

CRECIMIENTO VEGETATIVO DE *Cinchona officinalis* L. INOCULADO CON HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NATIVOS Y ABONADO ORGÁNICO*

Tito Sánchez-Santillan^{1,3}, María Huamán Vela², Segundo G. Chavez³, Franklin Fernández Zárata⁴, Lizette Méndez Fasabi³ y Jheiner Vásquez García³

RESUMEN

La investigación tuvo por objetivo evaluar el efecto de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) autóctonos y abonos orgánicos en el comportamiento vegetativo de la quina (*C. officinalis*) en invernadero. Se utilizó un diseño con arreglo factorial 4A x 3B (A: hongo micorrízico; B: abonos orgánicos), lo que resultó en un total de 12 tratamientos. Los HMA fueron colectados en los distritos Leymebamba, San Jerónimo y Conila, en la región Amazonas y fueron multiplicados en vivero con cultivos trampa de maíz durante 80 días. Simultáneamente, se llevó a cabo la germinación de semillas de quina por un periodo de 60 días. Las plántulas fueron trasplantadas e inoculadas con 40 g de HMA y 40 g de abono orgánico en contenedores de 1 L. El consorcio LEY-GALL produjo la mayor respuesta por planta en la altura (11,53 cm) y materia seca radicular (79,93 mg), el LEY-HUM mayor en número (45) y longitud de raíces (18,68 cm), y en materia seca radicular (75,83 mg), el SJ-HUM mayor en materia seca foliar (317,8 g), y el SJ-GALL mayor en área foliar (85,83 cm²), todos con superioridad estadística sobre el resto, o la mayoría de consorcios. Las plantas con el consorcio SMA-SA (sin micorriza y sin abono) presentaron los menores valores en todas las variables. Se concluye que la combinación de HMA con abonos orgánicos favorece el crecimiento vegetativo de la quina en invernadero.

Palabras clave: Biodiversidad, cascarilla, micorrizas autóctonas, quina, Rubiaceae.

ABSTRACT

Vegetative behavior of *Cinchona officinalis* L. inoculated with native arbuscular mycorrhizal fungi and organic fertilizer

The objective of the research was to evaluate the effect of native arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and organic fertilizers on the vegetative growth of cinchona (*C. officinalis*) under greenhouse conditions. The study was carried out using a 4A x 3B factorial arrangement (A: mycorrhizal fungus; B: organic fertilizers), which resulted in 12 treatments. The AMF were collected in Leymebamba, San Jerónimo and Conila districts, in the Amazon region, and were multiplied in the nursery in corn trap crops for 80 days. At the same time, the germination of cinchona seeds was carried out for a period of 60 days. The seedlings were transplanted and inoculated with 40 g of AMF and 40 g of organic fertilizer in 1 L containers. The LEY-GALL consortium produced the highest response per plant in height (11.53 cm) and root dry matter (79.93 mg), the LEY-HUM highest in the number (45) and length of roots (18.68 cm), and in root dry matter (75.83 mg), the SJ-HUM highest in foliar dry matter (317.8 g), and the SJ-GALL highest in leaf area (85.83 cm²), all with statistical superiority over the rest, or the majority of consortia. The plants with the SMA-SA consortium (without mycorrhiza and without fertilizer) showed the lowest values in all the variables. It is concluded that the combination of native AMF with organic fertilizers favors the vegetative growth of cinchona in greenhouse conditions.

Key words: Biodiversity, cinchona, husk, native mycorrhizae, Rubiaceae.

INTRODUCCIÓN

El género *Cinchona*, perteneciente a la familia Rubiaceae, posee un gran valor medicinal y es considerado una planta emblemática del Perú

(Raheem et al., 2004). Su distribución abarca desde las zonas altoandinas hasta las amazónicas, extendiéndose por países como Bolivia, Ecuador, Colombia, Venezuela y Perú (Barrutia et al., 2020;

Recibido: Octubre 1, 2023

Aceptado: Marzo 20, 2024

*Trabajo presentado por el primer autor para obtener el grado académico de Maestro en la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas (UNTRM), Chachapoyas, Perú

¹Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana. Iquitos-Loreto, Perú.

e-mail: titosanchezsantillan@gmail.com (autor de correspondencia).

