo lo más uniforme posible dentro del contenedor.

La aplicación de Auxym oligo se realizó vía foliar en una dosis de 200cc/100lt de agua. Para esto, se ocupó la bomba de espalda.

3.5. Otros materiales

El resto de los materiales usados en el experimento son Huincha de medir metálica de 3 metros de largo marca "Sunlon", pie de metro plástico de 15cm de largo, planillas "Excel" para llevar registros de las mediciones, balanza gravimétrica (precisión 1gr) y digital (precisión 0.01gr), cucharón, 100 bolsitas plásticas, pintura y pinceles, pala pequeña de jardinería, bomba de espalda de 15lt de capacidad marca "Solo" con boquilla de tipo cono, estufa, Data Logger LI - 1400 con sensor Quantum LI - 190SA para medir luz en el invernadero, termómetro de suelo Cheqtemp y un conductivímetro Hanna (0.01 - 19.99 dS/m)

3.6. Disposición de los tratamientos

El experimento contó de 15 tratamientos, los cuales eran:

- N4, N3 y NO: Tratamientos fertirrigados con urea más 40, 30 y 0g de arena inoculada con el hongo micorriza, respectivamente.
- D4, D3 y DO: Tratamientos fertilizados con 100g de Duetto más 40, 30 y 0g de arena inoculada con el hongo micorriza y regados sólo con agua, respectivamente.
- NA4, NA3 y NAO: Tratamientos fertirrigados con urea más una aplicación foliar de Auxym oligo (200cc/100l de agua), más 40, 30 y 0g de arena inoculada con el hongo micorriza, respectivamente.
- DA4, DA3 y DA0: Tratamientos fertilizados con 100g de Duetto más una aplicación de Auxym oligo (200cc/100l de agua), más 40, 30 y 0g de arena inoculada con el hongo micorriza y regados sólo con agua, respectivamente.
- C4, C3 y CO: Tratamientos controles con aplicación de 40, 30 y 0g de arena inoculada con el hongo micorriza y regados sólo con agua, respectivamente.

Cada tratamiento contó de 10 repeticiones, considerando a cada planta como una repetición.

3.7. Variables evaluadas

- Altura de las plantas: Se midió desde el cuello de la planta hasta la última hoja visible del extremo superior, usando la huincha de medir.

- Diámetro del tallo: Se midió siempre en el mismo punto a 5 cm sobre el cuello de la planta, usando el pie de metro.
- Número de hojas verdaderas: Se entiende por hoja verdadera a toda hoja que crece por sobre los cotiledones. Se contaron desde el cuello hasta la última hoja visible del ápice.
- Medición de luz: Se utilizó un fotómetro que mide la capacidad fotosintética de una planta a una cantidad de luz determinada ($\mu\text{mol s}^{-1}\text{m}^{-2}$).

GERDEMANN

(1968) indica que la luz es un factor que influye en la infección, por lo tanto, se realizó una medición dentro y fuera del invernadero (Anexo 1).

- Otras: Se realizaron mediciones de conductividad eléctrica del agua de riego y de la temperatura del sustrato en dos épocas (Anexo 1).

Todas estas mediciones se realizaron cada 14 días.

- Peso seco de la parte aérea y raíces: Se tomó una muestra representativa de plantas de cada tratamiento a las que se separaron la parte aérea y radical, y se ingresaron a la estufa por 48 horas a 65°C para determinar el peso seco de las respectivas partes usando una balanza.
- Análisis foliares: Se sacaron 2 hojas de cada planta por tratamiento. Se analizó el contenido de N por medio de digestión con ácido bórico-indicador. El contenido de P, K, Mg, Mn, B, Ca, Fe, Zn y Cu se determinó por medio de la calcinación a 500°C.
- Colonización micorrítica (CM): Se tomó una muestra de raíces que se enviaron a España para el análisis de CM. Se seleccionaron al azar 10 trozos de raíces de 1 cm de largo por cada sistema radicular que fueron limpiados con KOH al

10% a 90°C por 30 minutos, y luego se aplicó la tinción azul de tripano en lactofenol al 0.05% para teñir al hongo.

Estas mediciones se realizaron al término del experimento.

3.8. Análisis estadístico

El ensayo fue conducido por medio de un diseño Multifactorial en Bloques, en donde los factores son: (1) dosis de inóculo y (2) fertilización. El primer factor contó con 3 niveles: 0gr, 30gr y 40gr de inóculo; a su vez, el segundo factor contó con 5 niveles: sin fertilización, fertirrigación con urea, fertirrigación con urea más Auxym foliar,

Duetto al suelo y Duetto al suelo más Auxym foliar. La variable bloqueada fue la ubicación en el invernadero. Así, se totalizan 15 tratamientos (3 x 5).

Mediante el análisis de varianza (ANDEVA) y el *Test* de Fischer al 5% de significancia se probó si hubo efecto o no de algún tratamiento. Luego, si se obtuvo efecto de algún tratamiento, se utilizó el *Test* de Tuckey o HSD al 5% de significancia para conocer los tratamientos con mejores resultados.

4. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

A continuación, se presentan los resultados de las variables medidas: altura de las plantas, diámetro del tallo, número de hojas por planta, materia seca aérea y radicular y colonización micorrítica. Para las tres primeras variables, se analizaron 12 mediciones practicadas desde agosto hasta enero; el análisis de materia seca y colonización micorrítica se realizó final del ensayo.

4.1. Altura de las plantas

Después de 12 mediciones de altura de las plantas que se realizaron desde agosto hasta enero, se observó que sólo hay efecto de los tratamientos de fertilización y no de la dosis de inóculo ni de la interacción de ambos factores.

La inexistencia de interacción de los 2 factores implica que la fertilización más la inoculación no tiene un efecto sinérgico, lo que coincide con lo señalado por BJORKMAN (1942), citado por GERDEMANN (1968), quien indica que raíces fertilizadas con Nitrógeno disminuyen la relación Carbono-Nitrógeno (C/N), y se hacen menos susceptibles a la infección micorrítica. Quizás una fertilización más equilibrada hubiera redundado en una interacción exitosa.

En los Cuadros 1, 2, 3, 4, 5 y 6, se presentan los resultados del *Test* de Tuckey, los cuales resumen las mediciones realizadas entre agosto y noviembre. En ellos, se observa que en este período aún no hay efecto de los tratamientos con inóculo. Esto concuerda con lo indicado por MATTAR (2001)*, quien señala que el efecto promotor de crecimiento de las micorrizas se aprecia después de 3 meses de la inoculación. Esto puede deberse a la reserva de nutrientes que está en los cotiledones de la semilla y que alimentan a la planta en los 2 primeros meses o a que deben pasar 3 meses, aproximadamente, para apreciar visualmente un mayor crecimiento y distinguir entre una planta micorrizada y una no micorrizada.

* MATTAR, M. Ing. Agr. Ms. 2001. Docente Universidad de Las Américas. Comunicación personal.

CUADRO 1. Altura de las plantas a los 60 días de la siembra (14/09/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	5.51 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	7.56 a b
Duetto+0gr inóculo	7.64 a b
Duetto+30gr inóculo	8.03 a b
Fertirrigación+30gr inóculo	8.10 a b
Control+0gr inóculo	8.69 a b c
Control+30gr inóculo	9.57 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	9.71 a b c
Duetto+40gr inóculo	9.79 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	9.81 a b c
Duetto+Auxym+0gr inóculo	10.20 a b c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	10.51 b c
Control+40gr inóculo	10.69 b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	11.33 b c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	13.13 c
Media general	9.35

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 2. Altura de las plantas a los 74 días de la siembra (28/09/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	8.54 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	10.56 a b
Duetto+0gr inóculo	10.73 a b
Duetto+30gr inóculo	11.46 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	13.29 a b c
Duetto+40gr inóculo	13.31 a b c
Fertirrigación+30gr inóculo	13.67 a b c
Control+0gr inóculo	14.07 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	14.90 b c
Control+30gr inóculo	15.36 b c
Fertirrigación+40gr inóculo	15.46 b c
Control+40gr inóculo	15.60 b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	16.81 c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	16.99 c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	18.63 c
Media general	13.96

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 3. Altura de las plantas a los 88 días de la siembra (12/10/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	12.67 a
Duetto+0gr inóculo	13.06 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	13.64 a b
Duetto+30gr inóculo	14.26 a b c
Duetto+40gr inóculo	15.93 a b c d
Duetto+Auxym+0gr inóculo	16.79 a b c d
Control+30gr inóculo	18.26 a b c d
Fertirrigación+30gr inóculo	18.80 a b c d e
Fertirrigación+0gr inóculo	19.43 a b c d e
Fertirrigación+40gr inóculo	19.53 a b c d e
Control+0gr inóculo	19.56 a b c d e
Control+40gr inóculo	20.39 b c d e
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	21.39 c d e
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	21.89 d e
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	25.44 e
Media general	18.07

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 4. Altura de las plantas a los 102 días de la siembra (26/10/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	13.83 a
Duetto+0gr inóculo	14.91 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	15.83 a b
Duetto+30gr inóculo	16.77 a b c
Duetto+Auxym+0gr inóculo	18.81 a b c d
Duetto+40gr inóculo	19.47 a b c d
Control+0gr inóculo	22.66 b c d e
Fertirrigación+30gr inóculo	24.20 c d e f
Control+30gr inóculo	24.31 c d e f
Fertirrigación+0gr inóculo	25.41 d e f
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	25.44 d e f
Fertirrigación+40gr inóculo	25.49 d e f
Control+40gr inóculo	25.70 d e f
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	27.99 e f
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	32.14 f
Media general	22.20

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 5. Altura de las plantas a los 116 días de la siembra (9/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	17.40 a
Duetto+30gr inóculo	18.86 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	19.73 a
Duetto+0gr inóculo	20.77 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	23.11 a b
Duetto+40gr inóculo	25.49 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	31.73 b c d
Control+0gr inóculo	32.81 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	34.67 d e
Control+30gr inóculo	34.77 d e
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	35.53 d e
Fertirrigación+40gr inóculo	35.67 d e
Control+40gr inóculo	37.06 d e
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	37.41 d e
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	42.89 e
Media general	29.86

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 6. Altura de las plantas a los 130 días de la siembra (23/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	21.54 a
Duetto+30gr inóculo	21.97 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	23.80 a
Duetto+0gr inóculo	25.14 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	28.86 a
Duetto+40gr inóculo	32.24 a b
Control+0gr inóculo	42.47 b c
Fertirrigación+30gr inóculo	43.06 b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	43.46 c
Fertirrigación+40gr inóculo	44.77 c
Fertirrigación+0gr inóculo	45.19 c
Control+30gr inóculo	45.77 c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	46.33 c
Control+40gr inóculo	47.16 c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	52.10 c
Media general	37.59

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

En los cuadros-anteriores, se observa que todos los tratamientos fertilizados con Duetto son los de más bajo resultado, lo cual se debe a que, a partir de septiembre, se aprecia en las plantas una quemadura de los bordes de las hojas más viejas llegando a la defoliación en la parte basal de la planta. En los tratamientos fertilizados con Duetto, a partir de la segunda quincena de octubre, se comenzó a observar la defoliación de hojas basales de las plantas. Este daño provocó un retardo en el crecimiento que se ve reflejado hasta el final del experimento, en donde las medias de estos tratamientos son las más bajas. En el Anexo 2, se presenta un análisis de suelo completo de un sustrato fertilizado con Duetto donde se aprecia una conductividad eléctrica de 6.23 dS/m.

RODRÍGUEZ (1982) señala que suelos con una conductividad eléctrica por debajo de 2 dS/m se consideran normales. El palto es un cultivo muy sensible a la salinidad, se desarrolla normalmente con concentraciones menores de 3 dS/cm; superando este nivel comienzan los efectos tóxicos de los cloruros de Sodio y Magnesio (NaCl y MgCl₂), produciendo quemaduras en las puntas y bordes de las hojas, y defoliaciones intensas.

En este ensayo, se utilizó el portainjerto Mexícola que es clasificado por CALABRESE (1992) con una escasa tolerancia a la salinidad.

GRATTAN (1999) indica que el daño en paltos, cítricos y carozos puede ocurrir con concentraciones de Sodio en agua y suelo tan bajas como 5 meq/lit (Anexo 2). Además, este autor señala que los síntomas aparecen, en primer lugar, en hojas viejas, partiendo como una clorosis y luego un desecamiento en la punta de las hojas y bordes, y avanzando luego hacia la nervadura central.

