

MICORRIZAS NATIVAS Y SU EFECTO EN DOS PORTAINJERTOS DE TOMATE DE ÁRBOL (*Solanum betaceum* Cav.)

William Viera¹, Diego Campaña¹, Andrea Lastra², Wilson Vásquez³,
Pablo Viteri¹ y Andrea Sotomayor¹

RESUMEN

En Ecuador se estima una superficie de producción superior a 3500 ha del cultivo de tomate de árbol. Estas áreas de producción se han establecido debido a la gran demanda de este frutal; sin embargo, los niveles de producción se han visto afectados por plagas y mala nutrición de los cultivos. La presente investigación evaluó la eficiencia del uso de micorrizas nativas en el desarrollo de plántulas de cujaco (*Solanum hispidum*) y tabaquillo (*Nicotiana glauca*) que son utilizadas como patrones de tomate de árbol, dado que en el país no hay registros del manejo, utilización y beneficios de inocular micorrizas arbusculares en estas especies. En este estudio se realizó el muestreo de los suelos y raíces en cuatro sitios donde se cultiva tomate de árbol injertado en los patrones mencionados. Los mejores resultados en cuanto a número de esporas así como en porcentaje de colonización en raíces se obtuvieron en los suelos recolectados en las localidades de Mindo y Mitad del Mundo. En los suelos antes mencionados se encontraron los mayores porcentajes de colonización de raíces en plantas trampa, y se obtuvieron, respectivamente, incrementos de 145 y 127 % en la cantidad de fósforo en el tejido vegetal con relación al testigo (arena estéril). De igual forma, se produjo la mayor colonización de raíces en plántulas inoculadas de cujaco y tabaquillo en las que la concentración de fósforo mostró un aumento respectivo de 39 y 33 %, en promedio para los suelos de Mindo y Mitad del Mundo. La micorriza comercial (*Glomus* sp.), usada como control, tuvo un desempeño aceptable pero siempre menor en comparación con el inóculo de las cepas nativas.

Palabras clave adicionales: Colonización, fósforo, inóculo, *Nicotiana glauca*, planta trampa, *Solanum hispidum*

ABSTRACT

Native mycorrhizae and their effect on two tree tomato (*Solanum betaceum* Cav.) rootstocks

It is estimated that Ecuador has a production area over 3500 ha of tree tomato. These production areas have been established due to the high demand for this fruit; however production levels have been affected by pests and poor nutrition of the crop. This research evaluated the efficiency of the use of native mycorrhizae in developing of seedlings of cujaco (*Solanum hispidum*) and tabaquillo (*Nicotiana glauca*) which are used as rootstocks for tree tomato. In the country there are no records about management, uses and benefits of inoculating arbuscular mycorrhizae in those species. Sampling of soil and roots were carried out in four sites where grafted tomato tree is grown by using the mentioned rootstocks. The best results about number of spores and percentage of root colonization were showed by soils from Mindo and Mitad del Mundo localities. In the aforementioned soils, the highest percentages of root colonization in trap plants were found, and increases of 145 and 127% in the amount of phosphorus in the plant tissue were obtained, respectively, in relation to the control (sterile sand). Likewise, the highest root colonization occurred in inoculated seedlings of cujaco and tabaquillo in which the phosphorus concentration showed a respective increase of 39 and 33%, on average for the soils of Mindo and Mitad del Mundo. The commercial control (*Glomus* sp.) showed an acceptable performance; however, it always was lower as compared to the results from the inoculum of native strains.

Additional key words: Colonization, inoculum, *Nicotiana glauca*, phosphorus, *Solanum hispidum*, trap plant

INTRODUCCIÓN

El centro primario de diversidad del tomate de árbol comprende la región andina de Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia, desde donde se expandió a otras partes del mundo (Enciso et al., 2010;

Acosta et al., 2012). Esta fruta posee parámetros de calidad (Viera et al., 2016) que la hacen atractiva tanto por sus características físicas como por su alto valor nutricional y alto contenido de vitaminas (A y C), minerales y carbohidratos (Acosta et al., 2012).

Recibido: Mayo 26, 2016

Aceptado: Enero 10, 2017

¹ Estación Experimental Santa Catalina. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), provincia de Pichincha, Mejía, Ecuador. e-mail: william.viera@iniap.gob.ec

² Escuela de Bioanálisis. Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.