²Servicios Generales Jucusbamba E.I.R.L., Perú. e-mail: marihuamanv170@gmail.com

³Instituto de Investigación, Innovación y Desarrollo para el Sector Agrario y Agroindustrial (IIDAA), Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, Chachapoyas, Perú.

e-mail: segundo.quintana@untrm.edu.pe, lizette.mendez@untrm.edu.pe, jheiner.vasquez@untrm.edu.pe

⁴Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), Lima, Perú. e-mail: fran.9615fernandez@gmail.com

Gómez et al., 2018). En su hábitat natural, la supervivencia de la quina depende de la dispersión de sus semillas (Fernández et al., 2022). Sin embargo, a pesar de la facilidad de diseminación de las mismas, su germinación y emergencia es limitada, debido a que pierden rápidamente su viabilidad (Lima et al., 2018; Valdiviezo et al., 2018). Aunado a la alteración ecológica que han sufrido, por actividades antropogénicas (Yaguana et al., 2016) amenazando sus hábitats naturales, con la invasión por especies exóticas (Guevara et al., 2004).

Según Albán et al. (2020), actualmente existe una falta de información confiable sobre el manejo silvicultural de las especies de quina en general, así como sobre los requerimientos edafoclimáticos que éstas necesitan. Por lo tanto, es prematuro considerar un repoblamiento masivo.

El uso de HMA autóctonos es una alternativa muy viable para la producción de todo tipo de plantas cultivables en ambientes controlados. Sin embargo, para usarlos como inoculantes, es necesario multiplicarlos en vivero mediante el empleo de cultivos trampa (gramíneas), lo que permite obtener un mayor número de esporas en una pequeña cantidad de inoculante sólido (Del Águila et al., 2018). Según Berruti et al. (2016), las metodologías desarrolladas para el uso y manejo de HMA tuvieron su inicio en el año 1980, destacándose por el impacto que puede generar en contraposición al uso excesivo de fertilizantes sintéticos.

Los HMA poseen la capacidad de translocar agua y nutrientes hacia las plantas, siendo su principal beneficio la traslocación del macroelemento fósforo, un elemento que puede ser inmóvil en el suelo (Jakobsen y Hammer, 2015). Además, pueden captar el agua higroscópica retenida en el suelo a través del micelio extra-radicular, incluso en condiciones edafoclimáticas poco favorables para las plantas, como el estrés hídrico, alto contenido de sales, suelos degradados y contaminados (Tristão et al., 2006). Gracias a su potencial como biofertilizante, los HMA contribuyen significativamente al crecimiento y desarrollo óptimo de las plantas, en comparación con las plantas no inoculadas (Hernández et al., 2020).

Otro factor importante en la reproducción de plantas son los abonos orgánicos. A nivel de vivero, estos pueden aplicarse e incorporarse

como sustrato, cobertura y fuente de nutrientes (Peña et al., 2002). El nutriente más sobresaliente es el nitrógeno orgánico, siendo aprovechado por las plantas posterior al proceso de mineralización (Medina et al., 2010). No obstante, no es el único nutriente presente; también resaltan otros como el potasio, el calcio y el magnesio (Miyasaka et al., 2001). Además de su función nutricional, los abonos mejoran las propiedades físicas del suelo, incrementando su capacidad de retención de humedad, ajustando el pH y reduciendo la tasa de evaporación (Courtney y Mullen, 2008).

En investigaciones afines, Jiménez et al. (2019) afirmaron que los HMA y abonos orgánicos muestran compatibilidad positiva. De manera que la interacción de ambos aumenta los beneficios en las plantas, siendo los abonos mayormente estudiados el compost, el humus de lombriz y la gallinaza. La relación que desempeñan son complementarias; mientras que los abonos son fuentes de nutrientes, los HMA los transportan hacia las plantas (Ojeda et al., 2020).

En un estudio reciente, Fernández et al. (2022) mencionaron que la quina presenta una buena simbiosis con HMA comerciales, logrando un buen crecimiento con la inoculación con el complejo *Glomus*. Respecto a la simbiosis de especies del género *Cinchona* con HMA autóctonos existe poca información, tanto en condiciones naturales y en condiciones externas. Sin embargo, Gómez et al. (2018) sostienen que la mayoría de las especies forestales poseen alta capacidad simbiótica con diversos microorganismos benéficos. Sobre todo, las especies de la familia Rubiaceae, consideradas altamente micotróficos (Trejo et al., 2011).