El mismo investigador clasifica el daño de las sales en 2 tipos: influencia osmótica y toxicidad específica de iones. El primer daño es el más típico reductor de crecimiento y rendimiento. Si la salinidad del agua del suelo aumenta, la diferencia entre el potencial osmótico del agua retenida en el suelo y la que está en las células

de las raíces disminuye, haciéndola menos disponible para la planta. Entonces, la planta ajusta osmóticamente sus células, que comienzan a acumular sales o compuestos orgánicos como azúcares y ácidos orgánicos. Este proceso usa energía que podría haber sido aprovechada en crecimiento, resultando en plantas más pequeñas. Esta es la primera barrera defensiva de la planta contra las sales, superada esta, comienzan los daños visibles a nivel foliar.

En los Cuadros 7, 8, 9 y 10, se observa una diferencia en los tratamientos de fertilización, y se aprecia que los tratamientos controles con 2 dosis de inóculo son , estadísticamente iguales que los con fertirrigación, y en algunos casos, el tratamiento Control+40gr de inóculo resulta con la media más alta.

CUADRO 7. Altura de las plantas a los 144 días de la siembra (7/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	33.07 a
Duetto+30gr inóculo	36.83 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	37.74 a
Duetto+0gr inóculo	38.59 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	40.69 a b
Duetto+40gr inóculo	45.94 a b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	56.71 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	57.20 b c d
Fertirrigación+30gr inóculo	58.11 b c d
Control+0gr inóculo	59.39 c d
Fertirrigación+40gr inóculo	60.90 c d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	61.89 c d
Control+30gr inóculo	63.31 c d
Control+40gr inóculo	65.03 d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	67.11 d
Media general	52.17

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 8. Altura de las plantas a los 158 días de la siembra (21/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	54.86 a
Duetto+30gr inóculo	62.29 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	63.59 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	65.93 a b c
Duetto+0gr inóculo	66.56 a b c
Duetto+40gr inóculo	75.81 a b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	79.70 a b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	82.94 b c d
Control+0gr inóculo	89.43 c d
Fertirrigación+40gr inóculo	90.66 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	91.26 c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	91.37 c d
Control+30gr inóculo	92.33 d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	92.80 d
Control+40gr inóculo	97.43 d
Media general	79.8

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 9. Altura de las plantas a los 172 días de la siembra (4/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	69.03 a
Duetto+30gr inóculo	83.29 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	85.96 a b c
Duetto+Auxym+0gr inóculo	86.00 a b c
Duetto+40gr inóculo	87.63 a b c d
Duetto+0gr inóculo	89.01 a b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	104.14 b c d e
Control+0gr inóculo	105.31 b c d e
Fertirrigación+0gr inóculo	108.11 b c d e
Fertirrigación+40gr inóculo	108.20 b c d e
Control+30gr inóculo	111.74 c d e
Fertirrigación+30gr inóculo	111.87 c d e
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	112.90 d e
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	113.79 d e
Control+40gr inóculo	117.64 e
Media general	99.64

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 10. Altura de las plantas a los 186 días de la siembra (18/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	97.79 a
Duetto+30gr inóculo	103.74 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	104.10 a b
Duetto+0gr inóculo	109.70 a b c
Duetto+Auxym+40gr inóculo	110.86 a b c
Duetto+40gr inóculo	112.97 a b c
Control+0gr inóculo	118.29 a b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	119.69 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	122.34 a b c
Control+30gr inóculo	125.90 a b c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	128.70 b c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	130.31 b c
Fertirrigación+40gr inóculo	131.43 b c
Control+40gr inóculo	136.11 c
Fertirrigación+30gr inóculo	136.46 c
Media general	119.2

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) indica que el efecto más importante que producen las micorrizas vesiculares - arbusculares en las plantas es un incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, que se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las mismas.

Por lo tanto, los resultados de este ensayo concuerdan con lo publicado por CALVET *et al.* (1999), HERNÁNDEZ-DORREGO (2000), MENGE (1977), MENGE *et al.* (1980) y MOSSE (1973) quienes concluyeron de sus experimentos que la aplicación de hongos micorriza en distintas especies vegetales, incluyendo paltos, favorece el crecimiento de ellas.

En el Cuadro 11, se presentan los análisis foliares realizados a todos los tratamientos. En ellos, se observa que los contenidos de P, Zn y Cu son mayores en el tratamiento Control+40gr de inóculo que el resto, a pesar que este tratamiento no recibió aporte externo de fertilizante, sólo el agua del riego.

Cuadro 11. Analisis foliar realizado a todos los tratamientos.

	DA0	DA3	DA4	D0	D3	D4	NA0	NA3	NA4	N0	N3	N4	C0	C3	C4
Nitrógeno (%)	2.73	2.98	2.90	2.84	2.87	2.81	2.64	2.79	2.71	2.91	2.72	2.98	2.96	3.03	3.03
Fósforo (%)	0.23	0.22	0.23	0.22	0.25	0.24	0.22	0.22	0.20	0.25	0.22	0.23	0.21	0.22	0.26
Potasio (%)	1.22	1.28	1.36	1.14	1.29	1.18	1.36	1.11	1.10	1.22	1.25	1.25	1.14	1.07	1.25
Calcio (%)	1.30	1.13	1.22	1.16	1.24	1.13	0.88	0.85	0.76	1.34	1.17	1.19	1.26	1.40	1.41
Magnesio (%)	0.34	0.33	0.33	0.34	0.43	0.34	0.49	0.54	0.54	0.33	0.51	0.53	0.40	0.41	0.43
Zinc (mg/kg)	30.00	30.50	33.00	27.50	31.50	33.00	28.00	36.50	32.00	38.50	35.50	35.00	31.50	35.50	41.50
Manganeso (mg/kg)	720.00	532.50	645.00	555.00	825.00	640.00	825.00	815.00	730.00	299.50	690.00	700.00	261.50	226.00	197.50
Hierro (mg/kg)	87.50	78.50	99.00	77.00	85.00	86.50	116.00	120.00	98.00	99.00	92.00	91.50	80.50	66.00	82.00
Cobre (mg/kg)	1.95	2.50	2.50	3.25	4.00	16.00	1.50	6.00	8.50	16.00	10.00	8.50	8.50	12.00	16.50
Boro (mg/kg)	35.08	31.80	31.80	33.43	33.43	27.03	21.69	21.69	20.20	27.81	27.81	28.60	27.03	26.25	28.60

Esto concuerda con CALVET *et al.* (1999), HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) y MOSSE (1973), quienes en sus publicaciones indican que el papel de la simbiosis es fundamental en la captación de elementos minerales de lenta difusión en los suelos, como los fosfatos solubles, el Zn y el Cu.

MENGE *et al.* (1980) en su experimento con paltos, observaron que esta especie micorrizada presentó un aumento en el contenido foliar de P, Zn y Cu en comparación a las plantas no micorrizadas.

SÁNCHEZ Y RAMÍREZ (2000) señalan que en el palto, el P participa en el almacenamiento y transferencia de energía, fotosíntesis y rizogénesis, entre otros procesos. El Zn participa en la actividad enzimática como co-factor y el Cu en la fotosíntesis. Por lo tanto, un mejor nivel nutricional de estos elementos en la planta se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo.

Además, se aprecia en el Cuadro 11 que los contenidos foliares de Nitrógeno en los tratamientos Control+30gr de inoculo y Control+40gr de inóculo son los mayores. Se debe recalcar que estos tratamientos sólo fueron inoculados con micorriza y no recibieron ningún otro aporte externo de fertilizante.

HERNÁNDEZ-DORREGO (2000) indica que la absorción de N también se favorece con la micorrización. Por otra parte, MENGE *et al.* (1980) también observaron un aumento del contenido foliar de N en paltos que establecían simbiosis micorrítica. En los Anexos 3, 4, 5, 6, 7 y 8, se presentan los gráficos de los distintos elementos del análisis foliar.

MENGE *et al.* (1980) explican las razones del aumento de contenido de N en paltos micorrizados, e indican que la captación y metabolismo de N y P están íntimamente relacionados, por lo que una deficiencia de P podría resultar en una disminución de la captación de N y viceversa. Una segunda hipótesis es que el mayor crecimiento de la planta micorrizada puede provocar una mayor transpiración, la cual haría

incrementar el flujo de agua más N disuelto desde la solución del suelo hacia las raíces micorrizadas del palto. Una tercera hipótesis que cabe mencionar para esto es que las micorrizas aumentan la conductividad hídrica de la planta o disminuyen la resistencia al paso del agua (HERNANDEZ-DORREGO, 2000); por lo tanto, el aumento del contenido de N foliar podría no sólo deberse a un aumento de la transpiración, sino a un efecto directo de las micorrizas al absorber más agua.

Según SÁNCHEZ Y RAMÍREZ (2000), el N en el palto forma parte de la estructura de la clorofila, por lo tanto, participa en el proceso fotosintético, y también forma parte de todas las proteínas. El N, además, es el elemento más requerido por el palto, y una aplicación excesiva de este elemento podría estimular el crecimiento vegetativo: Entonces, este sería otro factor a considerar para explicar el mayor crecimiento de las plantas inoculadas.

En el Cuadro 11, también es posible observar que el contenido de Mn foliar es menor en los tratamientos Control+40gr de inoculo y Control+30gr de inoculo. Esto coincide con lo indicado por POSTA *et al.* (1994), citado por SYLVIA (1999) quien reporta que tratamientos con micorriza disminuyeron el número de bacterias Mn-reductoras asociadas a las raíces de las plantas, resultando en una captación reducida de Mn por plantas micorrizadas.

Por otra parte, no se observaron diferencias en las cantidades de K, Mg y Fe en los tratamientos Control+40 o 30gr de inoculo con el resto de los tratamientos, coincidiendo con lo observado por MENGE *et al.* (1980).

Además, no se observa efecto de la fertilización foliar con Auxym.

En la Figura 2, se observa que el tratamiento Control + 40gr de inoculo (C4) a partir de la segunda quincena de diciembre comienza a aumentar su tasa de crecimiento en comparación al resto; es decir, logra mayor altura en menos tiempo. Si se compara con el tratamiento Control + 0gr de inoculo (CO) se puede extrapolar en el

tiempo que la diferencia con él sigue aumentando, lo mismo con los tratamientos fertirrigados. En la Figura 3, se observa la diferencia de altura que existe entre una planta micorrizada y una no micorrizada.

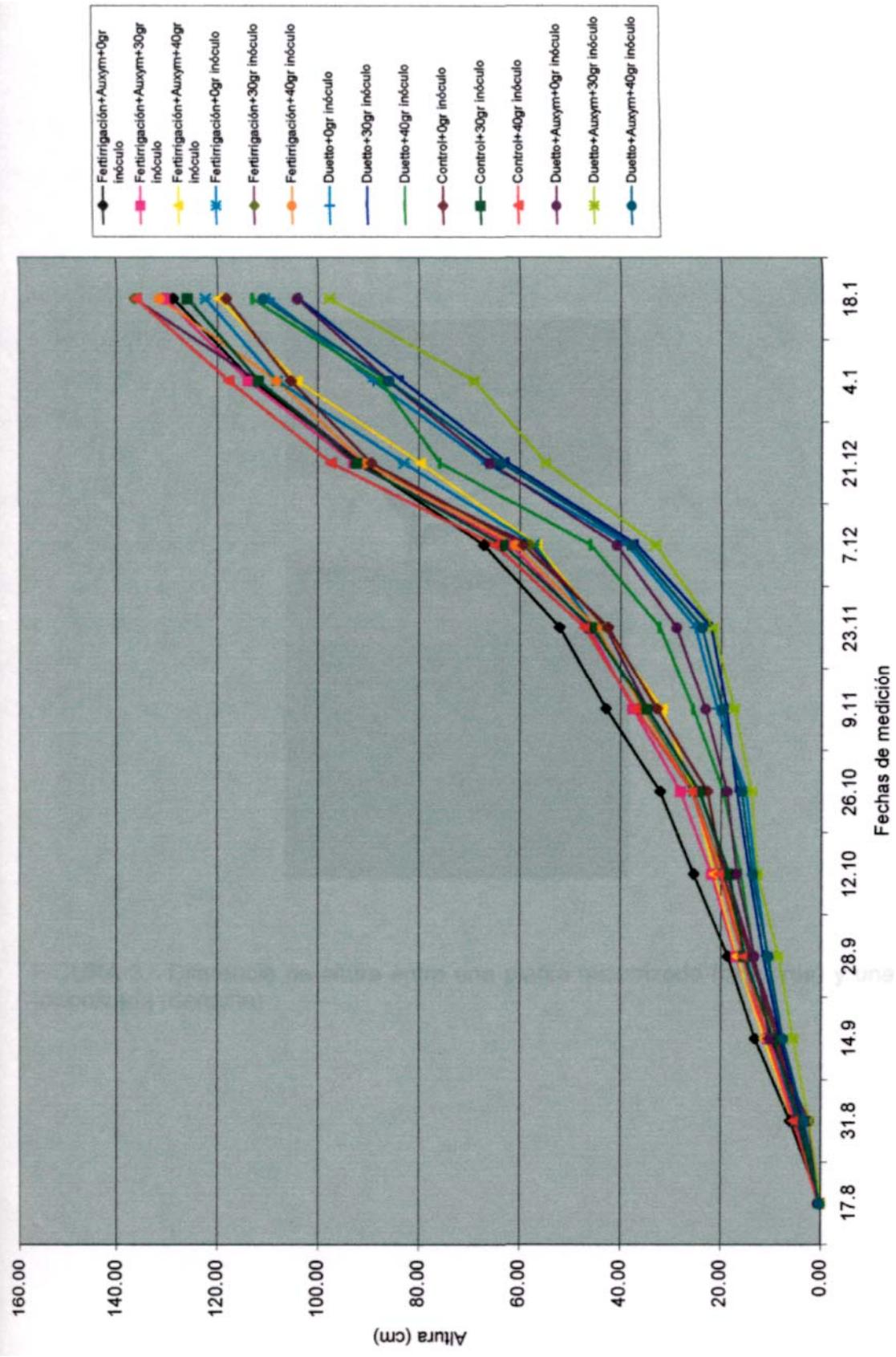


Figura 2. Promedios de altura por tratamiento en las fechas de medición.