³ Facultad de Ingeniería y Ciencias Agropecuarias, Universidad de las Américas, Quito, Ecuador

En el Ecuador se estima una producción superior a tres mil hectáreas del cultivo de tomate de árbol, distribuidas entre las provincias de Azuay, Bolívar, Carchi, Cotopaxi, Imbabura, Loja, Pichincha y Tungurahua (INEC, 2014). Estas áreas de producción se han establecido debido a la gran demanda del frutal a nivel nacional; sin embargo, los niveles de producción se han visto afectados por patógenos (Viera et al., 2016) y mala nutrición del cultivo (León et al., 2004). Se han identificado especies de solanáceas silvestres como cujaco (*Solanum hispidum*) y tabaquillo (*Nicotiana glauca*) que presentan resistencia a *Fusarium* sp. y nematodos, a la vez que muestran compatibilidad al ser injertadas con tomate de árbol (Viteri et al., 2010). Actualmente, en la provincia de Tungurahua existen huertos comerciales de este frutal con plantas injertadas en los patrones mencionados.

Cualquier planta utilizada como portainjerto para especies frutícolas, requiere de un período de crecimiento a nivel de vivero, previo a ser utilizada como patrón de una variedad comercial. Es precisamente en esta fase, donde el uso de hongos micorrízicos-arbusculares representa un potencial debido a que estos microorganismos juegan un papel importante en el crecimiento y la nutrición de las plantas superiores (Alarcón y Ferrera, 1999).

La inoculación con hongos formadores de micorrizas arbusculares proporciona beneficios como una mayor supervivencia de las plántulas, mayor crecimiento vegetal en menor tiempo, reducción del tiempo de estadía en vivero y ahorro en costos de fertilización, así como mayor producción y calidad del fruto (Salamanca y Cano, 2005). Estos hongos son simbioses obligados, es decir, no pueden completar su ciclo biológico en ausencia de la planta hospedera y requieren estar asociados a la raíz para obtener los carbohidratos provenientes de la fotosíntesis (Morell et al., 2000).

La asociación simbiótica produce una modificación del sistema radical que contribuye a mejorar la absorción y transporte de agua y nutrientes del suelo (Read, 1991). En el Ecuador no se conocen registros del manejo, utilización y producción beneficiosa de micorrizas arbusculares en estas plantas. El empleo de hongos micorrízicos para la producción de plantas en etapa de vivero debería considerarse como una práctica a emplear por el viverista, ya que estos

microorganismos merecen especial interés por su efecto en el crecimiento vegetal, al incrementar la eficiencia del sistema radical en la absorción de nutrimentos, especialmente fósforo (Koschier et al., 2007; Viera et al., 2017). Además, el uso de estos hongos potencialmente puede disminuir la aplicación de pesticidas al suelo debido a que las micorrizas crean barreras físicas contra organismos patógenos y constituyen una alternativa ecológica que ayudaría a preservar el ambiente y promover un enfoque de nuevas tecnologías orientadas hacia una tendencia de manejo sustentable (Salamanca y Cano, 2005). El objetivo de la presente investigación fue evaluar la eficiencia del uso de micorrizas nativas en el desarrollo de plántulas de *S. hispidum* y *N. glauca*, especies actualmente utilizadas como patrones en tomate de árbol.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio comprendió tres experimentos o fases que consistieron en: a) cuantificación de esporas micorrízicas y colonización, b) multiplicación en plantas trampa, y c) evaluación en *S. hispidum* y *N. glauca*.

Experimento 1. Cuantificación de esporas micorrízicas y colonización en raíces

La investigación se llevó a cabo en la Granja Experimental Tumbaco del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), ubicada en la provincia de Pichincha, cantón Quito, parroquia Tumbaco, a 0° 12' S, 78° 24' W y 2348 msnm.

Las muestras de raíces y suelos fueron recolectadas en sitios donde se desarrollan las dos especies (*S. hispidum* y *N. glauca*) a evaluarse en este estudio. Las localidades seleccionadas en la provincia de Pichincha fueron Mindo, Nanegalito y Mitad del Mundo; mientras que en la provincia de Tungurahua fue Patate (Cuadro 1). El muestreo del suelo se realizó alrededor de las plantas establecidas, a una profundidad de 20 cm. La muestra estuvo compuesta por diez submuestras de 100 g, la cual se extendió sobre papel y fue secada a temperatura ambiente (22 °C), bajo sombra durante 15 días. Transcurrido este tiempo se realizó la cuantificación de esporas.

Las muestras fueron enviadas al Laboratorio de Suelos y Aguas de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP para los respectivos análisis. En el Cuadro 2 se observan las características

Viera et al. Micorrizas nativas vs. desarrollo de portainjertos de tomate de árbol

físicas de los suelos muestreados. Para obtener muestras de raíces se tomó como referencia la copa del árbol, donde con ayuda de una pala de desfonde se procedió a cavar a una profundidad de 20 cm alrededor de los árboles (seleccionados al

azar) para obtener raíces sanas, jóvenes y poco lignificadas (terciarias y cuaternarias). Las raíces se llevaron al laboratorio para procesarlas y determinar la tasa (porcentaje) de colonización micorrízica.