Con la información contrastada, la investigación tuvo por objetivo evaluar el efecto de los hongos micorrízicos arbusculares y abonos orgánicos en el crecimiento de la quina, con fines de una propagación masiva y posterior repoblamiento.

MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en el centro experimental de la empresa Servicios Generales Jucusbamba E.I.R.L., distrito de Conila, provincia de Luya, en la región Amazonas (6° 11' 28" S, 77° 59' 04" W; 2341 msnm). La zona presenta temporadas de lluvia de noviembre a marzo. Las

temperaturas oscilan de 10 a 25 °C, con humedad relativa de 60 a 80 %.

Las semillas de quina fueron colectadas en el bosque montano San Jerónimo, provincia Luya, región Amazonas, a partir de 3 kg de fruto maduro que fueron almacenados en bolsas herméticas. En el laboratorio se realizó el secado y dehiscencia de los frutos y se obtuvieron 50 g de semilla que fueron sembradas en arena estéril y colocadas en un microtúnel a 22 °C y 80 % HR, en promedio. Transcurridos 60 días se obtuvieron las plántulas de quina de 1 cm de altura.

Multiplicación de los HMA. Los HMA fueron colectados de tres zonas con poblaciones naturales de quina ubicados en los distritos San Jerónimo, Conila y Leymebamba en la región Amazonas (Cuadro 1). Se limpió la parte superficial de la rizósfera de cada planta, y luego se cavaron tres hoyos de 20 x 20 x 20 cm. En total se obtuvieron 9 kg de suelo rizoférico (inóculo) por cada zona intervenida.

En el vivero, los HMA presentes en el suelo colectado, fueron sometidos a multiplicación. El inóculo fue mezclado con arena estéril en proporción 1:2 inóculo:arena. Luego se depositaron en cajones de multiplicación. Sobre el

sustrato se sembró maíz (cultivo trampa), con una densidad de 0,6 semillas·cm⁻². La multiplicación se efectuó por un periodo de 60 días más 20 días adicionales durante los cuales las plantas fueron sometidas a estrés hídrico.

Establecimiento del experimento. Se empleó un sustrato adicional estéril que fue mezclado con los abonos orgánicos (humus de lombriz y gallinaza) a una cantidad de 40 g por bolsa de 1 L de capacidad. Transcurrido los 5 días las plántulas de quina fueron trasplantadas y juntamente inoculadas con 40 g de HMA. Finalmente, se aplicó un riego presurizado por micro-aspersión para mantener vivas las plántulas de *C. officinalis*.

La investigación se llevó a cabo con un diseño con arreglo factorial (4A x 3B), dando un total de 12 tratamientos, 36 unidades experimentales y 324 plantas en todo el experimento (Cuadro 2).

Evaluación de variables biométricas de quina. La altura de planta se evaluó con un intervalo de 15 días. Se registraron medidas desde la base de la planta hasta el ápice. Las muestras de hojas y raíces fueron secadas en estufa a 60 °C por 72 horas y luego pesadas en una balanza analítica para obtener la biomasa seca foliar y radicular.

Cuadro 1. Caracterización físico-química de los suelos con inóculos de HMA autóctonos colectados de la región Amazonas.

Lugar	pH	C.E. (1:1) dS/m	P ppm	K ppm	M.O. %	Arena %	Arcilla %	CIC meq/100g
LEY	4.71	0.51	54.39	171.62	8.05	62	14	11.20
SJ	5.69	0.24	16.97	207.60	7.30	80	12	12.00
CON	4.12	0.15	87.77	162.39	7.30	80	10	6.40

LEY: Leymebamba; SJ: San Jerónimo; CON: Conila; C.E.: conductividad eléctrica; CIC: capacidad de intercambio catiónico.

Para estimar el área foliar se tomaron fotografías de alta resolución de las hojas de quina, sobre un fondo blanco colocando una moneda con diámetro conocido (2,5 cm). Se estimó con el software ImageJ. Se contabilizaron todas las raíces primarias, secundarias y terciarias de *C. officinalis*. La longitud radicular se midió con un vernier digital, teniendo en cuenta únicamente aquellas raíces que superaron los 0,5 cm de longitud.