FIGURA 3. Diferencia de altura entre una planta micorrizada (izquierda) y una no micorrizada (derecha).

4.2. Diámetro del tallo

Luego de 12 mediciones del diámetro del tallo a 5cm de altura desde el cuello, se observó que no hay efecto del factor dosis de inoculo ni de la interacción de los 2 factores, pero sí hay efecto del factor fertilización.

La razón por la cual no hay interacción de los factores es la señalada por BJORKMAN (1942), citado por GERDEMANN (1968), que indica que una relación C/N baja, producto de una fertilización nitrogenada hace a las raíces menos susceptibles a ser micorrizadas.

En los Cuadros 11, 12, 13, 14 y 15, se muestran los resultados del *Test* de Tuckey de las mediciones de diámetro que van de septiembre hasta noviembre. En ellos, se observa que en el período el cual va de la inoculación hasta noviembre no hay efecto de la micorrización en los tratamientos respectivos. Concuerda con lo expresado por MATTAR*, quien señala que el efecto promotor del crecimiento de las micorrizas se aprecia 3 meses después de la inoculación.

* MATTAR. M. Ing. Agr. Ms. 2001. Docente Universidad de Las America. Comunicación personal.

CUADRO 12. Diámetro del tallo a los 60 días de la siembra (14/09/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.11 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.14 a b
Duetto+0gr inóculo	0.21 a b c
Duetto+30gr inóculo	0.24 a b c
Fertirrigación+30gr inóculo	0.24 a b c
Control+0gr inóculo	0.29 a b c
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.30 a b c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	0.31 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	0.31 a b c
Control+30gr inóculo	0.31 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	0.33 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	0.34 a b c
Control+40gr inóculo	0.34 a b c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.37 b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	0.40 c
Media general	0.28

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 13. Diámetro del tallo a los 74 días de la siembra (28/09/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.16 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.36 b
Duetto+0gr inóculo	0.36 b
Duetto+40gr inóculo	0.36 b
Duetto+30gr inóculo	0.37 b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.40 b
Fertirrigación+40gr inóculo	0.40 b
Fertirrigación+0gr inóculo	0.43 b
Fertirrigación+30gr inóculo	0.43 b
Control+30gr inóculo	0.44 b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.46 b
Control+0gr inóculo	0.46 b
Control+40gr inóculo	0.47 b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	0.49 b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	0.49 b
Media general	0.41

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 16. Diámetro del tallo a los 116 días de la siembra (9/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.49 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.50 a b
Duetto+0gr inóculo	0.51 a b
Duetto+40gr inóculo	0.51 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.54 a b c
Duetto+30gr inóculo	0.56 a b c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	0.63 a b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	0.64 a b c d
Control+0gr inóculo	0.66 a b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	0.66 a b c d
Control+30gr inóculo	0.67 b c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.69 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	0.70 c d
Fertirrigación+40gr inóculo	0.70 c d
Control+40gr inóculo	0.74 d
Media general	0.61

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

En la Figura 4, se observa que a partir de la segunda quincena de septiembre, las plantas de los tratamientos con Duetto (D) no aumentan el diámetro de sus tallos, o incluso lo disminuyen. Este es un efecto directo del aumento de la salinidad en el sustrato, ya que coincide con los primeros síntomas visuales de! daño por sales.

De acuerdo a lo publicado por GRATTAN (1999), el agua del suelo es menos disponible para la planta cuando su potencial osmótico disminuye. La planta es capaz de combatir este efecto hasta cierto punto, y si e_i potencial osmótico sigue disminuyendo, en vez de entrar agua hacia las raíces por la diferencia de potenciales, el agua sale de las raíces hacia e! suelo provocando una deshidratación de la planta. Esto explica la disminución de! diámetro de las plantas fertilizadas con Duetto.

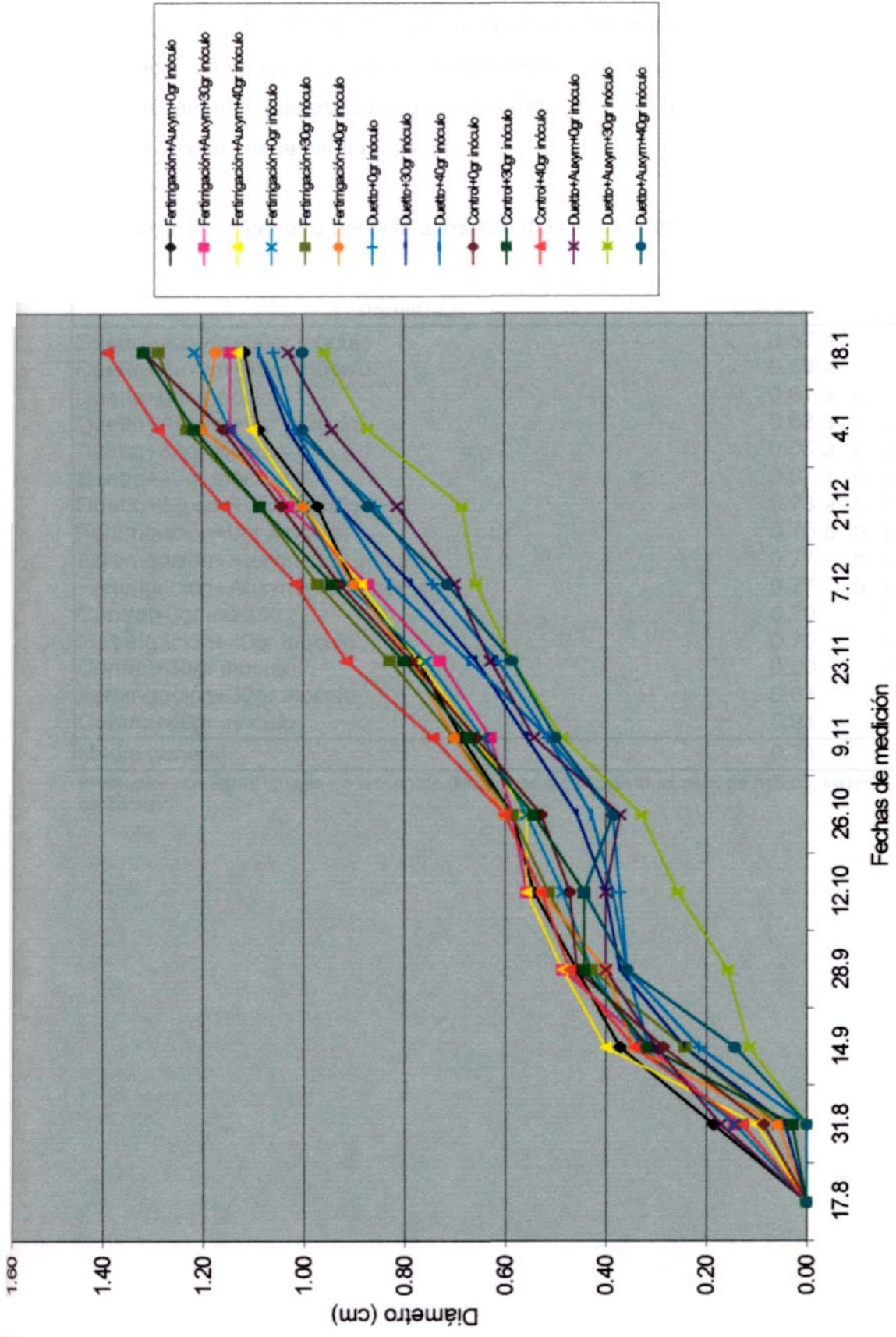


Figura 4. Promedios de diámetro del tallo por tratamiento en las fechas de medición.

En los Cuadros 16, 17, 18, 19 y 20, se observa una diferencia en los tratamientos de fertilización, y se aprecia que los tratamientos controles con 2 dosis de inóculo son estadísticamente iguales que los con fertirrigación, y el tratamiento Control+40gr de inóculo resulta con la media más alta.

CUADRO 17. Diámetro del tallo a los 130 días de la siembra (23/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.59 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.59 a
Duetto+0gr inóculo	0.61 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.63 a b c
Duetto+30gr inóculo	0.66 a b c d
Duetto+40gr inóculo	0.67 a b c d
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.73 a b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	0.76 a b c d e
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.77 b c d e
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	0.77 b c d e
Control+0gr inóculo	0.79 c d e
Fertirrigación+40gr inóculo	0.79 c d e
Control+30gr inóculo	0.80 c d e
Fertirrigación+30gr inóculo	0.83 d e
Control+40gr inóculo	0.91 e
Media general	0.73

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 18. Diámetro del tallo a los 144 días de la siembra (7/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.66 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.70 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.71 a b
Duetto+0gr inóculo	0.74 a b c
Duetto+30gr inóculo	0.79 a b c d
Duetto+40gr inóculo	0.83 a b c d e
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	0.87 b c d e f
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	0.89 c d e f
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.90 c d e f
Fertirrigación+40gr inóculo	0.90 c d e f
Fertirrigación+0gr inóculo	0.91 c d e f
Control+0gr inóculo	0.93 d e f
Control+30gr inóculo	0.94 d e f
Fertirrigación+30gr inóculo	0.97 e f
Control+40gr inóculo	1.01 f
Media general	0.85

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 19. Diámetro del tallo a los 158 días de la siembra (21/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.69 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.81 a b
Duetto+0gr inóculo	0.86 a b c
Duetto+Auxym+40gr inóculo	0.87 a b c
Duetto+30gr inóculo	0.93 a b c d
Duetto+40gr inóculo	0.93 a b c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	0.97 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	1.00 b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	1.00 b c d
Fertirrigación+40gr inóculo	1.00 b c d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	1.03 b c d
Control+0gr inóculo	1.04 b c d
Control+30gr inóculo	1.09 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	1.09 c d
Control+40gr inóculo	1.16 d
Media general	0.96

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 20. Diámetro del tallo a los 172 días de la siembra (4/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.87 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	0.94 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	1.00 a b c
Duetto+0gr inóculo	1.01 a b c
Duetto+40gr inóculo	1.01 a b c
Duetto+30gr inóculo	1.03 a b c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	1.09 a b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	1.10 a b c d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	1.14 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	1.14 b c d
Control+0gr inóculo	1.16 b c d
Fertirrigación+40gr inóculo	1.20 c d
Control+30gr inóculo	1.21 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	1.23 c d
Control+40gr inóculo	1.29 d
Media general	1.09

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 21. Diámetro del tallo a los 186 días de la siembra (18/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	0.96 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	1.00 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	1.03 a
Duetto+0gr inóculo	1.06 a b
Duetto+30gr inóculo	1.09 a b
Duetto+40gr inóculo	1.09 a b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	1.11 a b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	1.13 a b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	1.14 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	1.17 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	1.21 a b c
Fertirrigación+30gr inóculo	1.29 b c
Control+0gr inóculo	1.31 b c
Control+30gr inóculo	1.31 b c
Control+40gr inóculo	1.39 c
Media general	1.15

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

MENGE *et al.* (1980) concluyeron de su experimento que paltos micorrizados tenían un 140% más de peso seco de la parte aérea que los paltos no micorrizados. Esto refleja un mayor crecimiento de las plantas micorrizadas, y el diámetro del tallo está directamente relacionado con él.