Cuadro 1. Ubicación de los sitios donde se colectaron las muestras de suelo y raíces

Suelos	Provincia	Cantón	Parroquia	Sitio	Altitud (m)	Latitud	Longitud
S1	Pichincha	Quito	San Antonio de Pichincha	Mitad del Mundo	2402	0° 03' 00" S	78° 27' 00" W
S2	Tungurahua	Patate	Los Andes	Patate	2360	1° 18' 01" S	78° 30' 00" W
S3	Pichincha	Quito	Marianitas	Nanegalito	1633	0° 04' 00" N	78° 30' 35" W
S4	Pichincha	Los Bancos	Puerto Quito	Mindo	1180	0° 08' 26" N	78° 40' 34" W

Cuadro 2. Características de los suelos según la procedencia de las muestras

Suelo	Textura	Densidad aparente	pH	Materia orgánica (%)
Mitad del Mundo	Franco-arenoso	1,15	7,5	4,3
Patate	Franco	1,32	7,4	4,5
Nanegalito	Franco- arcilloso	1,21	7,2	4,0
Mindo	Franco-arcilloso	1,25	6,6	8,6

La población de esporas micorrízicas del suelo se cuantificó mediante el método de tamizado y centrifugado (Herrera, 1993). La tasa de colonización micorrízicas en raíces se determinó luego de realizar la clarificación y tinción de raíces siguiendo la técnica de Phillips y Hayman (1970). La tasa de colonización se estimó mediante la técnica de densidad visual (Trouvelot et al., 1986). Se utilizó un diseño completamente al azar con tres repeticiones. Los tratamientos estuvieron constituidos por los suelos muestreados (Cuadros 1 y 2).

Experimento 2. Multiplicación en plantas trampa (*Sorghum vulgare*)

La investigación se llevó a cabo en el invernadero de la Granja Experimental Tumbaco del INIAP, cuya ubicación ya fue descrita. Las medias de temperatura y humedad relativa dentro de la estructura fueron 29 °C y 37 %, respectivamente.

Se colocaron semillas de sorgo en alcohol antiséptico al 70 % durante tres minutos, luego bañadas con una solución de cloro al 1,5 % durante dos minutos, y enjuagadas cinco veces con agua destilada estéril.

Se dispuso de 25 macetas de 1,1 L de capacidad donde se colocaron 500 g de arena

estéril, 1 kg del suelo (proveniente de las localidades anteriormente mencionadas) mezclado con cascarilla de arroz y finalmente una capa de 100 g del mismo suelo. Luego, se sembraron diez semillas por maceta a una profundidad de 0,5 mm. Transcurridos 90 días después de la siembra, se tomaron tres plantas al azar en las cuales se evaluó la colonización en raíces. Paralelamente, se utilizaron 20 g de suelo tamizado para la cuantificación de esporas mediante el método de tamizado y centrifugado. Las plantas restantes se mantuvieron para generar el inóculo que se utilizó en la siguiente fase del estudio.

En esta segunda fase se evaluó la concentración de fósforo foliar en las plantas de sorgo a los 90 días después de la siembra mediante análisis bromatológico utilizando el método colorimétrico del molibdo-vanadato (AOAC, 2016).

Se realizó la cuantificación de esporas micorrízicas del suelo a los 90 días después de la siembra de las plantas trampa, mediante el método de tamizado y centrifugado descrito por Herrera (1993), así como la tasa de colonización micorrízicas en raíces a los 90 días después de la siembra, mediante la técnica de densidad visual.

Se utilizó un diseño de bloques completamente

al azar con cinco repeticiones. Se definieron cinco tratamientos correspondientes a los suelos muestreados en las localidades de Mindo, Nanegalito, Mitad del Mundo, Patate y un testigo absoluto (arena estéril). La unidad experimental estuvo conformada por una maceta con las plantas de sorgo.

Experimento 3. Evaluación en los portainjertos *S. hispidum* y *N. glauca*

Esta fase también se llevó a cabo en el invernadero de la Granja Experimental Tumbaco. Las semillas de los portainjertos fueron colocadas en alcohol antiséptico al 70 % durante tres minutos, posteriormente remojadas con una solución de cloro al 1,5 % durante dos minutos, enjuagadas cinco veces consecutivas con agua destilada esterilizada y sumergidas en una solución de ácido giberélico a una concentración de $12,5 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ por 24 horas. Luego de la siembra las plántulas obtenidas permanecieron 90 días en sustrato estéril, para luego ser trasplantadas.

En las macetas se colocaron 2 kg de sustrato estéril, compuesto por tierra negra estéril, pomina y cascarilla de arroz (proporción 2:1:1). Se llenaron los dos tercios de la maceta con el sustrato, luego se colocaron 100 g del inóculo según cada tratamiento. Diez días antes de usar el inóculo, las plantas trampa de sorgo (provenientes del experimento anterior) fueron cortadas por la base del tallo y se dejaron de regar. El inóculo fue preparado mezclando las raíces de estas plantas trampa, las cuales se cortaron en pedazos de aproximadamente 1 cm, con la tierra de la maceta. Las plántulas fueron fertilizadas con nitrato de amonio a dosis de $2 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ una vez por mes.