Evaluación de variables fúngicas. *Colonización micorrízica.* Las raíces de *C.*

officinalis fueron teñidas utilizando la técnica desarrollada por Phillips y Hayman (1970), con algunas modificaciones realizadas por el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). Posteriormente, se calculó el porcentaje de colonización micorrízica utilizando la fórmula desarrollada por Trouvelot et al. (1986):

$$\%M = (95 n_5 + 70 n_4 + 30 n_3 + 5 n_2 + n_1) / N$$
 donde: n1 = número de fragmentos clasificados como 1 (<1% de presencia de hifas); n2 = número de fragmentos clasificados como 2 (<10% de presencia de hifas); n3 = número de fragmentos

clasificados 3 (<50% de presencia de hifas); n4 = número de fragmentos clasificados como 4 (>50% de presencia de hifas) y n5 = número de fragmentos clasificados como 5 (>95% de presencia de hifas).

Cuadro 2. Identificación de los tratamientos aplicados en *Cinchona officinalis* (la identificación de los HMA se corresponde con su lugar de procedencia)

Tratamiento	HMA -Abono orgánico
T1 (testigo)	SMA - Sin abono
T2	SMA - Humus de lombriz
T3	SMA - Gallinaza
T4	LEY - Sin abono
T5	LEY - Humus de lombriz
T6	LEY - Gallinaza
T7	SJ - Sin abono
T8	SJ - Humus de lombriz
T9	SJ - Gallinaza
T10	CON - Sin abono
T11	CON - Humus de lombriz
T12	CON - Gallinaza

SMA: sin micorriza arbuscular, LEY: Leymebamba, SJ: San Jerónimo, CON: Conila

La longitud de micelio extra-radicular se determinó después del proceso de tinción y colocación del mismo en una placa con una serie de líneas grabadas en su superficie. Luego, mediante el conteo de las intersecciones hifa-línea, se obtuvieron los datos que fueron transformados en longitud de micelio utilizando la fórmula desarrollada por Newman (1966):

$$R = \frac{\pi AN}{2H}$$

R= Longitud de micelio

A= Área de la placa

N= Número de intersecciones

H= Longitud total de las líneas de la placa (cm)

La identificación de géneros de HMA por fuente de inóculo se realizó a los 120 días a partir del momento de la aplicación a las plantas en invernadero mediante el aislamiento de esporas, siguiendo el método descrito por Gerdemann y Nicolson (1963), con algunas modificaciones realizadas por el IIAP. Las esporas fueron tratadas

con reactivos PVLG y PVLG + Melzer para mejorar la claridad de los halos; luego se midieron y fotografiaron utilizando un microscopio trinocular a un aumento de 100X. Los morfotipos de HMA fueron identificados a nivel de género, para lo cual se consultó el manual del International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal (INVAM).

Análisis estadístico de los datos. Los resultados de las variables biométricas fueron analizados mediante ANOVA y prueba de Tukey. Los parámetros fúngicos fueron analizados mediante la prueba no paramétrica de Kruskal Wallis y separación de los grupos mediante la prueba de Student-Newman-Keuls. En todos los análisis se empleó el programa estadístico InfoStat, versión 2020.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Parámetros biométricos de *C. officinalis*. El análisis de varianza de los resultados muestra que tanto los factores individuales (hongos micorrízico y abono) como la interacción entre ellos mostraron efectos significativos en todas las variables biométricas de la quina (Cuadro 3).

En el Cuadro 4, se presenta la comparación del efecto de la interacción de los dos factores en el crecimiento de quina. Los consorcios LEY y SJ en interacción con HUM y GALL mostraron los mayores efectos en el crecimiento de las plantas. El consorcio LEY-GALL produjo la mayor respuesta en la altura de planta y materia seca radicular, el consorcio LEY-HUM mayor en número y longitud de raíces, y en materia seca radicular, el consorcio SJ-HUM mayor en materia seca foliar, y el consorcio SJ-GALL mayor en área foliar, todos con superioridad estadística sobre el resto, o la mayoría de consorcios. Las plantas con el consorcio SMA-SA (sin micorriza y sin abono) presentaron los menores valores en todas las variables. Al considerar, de forma complementaria, el promedio de los efectos principales, se observa que el inóculo LEY mostró mayor efecto en la altura de planta (9,5 cm) y materia seca radicular (64,4 mg). Por su parte, SJ mostró efectividad en la materia seca foliar (233,7 mg) y área foliar (63,6 cm²). Así mismo, en el número de raíces, todos los inóculos superaron los valores del testigo. En cuanto al abono orgánico,

HUM y GALL, ambos sin diferencias significativas entre sí, favorecieron la altura de planta y el número de raíces. Para la materia seca foliar y área foliar, el abono GALL fue el más

influyente, mientras que para la longitud y materia seca radicular, el abono HUM tuvo mayor influencia.