Por otra parte, no se observó efecto de la aplicación foliar de Auxym.

4.3. Número de hojas

Luego de 12 mediciones del número de hojas, contándolas desde el cuello hasta la última hoja visible del ápice, se observó que no hay efecto del factor dosis de inoculo ni de la interacción de los 2 factores, pero si hay efecto del factor fertilización.

La razón por la cual no hay interacción de los factores es la misma señalada anteriormente para las otras variables por BJORKMAN (1942), citado por GERDEMANN (1968), quien indica que la fertilización nitrogenada reduce el valor de la relación C/N, y esto hace a las raíces menos susceptibles a ser micorrizadas.

En los Cuadros 22, 23, 24 y 25, se muestran los resultados del *Test* de Tuckey de las mediciones del número de hojas que van de septiembre hasta octubre. En ellos, se observa que en el período que va de la inoculación hasta octubre no hay efecto de ella en los tratamientos respectivos. Concuerda nuevamente con lo expresado por MATTAR*, quien señala que el efecto promotor del crecimiento de las micorrizas se aprecia 3 meses después de la inoculación.

* MATTAR, M Ing. Agr. Ms. 2001. Docente Universidad de Las América. Comunicación personal.

CUADRO 22. Número de hojas por planta a los 60 días de la siembra (14/9/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	2.29 a
Fertirrigación+30gr inóculo	3.00 a b
Control+0gr de inóculo	3.00 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	3.29 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	3.29 a b
Control+30gr inóculo	3.86 a b
Fertirrigación+0gr inóculo	3.86 a b
Duetto+30gr inóculo	3.86 a b
Duetto+40gr inóculo	3.86 a b
Duetto+0gr inóculo	4.29 a b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	4.57 a b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	4.57 a b
Fertirrigación+40gr inóculo	4.71 b
Control+40gr inóculo	4.71 b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	5.14 b
Media general	3.89

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 23. Número de hojas por planta a los 74 días de la siembra (28/9/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+0gr inóculo	4.86 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	5.00 a b
Duetto+40gr inóculo	5.57 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	5.86 a b
Fertirrigación+30gr inóculo	6.00 a b
Control+30gr inóculo	6.14 a b
Control+0gr inóculo	6.29 a b
Duetto+0gr inóculo	6.29 a b
Duetto+30gr inóculo	6.43 a b
Fertirrigación+0gr inóculo	6.57 a b
Fertirrigación+40gr inóculo	6.57 a b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	7.00 a b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	7.00 a b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	7.43 b
Control+40gr inóculo	7.43 b
Media general	6.30

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

CUADRO 24. Número de hojas por planta a los 88 días de la siembra (12/10/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+30gr inóculo	6.43 a
Control+0gr inóculo	7.00 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	8.00 a b c
Duetto+0gr inóculo	8.29 a b c d
Duetto+40gr inóculo	8.43 a b c d
Duetto+Auxym+40gr inóculo	8.57 a b c d
Duetto+30gr inóculo	9.29 a b c d
Control+30gr inóculo	9.57 b c d
Fertirrigación+30gr inóculo	9.71 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	10.00 b c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	10.14 c d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	10.43 c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	10.71 c d
Fertirrigación+40gr inóculo	10.71 c d
Control+40gr inóculo	11.14 d
Media general	9.23

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 25. N° de hojas por planta a los 102 días de la siembra (26/10/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+0gr inóculo	10.00 a
Duetto+40gr inóculo	10.00 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	10.71 a b
Duetto+Auxym+30gr inóculo	10.71 a b
Control+0gr inóculo	10.86 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	11.14 a b
Duetto+30gr inóculo	11.71 a b c
Control+30gr inóculo	13.86 b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	14.43 c d
Fertirrigación+30gr inóculo	14.43 c d
Fertirrigación+0gr inóculo	14.71 c d
Fertirrigación+40gr inóculo	15.00 d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	15.00 d
Control+40gr inóculo	15.43 d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	15.71 d
Media general	12.91

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

Se observó, a partir de la medición del 26 de octubre, una defoliación de las hojas basales de las plantas de los tratamientos fertilizados con Duetto; en general, se perdieron alrededor de 3 a 4 hojas por planta.

En los Cuadros 26, 27, 28, 29, 30 y 31, se comienza a apreciar el efecto de los tratamientos Control+30gr de inóculo y Control+40gr de inóculo.

CUADRO 26. Número de hojas por planta a los 116 días de la siembra (9/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+0gr inóculo	13.00 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	13.29 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	13.29 a
Duetto+Auxym+40gr inóculo	13.29 a
Duetto+40gr inóculo	13.57 a
Duetto+30gr inóculo	14.71 a b
Control+0gr inóculo	15.14 a b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	16.86 a b c d
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	17.86 b c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	18.00 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	18.29 b c d
Control+30gr inóculo	18.29 b c d
Fertirrigación+30gr inóculo	18.43 b c d
Fertirrigación+40gr inóculo	18.86 c d
Control+40gr inóculo	19.57 d
Media general	16.16

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 27. Número de hojas por planta a los 136 días de la siembra (23/11/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+0gr inóculo	15.71 a
Duetto+40gr inóculo	16.29 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	16.57 a b
Duetto+0gr inóculo	16.86 a b c
Duetto+Auxym+40gr inóculo	17.14 a b c d
Duetto+30gr inóculo	17.71 a b c d e
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	19.71 a b c d e f
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	21.14 b c d e f g
Control+0gr inóculo	20.14 b c d e f g
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	21.43 c d e f g
Fertirrigación+0gr inóculo	21.57 d e f g
Fertirrigación+30gr inóculo	21.86 e f g
Fertirrigación+40gr inóculo	21.86 e f g
Control+30gr inóculo	22.86 f g
Control+40gr inóculo	24.43 g
Media general	19.69

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 28. Número de hojas por planta a los 144 días de la siembra (7/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+0gr inóculo	18.86 a
Duetto+Auxym+0gr inóculo	19.43 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	19.43 a
Duetto+30gr inóculo	20.86 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	21.14 a b c
Duetto+40gr inóculo	23.43 a b c d
Control+0gr inóculo	24.29 a b c d
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	25.71 b c d
Fertirrigación+30gr inóculo	26.00 b c d
Fertirrigación+0gr inóculo	26.14 b c d
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	26.29 b c d
Fertirrigación+40gr inóculo	26.57 c d
Control+30gr inóculo	26.86 d
Fertirrigación+30gr inóculo	27.43 d
Control+40gr inóculo	28.86 d
Media general	24.09

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 29. Número de hojas por planta a los 158 días de la siembra (21/12/00).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+0gr inóculo	23.43 a
Duetto+30gr inóculo	25.43 a b
Duetto+Auxym+30gr inóculo	25.57 a b c
Duetto+Auxym+40gr inóculo	25.57 a b c
Duetto+0gr inóculo	26.57 a b c d
Duetto+40gr inóculo	27.57 a b c d e
Control+0gr inóculo	30.86 b c d e f
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	31.00 b c d e f
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	31.86 b c d e f
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	32.14 c d e f
Fertirrigación+0gr inóculo	32.71 d e f
Control+30gr inóculo	34.14 e f
Fertirrigación+30gr inóculo	35.00 f
Fertirrigación+40gr inóculo	35.00 f
Control+40gr inóculo	36.14 f
Media general	30.20

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 30. Número de hojas por planta a los 172 días de la siembra (4/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+0gr inóculo	28.14 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	28.86 a b
Duetto+0gr inóculo	30.86 a b c
Duetto+30gr inóculo	31.57 a b c d
Duetto+40gr inóculo	31.57 a b c d
Duetto+Auxym+40gr inóculo	31.57 a b c d
Control+0gr inóculo	34.71 a b c d e
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	35.71 b c d e f
Fertirrigación+0gr inóculo	37.00 c d e f
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	37.43 c d e f
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	37.43 c d e f
Fertirrigación+40gr inóculo	38.57 d e f
Control+30gr inóculo	38.86 e f
Fertirrigación+30gr inóculo	40.29 e f
Control+40gr inóculo	42.29 f
Media general	34.99

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 31. Número de hojas por planta a los 186 días de la siembra (18/01/01).

Tratamientos	Medias
Duetto+Auxym+0gr inóculo	32.43 a
Duetto+Auxym+30gr inóculo	33.86 a b
Duetto+40gr inóculo	35.29 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	35.71 a b
Duetto+30gr inóculo	36.14 a b
Duetto+0gr inóculo	36.43 a b
Control+0gr inóculo	39.71 a b c
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	39.86 a b c
Fertirrigación+40gr inóculo	40.57 a b c
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	41.00 a b c
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	41.29 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	41.57 a b c
Control+30gr inóculo	42.71 b c
Fertirrigación+30gr inóculo	43.14 b c
Control+40gr inóculo	48.00 c
Media general	39.18

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

RODRÍGUEZ (1982) indica que el palto en suelos con una conductividad eléctrica menor a 3 dS/m se desarrolla normalmente, pero cuando se pasa este nivel comienzan los efectos tóxicos de los cloruros de Sodio y Magnesio, produciendo quemaduras en las puntas y bordes de las hojas, y defoliaciones intensas.

MENDOZA (2000) indica que los síntomas foliares de exceso de Na consisten en necrosis o quemaduras que se inician a lo largo del borde de las hojas más viejas, y se extienden a las zonas intervenales al aumentar la concentración de Na

La defoliación producida en los tratamientos fertilizados con Duetto coincide precisamente con lo señalado por RODRÍGUEZ (1982) y por MENDOZA (2000), ya que las plantas comenzaron con un desecamiento en el ápice que luego se extendió hacia los bordes entrando hacia la nervadura central y llegando a la caída de las hojas basales. Esto explica la diferencia de 15 hojas que existe entre el tratamiento

más afectado (Duetto+Auxym+Ogr de jnóculo) con el de mejor resultado (Control+40gr_s de inoculo).

CALABRESE (1992) señala que los iones Na⁺ y Cl⁻ son fácilmente eliminables, y debido al aporte de agua de riego sin una alta concentración de estas sales, con el tiempo su presencia se reduciría rápidamente, casi hasta anularse.

Es por esta razón que el efecto de la alta conductividad eléctrica producida por el Duetto no se mantuvo en el tiempo, ya que al regar con una agua con 0.65 dS/m las sales se lavaron y a partir de la primera quincena de noviembre las plantas afectadas comenzaron a retomar el crecimiento normal, pero al pasar por un período con problemas, estas plantas quedaron en desventaja frente al resto.

En la Figura 5, se observa que el tratamiento Control+40gr de inoculo resultó con el mayor número de hojas. No es un efecto directo de la micorrización, pero se debería a que simplemente una planta de mayor altura, que no ha pasado por períodos de estrés, tiene un mayor número de hojas que una planta de menor altura. En la Figura 6, se observa el daño provocado por el estrés salino y la defoliación basal que produjo.

Al igual que para las otras variables, no se observó efecto de la aplicación foliar de Auxym sobre el número de hojas.