Después de 120 días de inoculadas las plántulas de *S. hispidum* y *N. glauca* se obtuvo la tasa de colonización micorrízica en raíces mediante la técnica de densidad visual utilizando todas las raíces de cinco plantas. De igual forma, a los 120 días se determinó el fósforo foliar en la planta, mientras que para el fósforo en el sustrato donde se implementó cada tratamiento se determinó al inicio y final del experimento el fósforo soluble y retenido mediante el método de Olsen (AOAC, 2016).

Se realizaron ensayos independientes para cada una de las especies evaluadas, utilizando un diseño de bloques completamente al azar con cinco repeticiones. Los tratamientos estuvieron

constituidos por los inóculos generados utilizando la planta trampa con los cuatro suelos muestreados y se implementó un testigo comercial (*Glomus* sp.) y un testigo absoluto sin inoculación. La unidad experimental estuvo constituida por una plántula de cada especie evaluada.

Los resultados de cada uno de los tres experimentos anteriores fueron interpretados mediante análisis de varianza y prueba de medias de Tukey utilizando el programa estadístico Infostat, versión 2015 (Universidad de Córdoba, Argentina).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Cuantificación de esporas y colonización de raíces. Los suelos recolectados en Mindo y Mitad del Mundo presentaron el mayor número de esporas de hongos micorrízicos ($P \leq 0,05$); sin embargo, no hubo diferencias en los suelos evaluados en cuanto al porcentaje de colonización, a pesar de que sus valores mostraron cierta correspondencia con el número mencionado de esporas (Cuadro 3).

Se ha demostrado que factores abióticos como la humedad, la estructura y composición química del suelo se correlacionan con la distribución espacial de las comunidades de hongos micorrízicos arbusculares. En este estudio se destaca la población de esporas (> 2000) del suelo de Mindo, el cual tiene un pH alto que es adecuado para el desarrollo de las micorrizas del género *Glomus* (Oehl et al., 2005); además posee alto contenido de materia orgánica ($> 8 \%$) lo cual puede promover el crecimiento hifal de estos hongos (Albertsen, 2006). Por otro lado, Read (1991) menciona que las diferentes condiciones climáticas y edáficas dan lugar a dominancia de diferentes tipos de hongos micorrízicos en cada ecosistema, así en los suelos muestreados predominan los hongos micorrízicos arbusculares.

Multiplicación en plantas trampa de *Sorgum vulgare*. El mayor porcentaje de fósforo se observó en las plantas inoculadas con los suelos de Mindo y Mitad del Mundo con un porcentaje promedio de 0,27 y 0,25 %, respectivamente; el testigo (sin inoculación) obtuvo el menor valor (0,11 %) (Cuadro 4). En los suelos mencionados se encontraron los mayores porcentajes de colonización de raíces

Viera et al. Micorrizas nativas vs. desarrollo de portainjertos de tomate de árbol

(22,8 y 19,2 %) y se obtuvieron, respectivamente, incrementos de 145 y 127 % en la cantidad de fósforo en el tejido vegetal con relación al testigo sin inoculación. Bressan et al. (2001)

reportaron que los hongos micorrízicos contribuyen a una mayor absorción de fósforo, resultado confirmado también por el trabajo realizado por Díaz et al. (2008).

Cuadro 3. Población de esporas micorrízicas y tasa de colonización de raíces en suelos de diferentes procedencias

Suelo	Procedencia	Número de esporas/100 g de suelo	Colonización (%)
S1	Mitad del Mundo	1938 a	15,3 a
S2	Patate	1615 b	9,7 a
S3	Nanegalito	1544 b	7,3 a
S4	Mindo	2100 a	12,2 a

Valores dentro de cada columna con igual letra no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0,05$)

Cuadro 4. Concentración de fósforo en el tejido vegetal, población de esporas en el suelo y tasa de colonización micorrízica en raíces durante la fase de multiplicación en plantas trampa de *Sorgum vulgare* en suelos de diferentes procedencias

Tratamiento	Variables		
	Fósforo foliar (%)	Número de esporas /100 g de suelo	Colonización (%)
Mitad del Mundo	0,25 ab	2280 a	19,2 b
Patate	0,24 b	1918 b	16,8 c
Nanegalito	0,21 c	1875 c	14,8 d
Mindo	0,27 a	2615 a	22,8 a
Testigo absoluto	0,11 d	60,6 d	4,0 e

Valores dentro de cada columna con igual letra no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0,05$)

La mayor población de esporas se observó en el suelo de Mindo con un promedio de 2615 esporas por 100 g de suelo, y compartiendo el mismo rango de significación se encontró el suelo colectado en la Mitad del Mundo con un promedio 2280 esporas por 100 g; mientras que el menor porcentaje se encontró en el testigo (Cuadro 4). En estos suelos de texturas francosas (Cuadro 2) se favorece la formación y función de los hongos formadores de micorrizas (Pérez et al., 2011). Cabe mencionar que la fertilidad, distribución de las raíces de las plantas y las hifas de las micorrizas arbusculares en la rizosfera se reduce en suelos compactos, ya sea por efecto directo sobre las comunidades de hongos o en forma indirecta por sus efectos sobre la planta hospedera (Pérez et al., 2011).