Cuadro 3. Valor de probabilidad calculado (ANOVA) para las variables biométricas de *Cinchona officinalis*, inoculada con HMA y abonos orgánicos.

Fuente de variación	P-valor					
	H	NR	LR	AF	MSF	MSR
Micorriza	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**
Abono	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**
Micorriza*Abono	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**	<0,001**
CV %	5,26	7,18	4,66	6,35	4,08	11,07

H: altura de planta; NR: número de raíces; LR: longitud de raíz; AF: área foliar; MSF: materia seca foliar; MSR: materia seca radicular; **= altamente significativo; CV: coeficiente de variación

Cuadro 4. Valores promedio de la biometría por planta de *Cinchona officinalis* inoculada con micorrizas arbusculares y abonos orgánicos

Fuente de variación	Biometría de quina					
	H (cm)	NR	LR (cm)	AF (cm ²)	MSF (mg)	MSR (mg)
Hongo micorrízico						
Sin micorriza arbuscular (SMA)	6,47 c	21,67 b	12,21 c	25,4 d	64,3 d	28,49 c
Leymebamba (LEY)	9,47 a	33,89 a	15,93 a	53,07 b	191,6 b	64,43 a
San Jerónimo (SJ)	8,67 b	33,89 a	15,87 a	63,64 a	233,7 a	39,31 b
Conila (CON)	6,52 c	33,33 a	13,64 b	29,74 c	92,78 c	17,73 d
Abono						
Sin abono (SA)	5,77 b	24,17 b	12,6 c	18,43 c	67,78 c	21,93 c
Humus (HUM)	8,64 a	33,33 a	16,57 a	53,06 b	179,9 b	47,44 a
Gallinaza (GALL)	8,93 a	34,58 a	14,07 b	57,40 a	189,0 a	43,11 b
Micorriza * abono						
SMA-SA	4,8 f	16,7 gh	9,78 f	7,97 g	28,13 f	10,50 f
SMA-HUM	7,37 cd	26,7 ef	12,82 e	34,43 de	78,70 e	45,53 b
SMA-GALL	7,23 cd	21,7 fg	13,57 de	33,80 de	86,07 e	29,43 cde
LEY-SA	6,77 cd	15,0 h	15,22 cd	21,03 f	88,00 e	37,53 bcd
LEY-HUM	10,10 b	45,0 a	18,68 a	61,70 c	199,4 c	75,83 a
LEY-GALL	11,53 a	41,7 ab	13,88 de	76,47 b	287,4 b	79,93 a
SJ-SA	6,30 de	30,0 de	15,13 cd	29,20 e	112,0 d	30,77 cd
SJ-HUM	9,53 b	35,0 cd	16,45 bc	75,90 b	317,8 a	41,50 bc
SJ-GALL	10,17 b	35,0 cd	16,02 c	85,83 a	271,2 b	45,67 b
CON-SA	5,20 ef	35,0 cd	9,78 f	15,53 fg	42,93 f	8,90 f
CON-HUM	7,57 c	26,7 ef	18,32 ab	40,20 d	124,0 d	26,90 de
CON-GALL	6,80 cd	38,3 bc	12,82 e	33,50 de	111,4 d	17,40 ef

Letras diferentes manifiestan diferencias significativas según a prueba de Tukey ($P \leq 0,01$). H: altura; NR: número de raíces; LR: longitud de raíz; AF: área foliar; MSF: materia seca foliar; MSR: materia seca radicular

Parámetros fúngicos

Colonización micorrízica (%) y longitud de micelio extra-radicular. El Cuadro 5 muestra el análisis no paramétrico de Kruskal-Wallis para la colonización micorrízica. Se evidencian diferencias estadísticas altamente significativas entre los tratamientos aplicados a plantas de quina ($P < 0,05$) sugiriendo que al menos un tratamiento ha tenido efecto en la colonización radicular de esta especie. La prueba de Student-Newman-Keuls reportó que el tratamiento T9 (SJ-GALL) y

T12 (CON-GALL), mostró mayor porcentaje de colonización.