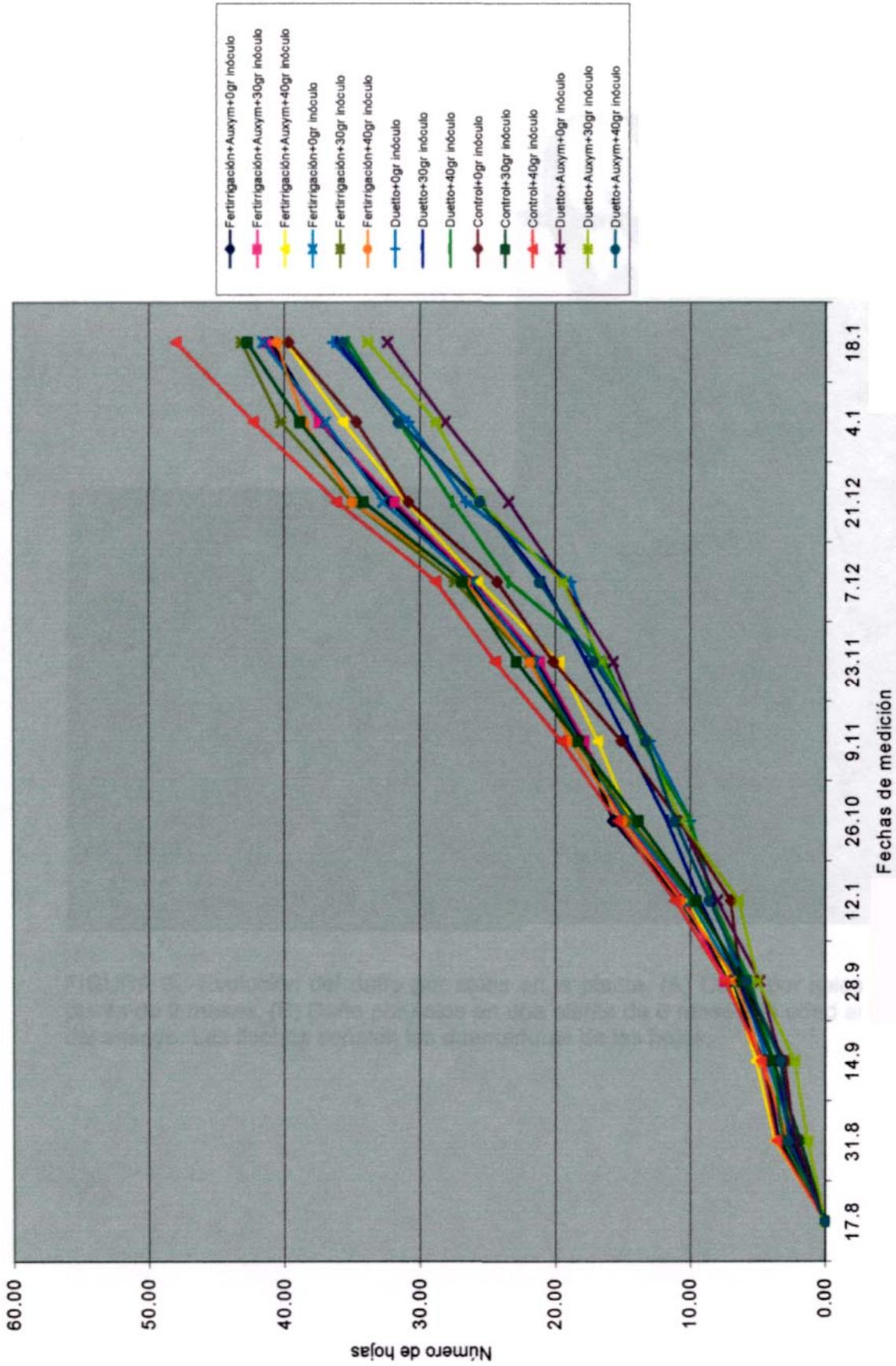


Figura 5. Promedios de número de hojas por tratamiento en las fechas de medición.

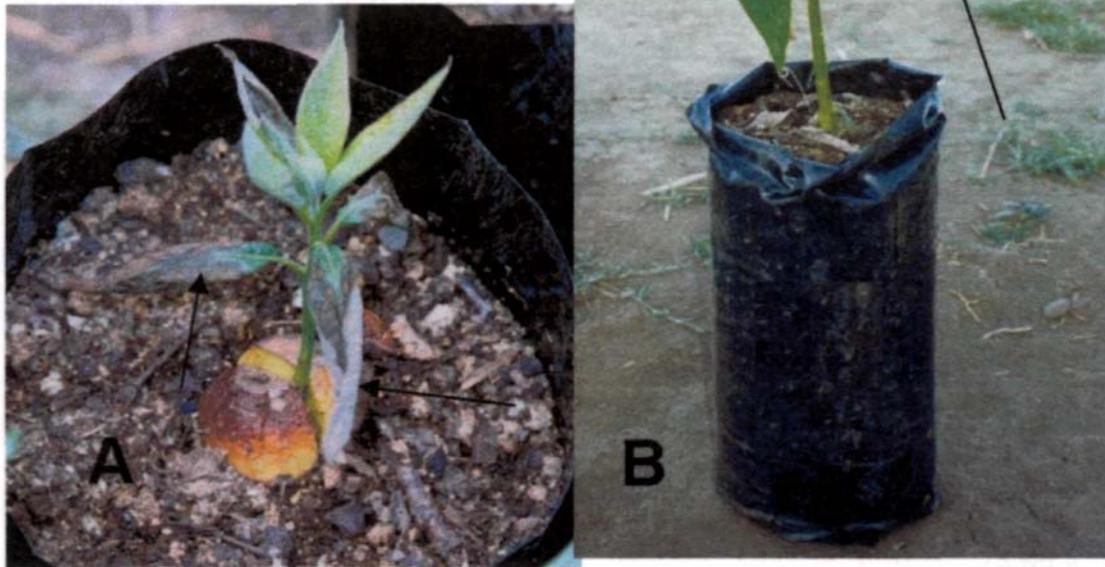


FIGURA 6. Evolución del daño por sales en la planta. (A) Daño por sales en una planta de 2 meses. (B) Daño por sales en una planta de 6 meses de edad al término del ensayo. Las flechas señalan las quemaduras de las hojas.

4.4. Materia seca aérea y radicular

A las plantas se les extrajo el peso seco aéreo y radicular al final del experimento. Los resultados se analizaron estadísticamente y se concluyó que para ambas partes hay efecto del tratamiento de fertilización y no de la dosis de inóculo ni de la interacción de los factores. Los resultados se presentan en los Cuadros 31 y 32.

La razón por la que no hay interacción entre la fertilización y la dosis de inóculo ha sido explicada en los puntos anteriores.

CUADRO 31. Promedios de materia seca aérea de las plantas por tratamiento.

Tratamientos	Medias (gr)
Duetto+Auxym+30gr inóculo	34.82 a
Fertirrigación+40gr inóculo	43.35 a b
Duetto+0gr inóculo	50.63 a b
Duetto+30gr inóculo	52.79 a b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	52.99 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	55.20 a b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	55.88 a b
Duetto+40gr inóculo	56.87 a b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	57.68 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	58.28 a b
Fertirrigación+0gr inóculo	59.34 a b
Control+0gr inóculo	60.68 a b
Fertirrigación+30gr inóculo	73.95 a b
Control+30gr inóculo	76.43 a b
Control+40gr inóculo	80.71 b
Media general	57.97

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el Test de Tuckey.

CUADRO 32. Promedios de materia seca radicular de las plantas por tratamiento.

Tratamientos	Medias (gr)
Duetto+Auxym+30gr inóculo	10.10 a
Duetto+30gr inóculo	12.41 a b
Duetto+40gr inóculo	12.72 a b
Duetto+0gr inóculo	12.82 a b
Fertirrigación+Auxym+30gr inóculo	14.40 a b
Fertirrigación+Auxym+0gr inóculo	15.56 a b
Fertirrigación+40gr inóculo	15.58 a b
Duetto+Auxym+40gr inóculo	15.80 a b
Fertirrigación+Auxym+40gr inóculo	15.93 a b
Duetto+Auxym+0gr inóculo	16.77 a b
Control+0gr inóculo	18.85 a b c
Fertirrigación+0gr inóculo	20.68 a b c
Control+30gr inóculo	22.12 b c
Fertirrigación+30gr inóculo	23.93 b c
Control+40gr inóculo	29.38 c
Media general	17.14

Promedios con letras iguales no presentan diferencias significativas al nivel de $p=0.05$, según el *Test* de Tuckey.

Nuevamente se observa que, según el *Test* de Tuckey, dentro de los 3 mejores tratamientos se encuentra el Control+30gr de inóculo y el Control+40gr de inóculo.

MENGE *et al*, (1980) observaron de su experimento con paltos, que los micorrizados tuvieron un 98% más de peso seco en la parte aérea que los no micorrizados.

MENGE *et al*, (1977) también advirtieron en su experimento con paltos, que los micorrizados tenían casi un 100%. más de materia seca radicular que los paltos no micorrizados.

Por otro lado, en los puntos anteriores se observó que los tratamientos Control+30gr de inóculo y Control+40gr de inóculo resultaron ser los de mejor respuesta en altura, diámetro de tallo y número de hojas, y esto concuerda con la

medición de materia seca, ya que las plantas más desarrolladas resultaron con una mayor materia seca, tanto aérea como radicular.

RODRÍGUEZ (1982) indica que el palto desarrolla mejor su sistema radicular con una adecuada nutrición de Fósforo.

Al analizar el análisis foliar (Cuadro 11), se observa un contenido foliar mayor de P en el tratamiento Control+40gr de inóculo, podría ser la respuesta al mayor desarrollo radicular de este tratamiento.

En la Figura 7, se observa el mejor resultado de los tratamientos Control+30gr y 40gr de inóculo tanto en materia seca aérea como radicular. Se debe observar la correspondencia que existe entre una materia seca aérea y radicular, en donde a mayor materia seca aérea, se asocia una mayor materia seca radicular. En la Figura 8, se observan los sistemas radiculares de plantas micorrizadas, no micorrizadas y afectadas por el estrés salino.

Por último, no se aprecia efecto de la aplicación foliar de Auxym.

En general, para todas las variables evaluadas en el ensayo se requiere de un mayor tiempo para apreciar diferencias de mayor magnitud entre los tratamientos micorrizados y los no micorrizados (RINCÓN, 200)'

* RINCÓN, T. Ing. Agr. Delegado Sudamérica de Agronutrientes Especiales, España. Comunicación personal.

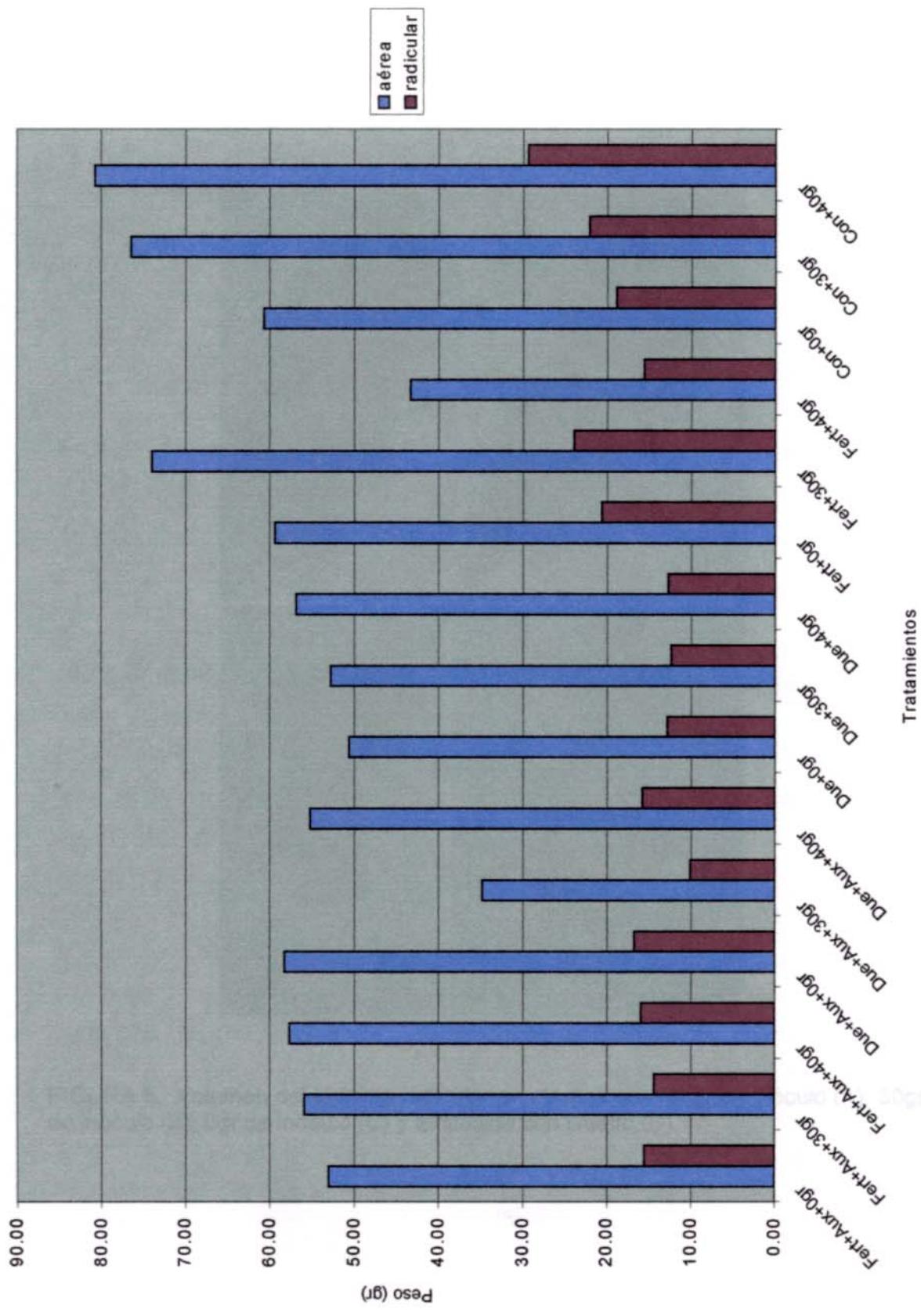


Figura 7. Promedios de materia seca aérea y radicular por tratamiento.