La mayor tasa o porcentaje de colonización en raíces se presentó en el suelo proveniente de Mindo con un promedio de 22,8 %; mientras que el menor porcentaje (4,0 %) lo obtuvo el testigo (Cuadro 4). Con estos resultados, se deduce que el tipo de esporas presentes en el suelo son efectivas

en las plantas trampa evaluadas, ya que el porcentaje de infección logró superar el 20 % siendo un resultado positivo como lo menciona Herrera (1993). Morell et al. (2000) mencionan que un mayor porcentaje de colonización radicular se expresa en el cultivo en un mayor crecimiento de la parte aérea de la planta; aunque no siempre se produce un mayor desarrollo radicular. Sin embargo, se debe considerar que el potencial micorrízico en los suelos es afectado por diferentes factores como la planta hospedera, el tipo de suelo y la proporción entre el sustrato y el inóculo (Andrango et al., 2016).

La existencia de colonización en las plantas testigo se puede explicar por la persistencia de esporas en los suelos debido a que éstas son estructuras de resistencia del hongo (Kabir, 2005); además que las poblaciones de hongos formadores de micorrizas están compuestas de esporas de diferentes edades y en diferentes estados de dormancia o quiescencia (Montañez et al., 2010). En este estudio el sustrato fue desinfectado por medio de vapor de agua (80 °C); sin embargo, se

ha reportado la sobrevivencia de esporas micorrízicas a altas temperaturas (Parada et al., 2016).

La evaluación de las variables en las plantas de sorgo se realizó a los 90 días, tiempo que resultó suficiente para observar la colonización y efecto de las micorrizas, sobre todo si se compara con la evaluación realizada por Dias y Nogueira (2004), que en un período de tiempo de 35 y 50 días, constataron la respuesta positiva del efecto de las micorrizas en la absorción de fósforo y colonización de raíces. Caldera et al. (2013) establecieron que niveles significativos de colonización micorrizal se presentan en un sistema radicular más joven debido que a medida que la planta crece, el número de raicillas es superior y se produce una dilución del inóculo colocado, que se correlaciona con reducción del porcentaje de colonización final del cultivo, lo que es corroborado por Montaña et al. (2001) quienes señalan que la colonización de los hongos micorrízicos es superior en las raíces jóvenes por

su actividad más intensa y efectiva; y los valores se incrementan a medida que la planta va formando raicillas nuevas; sin embargo decrecen cuando las mismas van envejeciendo o cuando la planta madura debido a que la planta emplea los nutrientes para la formación de semilla, reduciendo la disponibilidad de suministros de carbono para el desarrollo de la micorriza y consecuentemente la formación también de arbuscúlos que conserven la simbiosis.

Evaluación en *S. hispidum* y *N. glauca*. Con relación a la colonización micorrízica en raíces de los portainjertos evaluados, se observa que los porcentajes más altos de colonización lo obtuvieron las plántulas que fueron inoculadas con el suelo proveniente de Mindo (23,8 % y 20,8 %, respectivamente); mientras que el testigo absoluto presentó el menor porcentaje en ambos casos (Cuadro 5). Estos resultados demuestran la importancia de la práctica de la inoculación para garantizar una adecuada colonización de raíces.

Cuadro 5. Concentración de fósforo en el tejido vegetal y tasa de colonización micorrízica en raíces de plántulas de *Solanum hispidum* y *Nicotiana glauca* a los 120 días después de la inoculación en suelos de diferentes procedencias

Tratamiento	Variables		
	Especie	Fósforo (%)	Colonización (%)
Mitad del Mundo	<i>S. hispidum</i>	0,12 a	21,0 b
	<i>N. glauca</i>	0,11 a	19,0 b
Patate	<i>S. hispidum</i>	0,10 b	16,7 c
	<i>N. glauca</i>	0,09 b	17,1 c
Nanegalito	<i>S. hispidum</i>	0,10 b	14,8 d
	<i>N. glauca</i>	0,09 b	15,8 c
Mindo	<i>S. hispidum</i>	0,13 a	23,8 a
	<i>N. glauca</i>	0,13 a	20,8 a
Testigo comercial	<i>S. hispidum</i>	0,11 b	15,2 d
	<i>N. glauca</i>	0,10 b	16,3 c
Testigo absoluto	<i>S. hispidum</i>	0,09 b	5,1 e
	<i>N. glauca</i>	0,09 b	5,8 d