En el mismo cuadro, se reporta que existen diferencias estadísticas altamente significativas entre los tratamientos para la variable LME (P -valor $< 0,05$). La prueba de Student-Newman-Keuls, reporta que, el T4 (LEY-SA) y T6 (LEY-GALL) alcanzaron un mayor tamaño de micelio extra-radicular. Los resultados demuestran que los HMA mostraron mayor simbiosis en quina al ser combinados con abonos orgánicos.

Cuadro 5. Prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para la colonización micorrízica ($H=32,3$; $P=0,000$) y longitud de micelio extra-radicular ($H=33,4$; $P=0,000$) en *Cinchona officinalis*

Tratamiento	Colonización micorrízica (%)	Longitud de micelio extra-radicular (cm)
	Grupo	Grupo
T1 (SM-SA)	0,0 a	0,0 a
T2 (SM-HUM)	0,0 a	0,0 a
T3 (SM-GALL)	0,0 a	0,0 a
T4 (LEY-SA)	0,9 abc	89,3 d
T5 (LEY-HUM)	5,0 bcd	61,1 cd
T6 (LEY-GALL)	6,2cd	70,7 d
T7 (SJ-SA)	0,6 abc	42,5 bcd
T8 (SJ-HUM)	0,5 ab	23,7 abcd
T9 (SJ-GALL)	38,1 d	33,0 abcd
T10 (CON-SA)	3,5 abcd	9,5 ab
T11 (CON-HUM)	3,6 abcd	12,7 abc
T12 (CON-GALL)	24,7 d	28,4 abcd

LME: Longitud de micelio extra-radicular; H = Estadístico de Kruskal-Wallis; P = Valor de probabilidad. Letras diferentes indican diferencias significativas según la prueba de Student-Newman-Keuls ($P \leq 0,05$)

Caracterización e identificación morfológica de HMA. La Figura 1 muestra la diversidad de géneros de HMA identificados en los 3 inóculos aplicados a plantas de quina en invernadero. En total se encontraron 18 morfotipos, distribuidos según la fuente de inóculo. En el inóculo Leymebamba se identificaron 4 géneros correspondiendo a *Glomus* (3), *Acaulospora* (3) *Claroideoglomus* (1) y *Funneliformis* (1). En el inóculo San Jerónimo se hallaron 3 géneros correspondiendo a *Acaulospora* (4), *Glomus* (1) y *Septoglomus* (1). Mientras que en el inóculo Conila se hallaron 2 géneros en total, teniendo a *Acaulospora* (3) y *Glomus* (1).

favoreció una potencial ganancia en cuanto a la biometría radicular y foliar. El inóculo LEY demostró tener mayor efectividad, seguido de SJ, mientras que el inóculo CON no favoreció el crecimiento de quina. En una comparación agrupada, todos los inóculos mostraron algún efecto positivo en las plantas de quina superando hasta en 1,27 veces al testigo.

El efecto diferenciado de los tres inóculos micorrízicos podría atribuirse a la procedencia de los HMA. En estudios similares, Fernández et al. (2022) investigaron el efecto de *Glomus* sp. exóticos en el crecimiento inicial de *C. officinalis*, observando efectos favorables con incrementos significativos en las variables de crecimiento. Esto sugiere la necesidad de estudiar la simbiosis entre esta planta y los HMA nativos. En nuestro estudio, se utilizaron diferentes inóculos procedentes de

DISCUSIÓN

Se observó un aporte sustancial de los HMA en el crecimiento y desarrollo de quina, lo que

altitudes promedios de 2600 msnm (LEY y SJ) y altitud de 3050 msnm para el inóculo CON. El pH fue variable por cada zona intervenida (entre 5,5 a 4,5), siendo el inóculo CON el más ácido. Otro factor determinante podría ser la diversidad de especies reportadas por cada fuente de inóculo. El inóculo LEY lideró con géneros sobresalientes de

Glomus y *Acaulospora* y en menor proporción *Claroideoglomus* y *Funneliformis*. Por su parte, SJ reportó una menor diversidad de géneros, destacando principalmente *Acaulospora* con una menor presencia de *Glomus*, patrón similar al observado en el inóculo CON, el cual presentó una cantidad reducida de géneros de HMA.