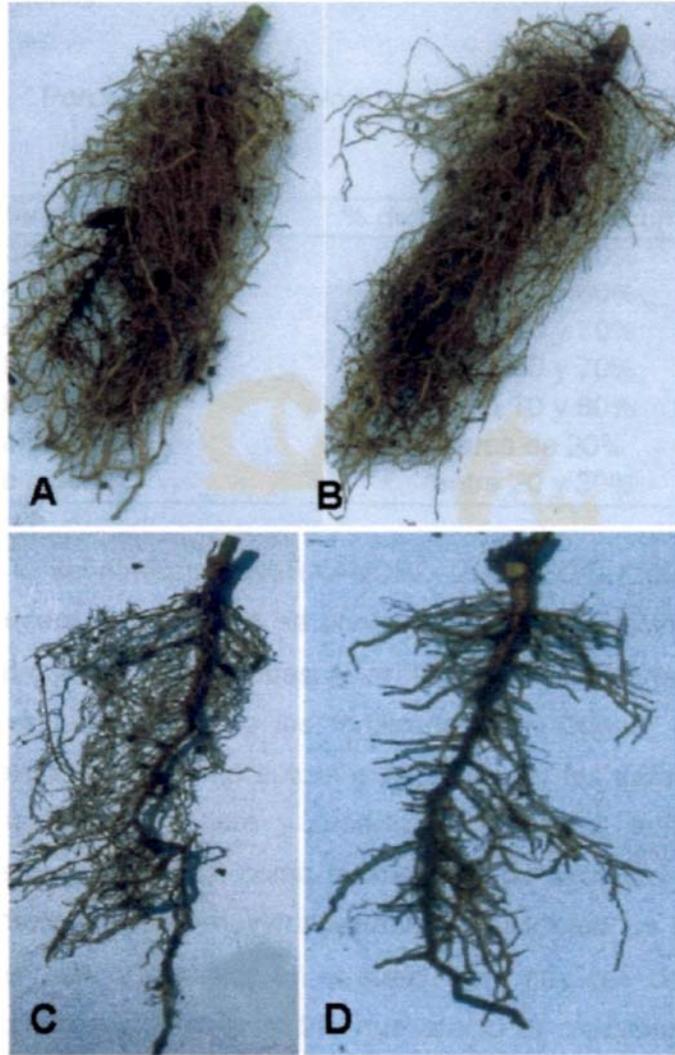


FIGURA 8. Volumen del sistema radicular en plantas con: 40gr de inóculo (A), 30gr de inóculo (B), 0gr de inóculo (C) y fertilizada con Duetto (D).

4.5. Colonización micorrítica (CM)

En el Cuadro 33, se presentan los resultados obtenidos luego de la tinción de fragmentos de raíces.

CUADRO 33. Porcentajes de colonización micorrítica en los tratamientos analizados.

Tratamientos	% de colonización micorrítica
Fertirrigación+30gr de inóculo	entre 50 y 70%
Fertirrigación+40gr de inóculo	entre 50 y 60%
Control+0gr de inóculo	entre 50 y 70%
Control+30gr de inóculo	entre 50 y 70%
Control+40gr de inóculo	entre 70 y 80%
Duetto+30gr de inóculo	cerca de 20%
Duetto+40gr de inóculo	entre 20 y 30%

De acuerdo a lo señalado por HERNÁNDEZ-DORREGO (2001)* una vez que el valor de CM supera el 50 ó 60% se considera una colonización alta y las plantas están adecuadamente micorrizadas. Por lo tanto, se aprecia que todos los tratamientos evaluados, excepto los fertilizados con Duetto, resultaron con una micorrización exitosa. La misma autora explica que en los tratamientos con Duetto se observó una infección pobre y superficial del hongo, aunque se detectaron muchos puntos de entrada así como micelio externo alrededor de la raíz, pero la colonización interna (que es muy importante) fue muy baja. La autora atribuyó esto a un exceso de materia orgánica en el suelo, pero hay que considerar que estos tratamientos sufrieron un estrés salino que afectó el crecimiento completo de la planta incluyendo las raíces.

HERNÁNDEZ-DORREGO (2001)* indica que el tratamiento Control+Ogr de inoculo también fue colonizado por micorrizas, lo que significa que en el sustrato también hay presentes hongos formadores de micorriza nativos; sin embargo, el hongo

* HERNANDEZ-DORREGO, A. Ing. Agr. Ph. D. 2001. Agronutrientes especiales España. Comunicación personal.

Glomus intraradices procedente del inoculo y aportado artificialmente resultó ser evidentemente más efectivo que los aislados nativos.

El tratamiento Control+40gr de inoculo se mostró con el mayor valor de CM de los tratamientos evaluados. Esto esta directamente relacionado con los efectos antes descritos, en los que este tratamiento evidenció finalmente los mejores resultados.

Por lo tanto, mediante la prueba de CM se observó que el hongo micorriza evaluado es capaz de penetrar en las raíces de los paltos y formar la simbiosis micorrítica con todos los beneficios que ella trae.

5. CONCLUSIONES

Los tratamientos Control + 40gr y Control + 30gr de inoculo respondieron estadísticamente igual que los tratamientos fertirrigados de la manera convencional en altura de las plantas, diámetro del tallo, número de hojas, materia seca aérea y materia seca radicular.

Por medio de la tinción de azul de tripano se comprobó, junto con las otras variables evaluadas, que el hongo formador de micorrizas *Glomus intraradices* Schenck & Smith es capaz de colonizar las raíces de palto y entablar la relación micorrítica.

Con los tratamientos fertilizados con Duetto, se lograron los más bajos resultados en todas las variables estudiadas.

No se observó efecto de la fertilización foliar con Auxym oligo en ninguna de las variables evaluadas.

No se observó un efecto sinérgico entre la aplicación de inoculo y la fertilización con Duetto o fertirrigación con urea, ni tampoco se observó un efecto rehabilitador de las micorrizas frente al estrés salino.

En el análisis foliar, se observó que los tratamientos Control + 40 y 30gr de inoculo tuvieron una mayor cantidad de N, P, Zn, Cu y Ca, y menores cantidades de Mn. Los contenidos de Mg, B y Fe fueron irregulares en todos los tratamientos.

6. RESUMEN

Actualmente, en Chile, en la propagación del palto y todos los frutales, se utilizan sustratos fumigados con Bromuro de Metilo más cloropicrina o vaporización. Con esta labor se obtienen sustratos prácticamente inertes perdiendo todos los beneficios que otorgan los microorganismos que habitan el suelo. Los hongos micorrizas son habitantes regulares de casi el 100% de los suelos del mundo, y su relación con las plantas es igualmente amplia. El principal beneficio es el de incrementar la eficiencia de la absorción de nutrientes al aumentar el volumen de suelo explorado y la absorción de agua. Al fumigar el sustrato, se eliminan todas las fuentes de inoculos naturales de estos hongos y, por lo tanto, no se establecen las relaciones micorríticas.

En el Vivero de Plantas Certificadas de Cítricos de la Agrícola CEGEDE Ltda. (Hijuelas, V Región) se realizó el ensayo de inoculación de paltos Mexícola (*Persea americana* Mili.) con el hongo micorriza *Glomus intraradices* Schenck & Smith.

Junto con la inoculación, en 3 dosis, se probó la fertirrigación tradicional con urea, un fertilizante orgánico (Duetto) y una fertilización foliar (Auxym). Los tratamientos fertilizados con Duetto se vieron fuertemente afectados por un estrés salino provocado por una alta dosis del fertilizante. Esto provocó un retardo en el desarrollo de las plantas, lo que se tradujo en plantas de menor altura, diámetro del tallo, número de hojas, materia seca aérea y radical. No se observó efecto de la fertilización foliar con Auxym.

Los tratamientos Control + 40gr de inoculo y Control + 30gr de inoculo obtuvieron los mejores resultados en todas las variables antes mencionadas, y fueron estadísticamente igual a los tratamientos con fertirrigación. Estos mismos tratamientos resultaron con los más altos contenidos de N, P, Zn, Cu y Ca foliar, considerando que a estos tratamientos sólo se les aplicó agua, por lo tanto, un más alto contenido de estos nutrientes sólo se explica por la micorrización de las raíces. El contenido de Mn fue más bajo en estos tratamientos. Los contenidos de K, Fe, Mg y B fueron similares en todos los tratamientos.

Por medio de la tinción de raíces, se comprobó que el hongo evaluado es capaz de penetrar las raíces de palto y entablar la relación micorrítica. Se observó que la presencia de una alta dosis de Duetto redujo la colonización micorrítica. No se verificó un efecto combinado de la inoculación con la fertilización. Tampoco se advirtió un efecto rehabilitador de las micorrizas frente al estrés salino.

Por lo tanto, al apreciar que los resultados fueron mejores en los tratamientos Control+40gr de inoculo y Control+30gr de inoculo en todas las variables evaluadas, se concluyó que la fertilización es prescindible para lograr esos buenos resultados. Entonces, al ser estadísticamente iguales a los tratamientos fertirrigados, abre la posibilidad de reemplazar la fertilización inorgánica por esta alternativa natural, permitiendo producir plantas de forma orgánica.

LITERATURA CITADA

- AZCÓN - AGUILAR, C., PALENZUELA, J., GARCÍA, L y BAREA, J.M. 1999. Aplicación de las micorrizas en hortofruticultura. *Phytoma España*. 110(6). 46-56.
- BAREA, J.M., PÉREZ-SOLÍS, E., DEL VAL, C. y AZCÓN-AGUILAR, C. 1999. Importancia de las micorrizas en el establecimiento y protección de las plantas en suelos degradados. *Phytoma España* 111(8): 18-27.
- CALABRESE, F. 1992. El aguacate. Edición española. Madrid, Mundiprensa. 249p.
- CALVET, M., CAMPRUBÍ, A., BALADA, A. y MORERA, C. 1997. Utilization of arbuscular mycorrhizae for the production of citrus rootstock cultivars in spanish nurseries. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le developpment (GIRAD). 5° Congreso Mundial de viveristas de cítricos. Montpellier, 5 - 8 de marzo de 1997. s.p.
- _____, ESTAÚN, V. Y CAMPRUBÍ, A. 1999. Perspectivas futuras para la micorrización de los frutales. *Phytoma España* 114(12): 52 - 57.
- COX, G. y SANDERS, F. 1974. Ultraestructure of the host-fungus interface in a vesicular - arbuscular mycorrhiza. *New Phytol.* 73, 901 - 912.
- _____. y TINKER, P.B. 1976. Translocation and transfer of nutrients in vesicular- arbuscular mycorrhizas. *New Phytol.* 77, 371 -378.
- GARRIOCK, M.L., PETERSON, R.L. y ACKERLEY, C.A. 1989. Early stages of *Allium porrum* (leek) roots by the vesicular - arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus versiforme*.
- GARDIAZÁBAL, F. y ROSENBERG, G. 1993. Cultivo del palto. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso. 112p.