Valores dentro de cada columna con igual letra no difieren estadísticamente según la prueba de Tukey ($P \leq 0,05$)

Las plantas pueden ser colonizadas por diferentes grupos de micorrizas arbusculares, siendo más evidente su acción en los estados juveniles donde la cantidad de nutrientes es limitada; en contraste con las plantas maduras que poseen un sistema radicular desarrollado y reservas de nutrientes (Jones y Smith, 2004). Por

otro lado, se ha observado que existen plantas que tienen una buena respuesta a la inoculación con una cepa específica durante sus primeros estadios de desarrollo y que en la segunda fase de su ciclo se desarrollan mejor con mezclas de hongos micorrizógenos, lo que lleva a variaciones en la producción de biomasa (Van der Heijden, 2006).

En consecuencia, la edad de la planta influye en la combinación óptima micorriza-planta, sugiriendo una habilidad de la planta para seleccionar un grupo específico de hongo micorrizal (Husband et al., 2002).

Los porcentajes más altos de fósforo en *S. hispidum* se obtuvieron en las plántulas inoculadas con los suelos de Mindo y Mitad del Mundo (0,13 % y 0,12 %, respectivamente). En plántulas de *N. glauca* los mejores porcentajes se observaron con los mismos suelos, donde Mindo obtuvo 0,13 % y Mitad del Mundo 0,11 % (Cuadro 5). En promedio para estos dos suelos, la concentración de fósforo mostró, respectivamente, un aumento de 39 y 33 % en las plántulas inoculadas de cujacu y tabaquillo. Se puede inferir que estos resultados se deben a la acción de las micorrizas que colonizaron las raíces, las cuales realizan su función por medio de las hifas externas que están profusamente ramificadas y que

incrementan el número de los sitios de absorción (Morell et al., 2000).

Al final del experimento, el fósforo soluble que inicialmente fue de 10 mg·L⁻¹ incrementó en todos los tratamientos con valores entre 11 y 17 mg·L⁻¹ para *S. hispidum* y entre 12 y 16 mg·L⁻¹ para *N. glauca*. Lo anterior representó aumentos notorios de hasta 70 y 60 %, respectivamente, para ambos portainjertos (Cuadro 6). De igual forma se puede observar que a medida que aumentó el fósforo soluble hubo una disminución concomitante del fósforo retenido, lo cual puede ser atribuido a la acción de las micorrizas. López et al. (2007) encontraron que existe una mayor absorción de fósforo en la planta debido a que los hongos micorrízicos corrigen el pH del suelo mediante agentes orgánicos y solubilizadores, haciendo disponible el fósforo que está retenido en el suelo, tal como se observa en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Fósforo soluble y retenido al final del ensayo en el sustrato con plantas de *Solanum hispidum* y *Nicotiana glauca* inoculadas con tratamientos de diferentes procedencias. Al inicio del ensayo el sustrato contenía 10 mg·L⁻¹ de fósforo soluble con 91,2 % de retención del fósforo total

Tratamiento	Portainjerto					
	<i>Solanum hispidum</i>			<i>Nicotiana glauca</i>		
	P soluble (mg·L ⁻¹)	P retenido (%)	Aumento del P soluble (%)	Soluble (mg·L ⁻¹)	P retenido (%)	Aumento del P soluble (%)
Mitad del Mundo	16	72,3	60	15	74,3	50
Patate	14	70,1	40	14	73,1	40
Nanegalito	11	70,0	10	12	70,4	20
Mindo	17	75,7	70	16	76,7	60
Testigo comercial	16	65,3	60	15	74,1	50
Testigo absoluto	11	92,1	-	11	92,1	-

Otros trabajos han demostrado que la concentración de fósforo en el tejido está relacionado a la estructura que coloniza la raíz, es decir, cuando la raíz está colonizada por arbusculos la cantidad de fósforo en los tejidos disminuye ya que los hongos absorben también fósforo para su crecimiento; mientras que cuando colonizan vesículas (Figura 1) y micelio el fósforo se vuelve disponible para la planta; además, las vesículas pueden servir como reservorio del nutriente (García y Mendoza, 2008).

CONCLUSIONES

Los suelos muestreados en las localidades de

Mindo y Mitad del Mundo presentaron los mejores resultados en población de esporas, así como en porcentaje de colonización en raíces. Al evaluar los inóculos en las plantas trampa, los suelos antes mencionados tuvieron incrementos significativos del contenido de fósforo en la planta. Similarmente, las plántulas de *S. hispidum* y *N. glauca*, inoculadas con los suelos de Mindo y Mitad del Mundo, mostraron aumentos importantes en el contenido del fósforo, a la vez que se incrementó el fósforo disponible en el suelo. Se destaca que el testigo comercial tuvo un desempeño aceptable pero siempre por debajo de los resultados obtenidos por los dos suelos en mención.