- GERDEMAN, J. W. 1968. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Annu. Rev. Phytopathology* 6: 397-418.
- GIANINAZZI - PEARSON, V., y SMITH, S.E. 1993. Physiology of mycorrhizal mycelia. *Adv. Plant Pathol.* 9: 55 - 81.
- GIOVANETTI, M., SBRANA, C., AVIO, L., CITERNESI, A.S. y LOGI, C. 1993. Differential hyphal morphogenesis in arbuscular mycorrhizal fungi during preinfection stages. *New Phytol.* 125, 587 - 593.
- GRATTAN, S. 1999. Irrigation water and salinization. In: University of California. *Agricultural salinity and drainage.* University of California, pp. 3 - 30.
- GREEN, H., LARSEN, J., OLSSON, P.A., JENSEN, D.F. y JAKOBSEN, I. 1999. Suppression of the biocontrol agent *Trichoderma harzianum* by mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* in root-free soil. *American Society for Microbiology* 65(4): 1428 - 1434.
- HERNÁNDEZ-DORREGO, A. 2000. Las micorrizas, (on line). www.terraia.com
- _____, CALVET, C., PINOCHET, J., CAMPRUBÍ, A., ESTAÚN, V. y BONET, A. 2000. Growth response of the plum rootstock to mycorrhizal inoculation with *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices* in a replant soil infested with nematodes, (on line) www-icom2.slu.se
- INTERNATIONAL CULTURE COLLECTION OF ARBUSCULAR AND VESICULAR ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGÍ (INVAM). 2000. *Glomus intraradices* reference accession: ut126, (on line). <http://invam.caf.wvu.edu>
- MENDOZA, H. 2000. Alcalinidad y salinidad: diagnóstico, efecto sobre la producción y soluciones. *Bioamérica. Primer Simposium Internacional de Fertirrigación y Control en Frutales y Viñas.* Santiago, 3 de agosto del 2000. s.p.

- MENGE, J. A., DAVIS, M., JOHNSON, E. y ZENTMEYER, G. 1977. Mycorrhizal fungí ;increase growth and reduce transplant injury in avocados. Calif. Agr. 32(4): 6-7.
- _____, LARDE, J., LABANAUSKAS, C.K. y JOHNSON, E. 1980. The effect of two mycorrhizal fungi upon growth and nutrition of avocado seedlings grown with six fertilizer treatments. J. Amer. Soc. Hort. Scj. 105(3): 400 - 404.
- MORTON, J., y BENNY, G.L. 2000. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, two new suborders, Glominae and Gigasporinae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae, (on line). www.mycotaxon.com
- MOSSE, B. 1973. Advances ;n the study of vesicular- arbuscular mycorrhiza. Annu. Rev. Phytopathology 11:171 - 196.
- OFICINA DE ESTUDIOS Y PLANIFICACIÓN AGRARIA (ODEPA). 2000. Cuadro de superficie total de frutales en el país, (on line). www.odepa.gob.cl
- RODRÍGUEZ, F. 1982. El aguacate. Primera edición. México, AGT Editor. 166p.
- SALISBURY, F. Y ROSS, C. 1992. Fisiología vegetal. México. Grupo editorial iberoamericana. 759p.
- SOUZA, P.V.D., ABAD, M., ALMELA, V. yAGUSTÍ, M. 1996. Efectos del AI B y de hongos endomicorrízicos sobre el desarrollo vegetativo de plantas de citrange carrizo. Influencia del sustrato de cultivo. Levante Agrícola 337(4): 312-319.
- SYLVIA, D.M. 1999. Fundamentáis and applications of arbuscular mycorrhizae: a "biofertilizer" perspective, (on line). <http://dmsylvia.ifas.ufl.edu>
- SÁNCHEZ, P. Y RAMÍREZ, P. 2000. Fertilización y nutrición del aguacatero, In: Daniel Téliz. El aguacate y su manejo integrado. México, Mundiprensa. pp. 101 - 112.

- VIDAL, M. T., AZCÓN-AGUILAR, C. Y BAREA, J.M. 1992. Mycorrhizal inoculation enhances growth and development of micropropagated plants of avocado. *Hortscience* 27(7): 785 - 787.
- VIMARD, B., ST-ARNAUD, M., FURLAN, V. y FORTÍN, J. 2000. In vitro monoxenic spores of *Glomus intradices* used to produce endomycorrhizal plants: a solution to potentially contaminated inoculum, (on line). www-icom2.slu.se
- WANG, B. Y HAMEL, C. 2000. Low temperatures reduce growth but not *Glomus intradices* mycelium growth, (on line). www-icom2.slu.se
- WILCOX, H. 1996. Mycorrhizae. In: Yoav Waisel, Amram Eshel, Uzi Kafkafi. Plants roots, the hidden half. New York, Marcel Dekker, Inc. pp. 680 - 721.
- WU, C. y LIN, S. 2000. Glomales of Taiwan: VII. *Jimtrappea* and *J. macrospora*, new taxa of Acaulosporaceae (Glomaceae), (on line). www.mycotaxon.com

ANEXOS

ANEXO 1. Mediciones de luz, conductividad eléctrica del agua y temperatura del sustrato.

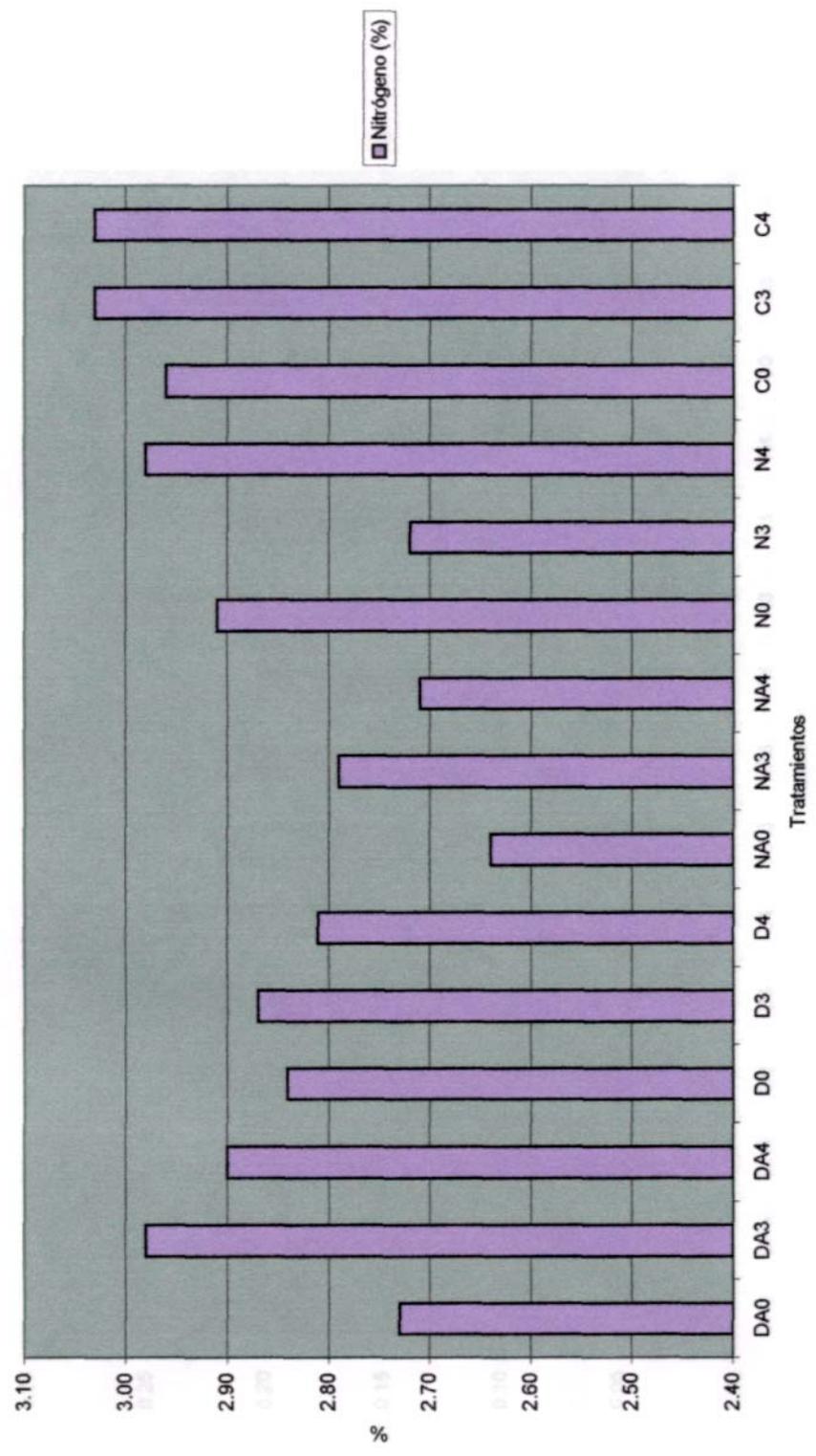
	Invernadero	Aire Libre
Día despejado	1202 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$	1675 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$
Día parcial	650 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$	1077 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$
Día nublado	270 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$	467 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{sg}$

- Conductividad eléctrica del agua: 0.65 dS/m.
- Temperatura del sustrato en Invierno: 15°C.
- Temperatura del sustrato en verano: 28°C.

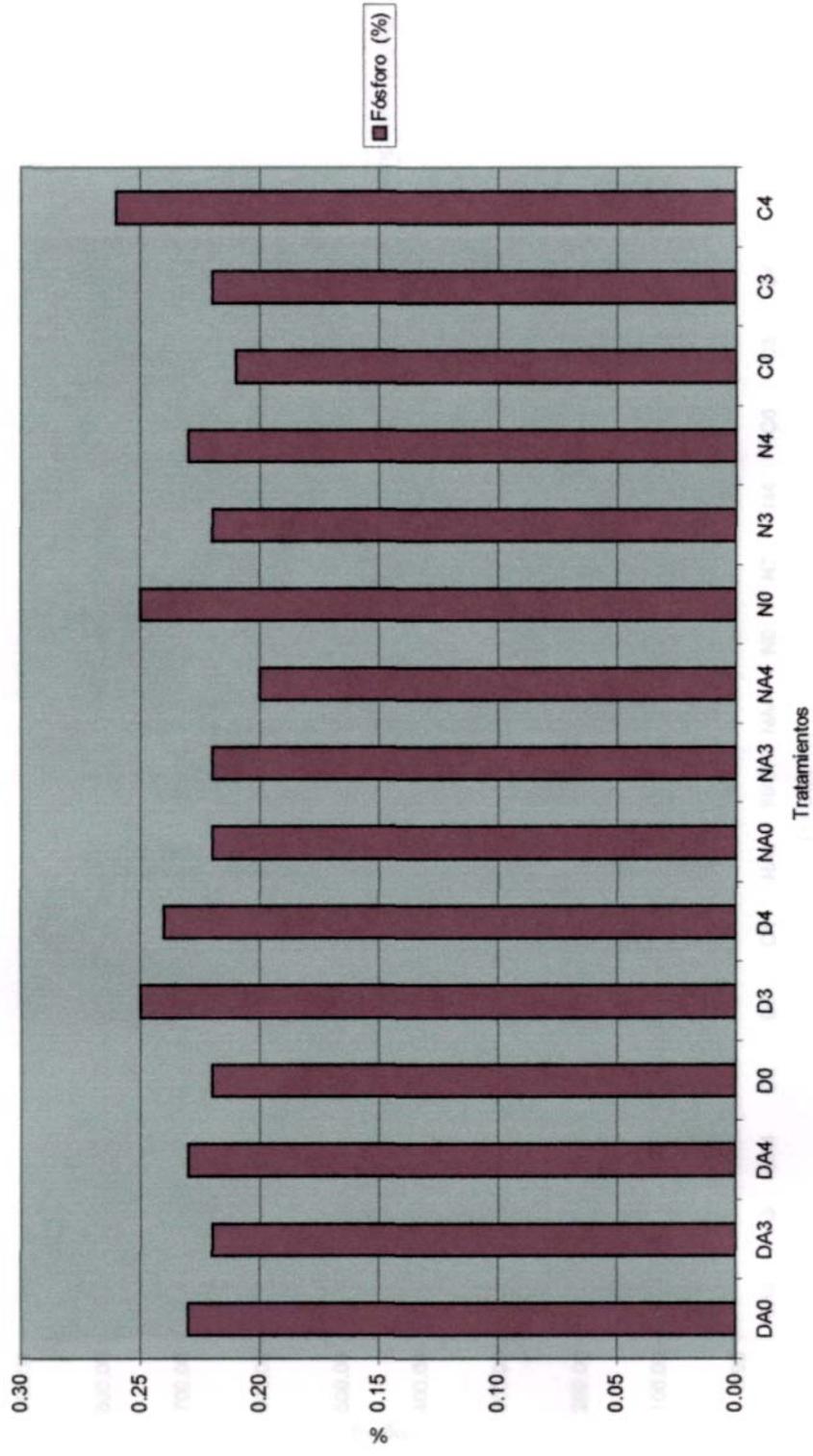
ANEXO 2. . Análisis de salinidad en un sustrato fertilizado con Duetto.