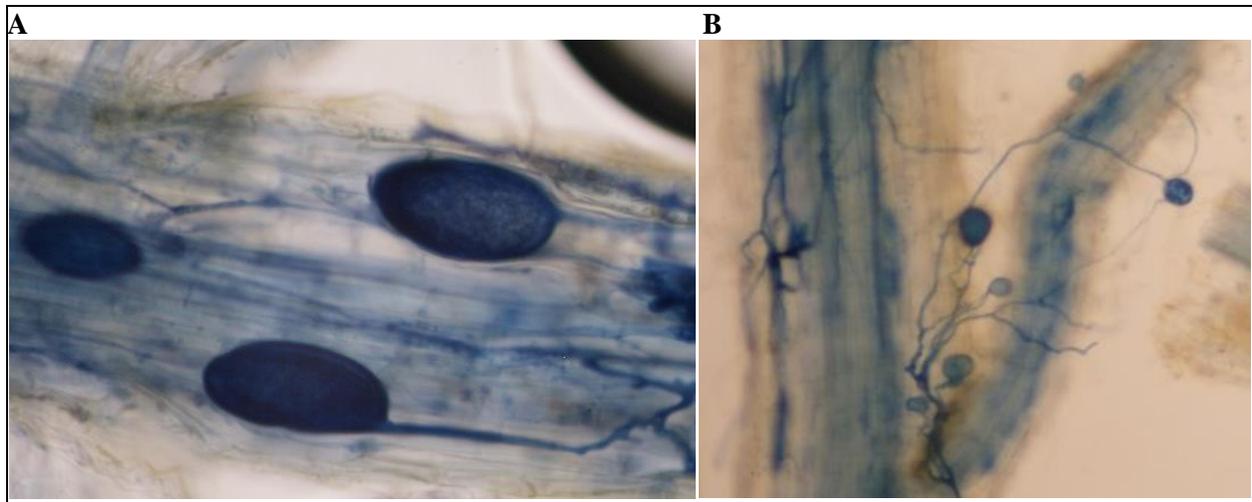


Figura 1. Vesículas de micorrizas colonizando raicillas secundarias de *S. hispidum* (A) y *N. glauca* (B)

AGRADECIMIENTO

Al Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP) por el financiamiento de esta investigación.

LITERATURA CITADA

- Acosta, P., S. Vilanova, J. Martínez y J. Prohens. 2012. Genetic diversity and relationships in accessions from different cultivar groups and origins in the tree tomato (*Solanum betaceum* Cav.). *Euphytica* 187(1): 87-97.
- Alarcón, A. y R. Ferrera. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra* 17(3): 179-191.
- Albertsen, A., S. Ravnskov, H. Green, D. Jensen y J. Larsen. 2006. Interactions between the external mycelium of the mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and other soil microorganisms as affected by organic matter. *Soil Biol. Biochem.* 38: 1008-1014.
- Andrango, A., M. Cueva, W. Viera y J. Duchicela. 2016. Evaluation of methods to estimate mycorrhizal inoculum potential in field Soils. *Ciencia* 18: 329-352.
- AOAC (Association of Official Analytical Chemist). 2016. Official Methods of analysis. AOAC International, Washington.
- Bressan, W., J. Siqueira, C. Vasconcellos y A. Purcino. 2001. Mycorrhizal fungi and phosphorus on growth, yield and nutrition of intercropped grain sorghum and soybean. *Pesqui. Agropecu. Bras.* 36(2): 315-323.
- Caldera, E., K. Acosta, G. Garcés, B. Petit, W. Gutiérrez y C. Pérez. 2013. Respuesta del cultivo fríjol (*Vigna unguiculata* L. Walp) variedad Catatumbo a la inoculación con micorrizas nativas y comerciales bajo condiciones controladas. *Redieluz* 3(1): 157-164.
- Dias, A. y E. Nogueira. 2004. Arbuscular mycorrhiza and kinetic parameters of phosphorus absorption by bean plants. *Sci. Agric.* 61(2): 203-209.
- Díaz, A., C. Jacques y M. Peña del Río. 2008. Productividad de sorgo en campo asociada con micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense*. *Universidad y Ciencia* 24(3): 229-237.
- Enciso, F., R. Martínez, M. Lobo y L. Barrero. 2010. Genetic variation in the Solanaceae fruit bearing species lulo and tree tomato revealed by Conserved Ortholog (COSII) markers. *Genet. Mol. Biol.* 33: 271-278.
- García, I. y R. Mendoza. 2008. Relationships among soil properties plant nutrition and arbuscular mycorrhizal fungi plants symbioses in a temperature grassland a long hydrologic saline and sodic gradients. *FEMS Microbiol. Ecol.* 63(3): 359-371.
- Herrera, R. 1993. General methodology to analyze rootlets raw humus and vesicular arbuscular mycorrhizal (VAM) components.