pH		6.11
Conductividad eléctrica	dS/m	6.23
Materia orgánica	(%)	39.06
Nitrógeno disponible	(mg/kg)	328.19
Nitrógeno total	(%)	0.20
Fósforo disponible	(mg/kg)	756.52
Potasio de intercambio	(mg/kg)	1686.65
Cationes		
Potasio	(mmol+/lt)	10.94
Sodio	(mmol+/lt)	6.55
Calcio	(mmol+/lt)	17.15
Magnesio	(mmol+/lt)	28.82
Aniones		
Carbonatos	(mmol-/lt)	NSD
Bicarbonatos	(mmol-/lt)	3.75
Sulfatos	(mmol-/lt)	15.85
Cloruros	(mmol-/lt)	3.14
Relación absorción de Sodio (R.A.S.)		1.37

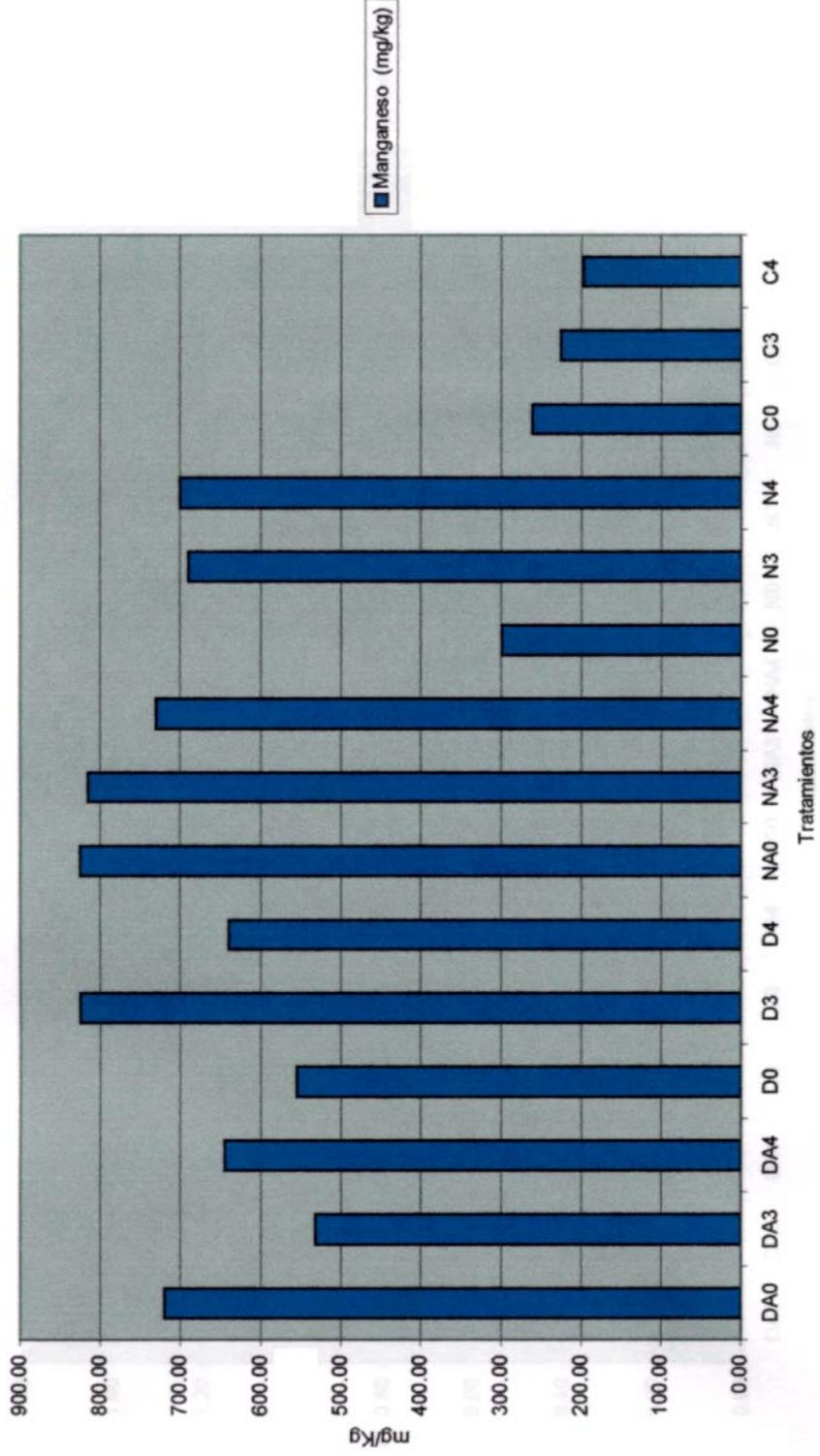
ANEXO 3. Contenido foliar de Nitrógeno.



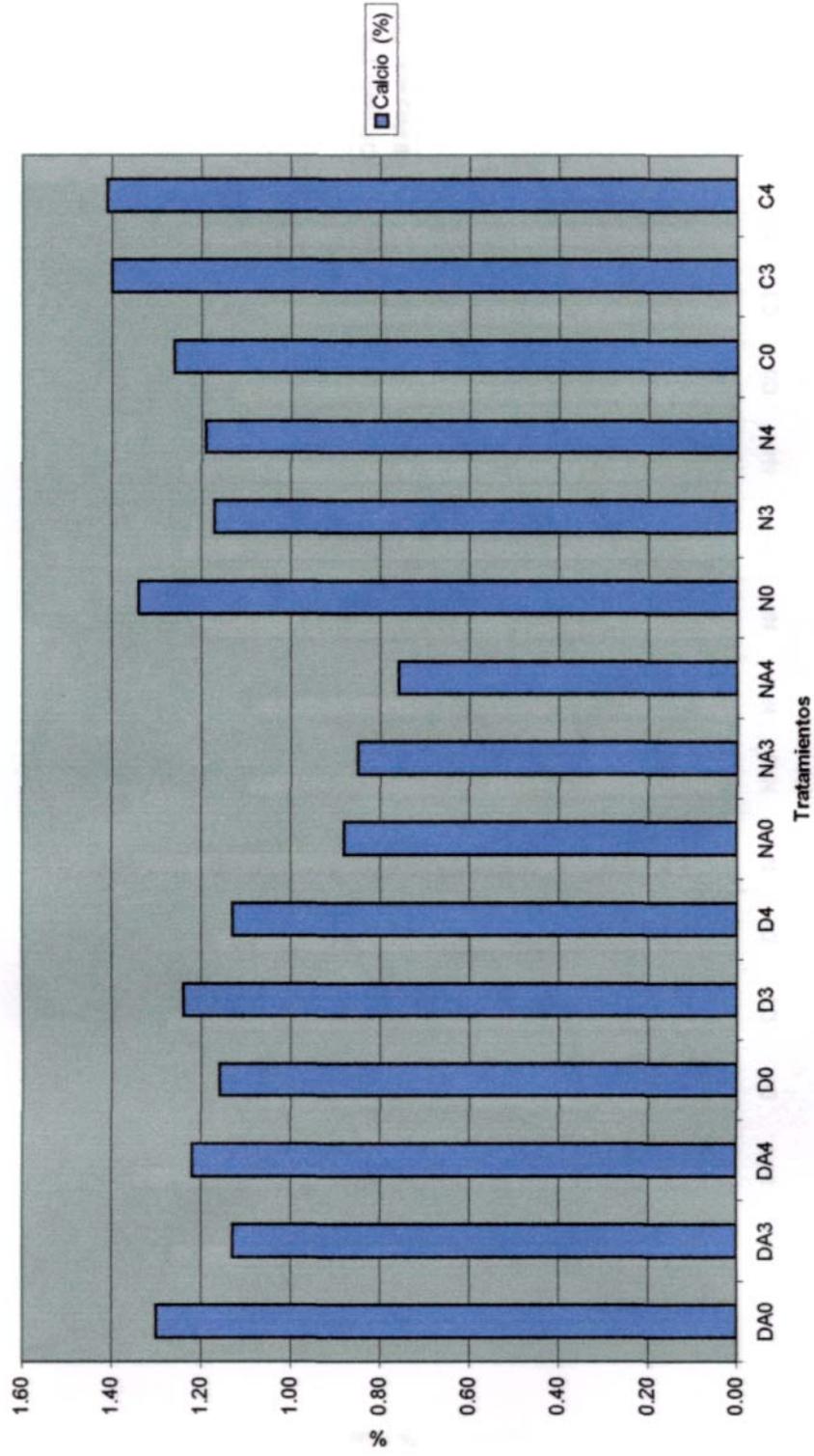
ANEXO 4. Contenido foliar de Fósforo.



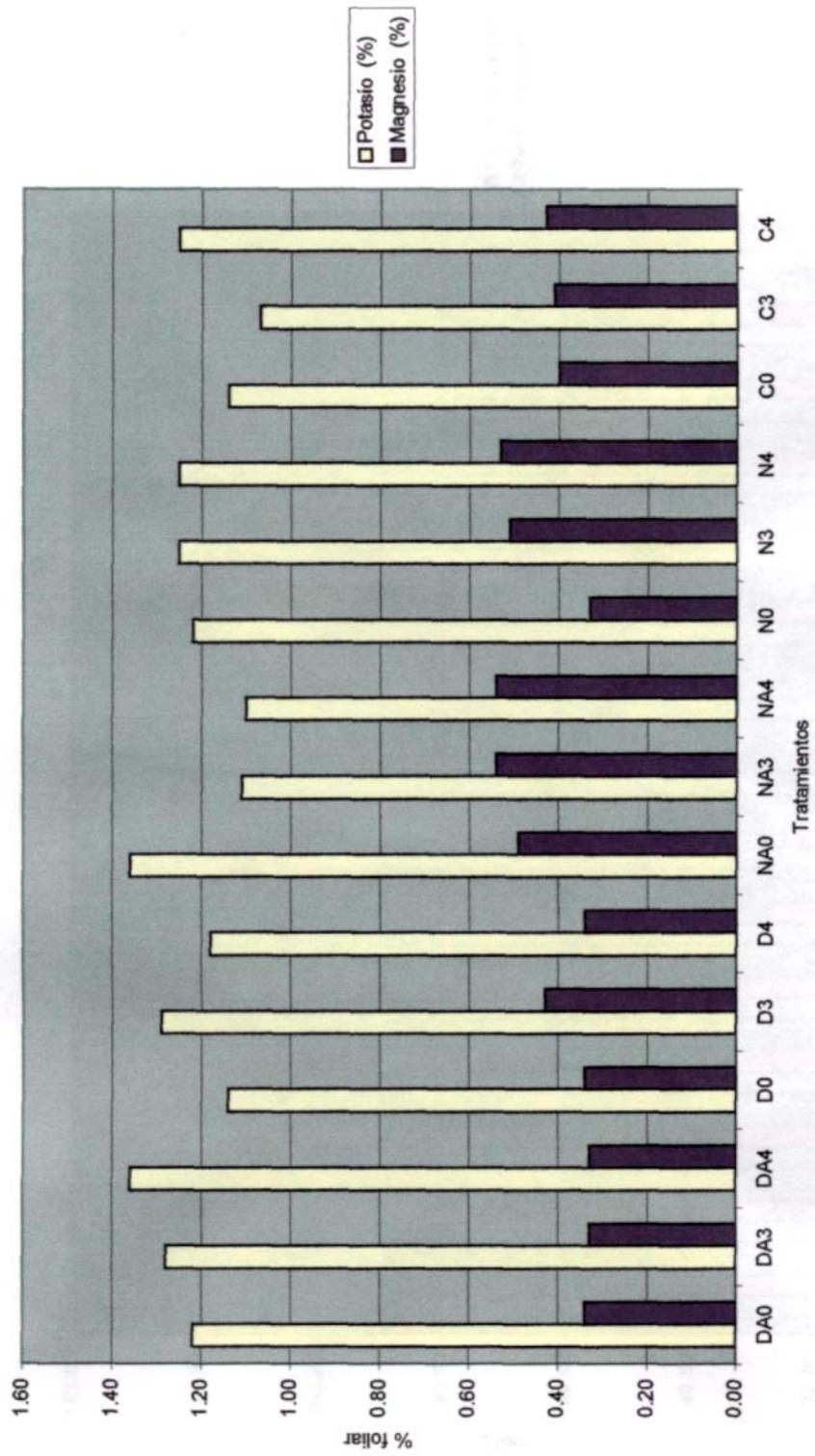
ANEXO 5. Contenido foliar de Manganeso.



ANEXO 6. Contenido foliar de Calcio y Magnesio



ANEXO 7. Contenido foliar de Potasio y Magnesio.



ANEXO 8. Contenido foliar de Hierro y Boro