- Ed. Ancoras. La Habana. 58 p.
13. Husband, R., E. Herre, S. Turner, R. Gallery y J. Young. 2002. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and patterns of host association over time and space in a tropical forest. *Mol. Ecol.* 11: 2669-2678.
 14. INEC (Instituto Nacional de Estadísticas y Censos). 2014. Encuesta de superficie y producción agropecuaria. INEC, Quito. <http://www.ecuadorencifras.gob.ec/estadisticas-agropecuarias-2/> (consulta del 26/11/2016).
 15. Jones, M y S. Smith. 2004. Exploring functional definitions of mycorrhizas: are mycorrhizas always mutualisms. *Can. J. Bot.* 82: 1089-1109.
 16. Kabir, Z. 2005. Tillage or no-tillage: Impact on mycorrhizae. *Can. J. Plant Sci.* 85: 23-29.
 17. Koschier, E., T. Khaosaad y H. Vierheilig. 2007. Root colonization by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* and enhanced phosphorous levels in cucumber do not affect host acceptance and development of *Frankliniella occidentalis*. *J. Plant Interac.* 2(1): 11-15.
 18. León, J., P. Viteri y G. Cevallos. 2004. Manual del Cultivo del Tomate de Árbol. INIAP, Quito. 56 p.
 19. López, M., M. España y M. Toro. 2007. Eficiencia de absorción de fósforo en cultivares de sorgo de diferente tolerancia a la toxicidad de aluminio. *Agron. Trop.* 57(3): 205-218.
 20. Montañez, I., C. Vargas, M. Cabezas y J. Cuervo. 2010. Colonización micorrízica en plantas de aguacate (*Persea americana* L.). *Rev. U.D.C.A Actual. Divul. Cient.* 13: 51-60.
 21. Montañó, N., V. Quiroz y G. Cruz. 2001. Colonización micorrízica arbuscular y fertilización mineral de genotipos de maíz y trigo cultivados en un Andisol. *Terra* 19(4): 337-344.
 22. Morell, V., M. Pinos, y A. Nieto. 2000. Micorrizas arbusculares en producción agrícola. *Horticultura* 144: 38-41.
 23. Oehl F., D. Redecker y E. Sieverding. 2005. *Glomus badium*, a new sporocarpic mycorrhizal fungal species from European grasslands with higher soil pH. *J. Appl. Bot. Food Qual.* 79: 38-43.
 24. Parada, C., S. Rueda, C. Carrero, N. Quintero y D. Cárdenas. 2016. Efecto de la quema en cultivos de hortalizas en villa del rosario, norte de Santander, Colombia, sobre las micorrizas y propiedades del suelo. *Bioagro* 28(3): 171-180.
 25. Pérez, A., J. Rojas y V. Montes. 2011. Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el caribe colombiano. *Rev. Colombiana Cienc. Anim.* 3(2): 366-385.
 26. Phillips, J. y D. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55(1): 158-161.
 27. Read, D. 1991. Mycorrhizas in ecosystems. *Experientia* 47(4): 376-391.
 28. Salamanca, C. y C. Cano. 2005. Efecto de las micorrizas y el sustrato en el crecimiento vegetativo y nutrición de cuatro especies frutales y una forestal, en la fase de vivero, en el municipio de Restrepo-Meta, Colombia. *Suelos Ecuatoriales* 35: 5-11.
 29. Trouvelot, A., J. Kough, y V. Gianinazzi. 1986. Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. *Proceedings of the 1st European Symposium on Mycorrhizae: Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae.* pp. 217-222.
 30. Van der Heijden, M., R. Engel, R. Rield, S. Siergist, A. Neudecker, K. Ineichen et al., Wiemken y I. Sanders. 2006. The mycorrhizal contribution to plant productivity, plant nutrition and soil structure in experimental grassland. *New Phytol.* 171: 739-750.
 31. Viera, W., A. Sotomayor, V. Tamba, W. Vásquez, A. Martínez, P. Viteri y L. Ron. 2016. Estimación de parámetros de calidad del fruto para segregantes interespecíficos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) en respuesta de resistencia a la Antracnosis (*Colletotrichum acutatum* J.H. Simmonds). *Acta Agron.* 65(3): 304-311.
 32. Viera, W., D. Campaña, S., Castro, W. Vásquez, P. Viteri y J. Zambrano. 2017.

Effectiveness of the arbuscular mycorrhizal fungi use in the cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) seedlings growth. Acta Agron. 66(2): 207-213.

33.Viteri, P., J. León, W. Vásquez, C. Encalada,

A. Martínez, J. Revelo et al. 2010. Solanáceas silvestres utilizadas como portainjertos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) con alto rendimiento, resistencia a enfermedades y mayor longevidad. INIAP, Quito. 371 p.