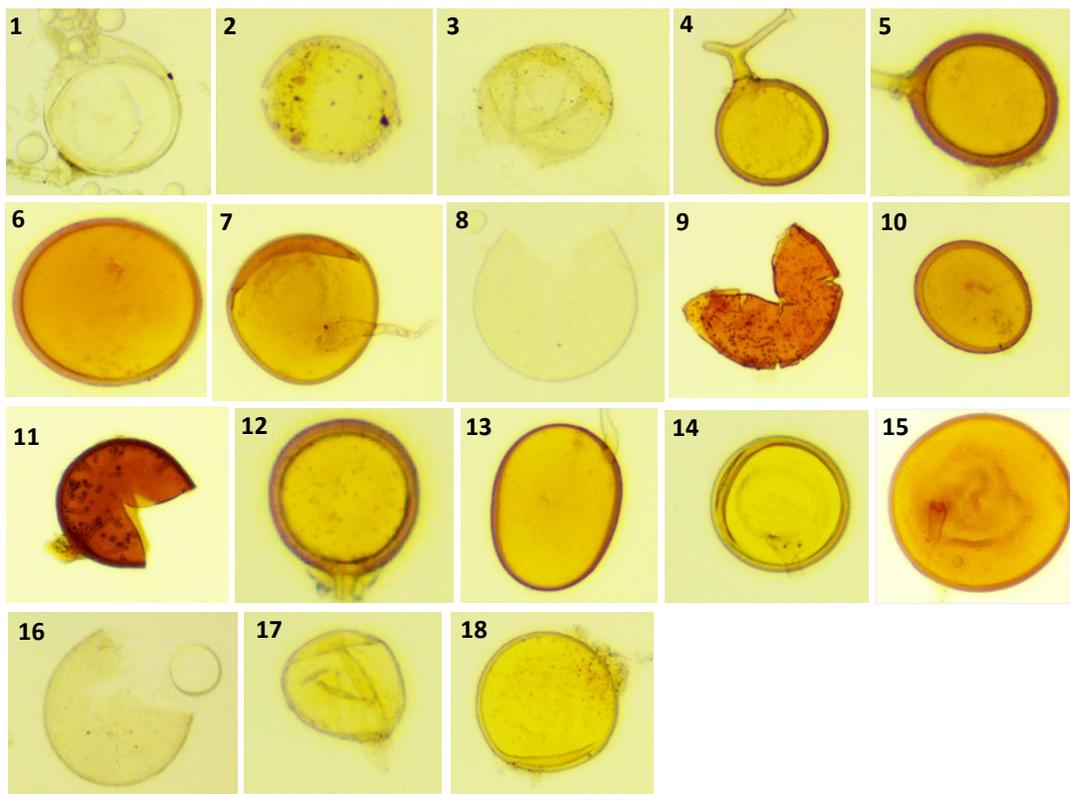


Figura 1. Diversidad de géneros de HMA nativos, procedentes de poblaciones naturales de quina en la región Amazonas. **LEY (1- 8):** 1) *Acaulospora* sp.1.; 2) *Glomus* sp.1.; 3) *Funneliformis* sp.; 4) *Glomus* sp.2.; 5) *Glomus macrocarpum*; 6) *Acaulospora spinosa*; 7) *Acaulospora punctata*; 8). *Claroideoglomus* sp.1. **SJ (9-14):** 9) *Acaulospora* sp.2.-afin a *laevis*; 10) *Acaulospora* sp.3.; 11) *Septoglomus constrictum*; 12) *Acaulospora* sp.4.; 13) *Acaulospora* sp.5.; 14) *Glomus* sp.3. **CON (15-18):** 15) *Acaulospora* sp.5.-afin a *Spinosa*; 16) *Glomus* sp.4.; 17) *Acaulospora splendida*; 18) *Acaulospora* sp.6. Manual del INVAM.

Los efectos variados sugieren contrastar con otras investigaciones que indican que los HMA son funcionalmente diversos (Van der Heijden y Scheublin, 2007), mostrando patrones de asociatividad entre la planta y el hongo que varían según la selectividad de cada uno. Además, existe la probabilidad de variación en la capacidad micorrízica en diferentes ambientes (Helgason et al., 2002; Furrázola et al., 2017).

Además, Córdoba et al. (2001) observaron que los géneros más abundantes de HMA (HMA) en

diversos estudios son *Glomus* y *Acaulospora*. Estos autores sugieren que estos géneros son más agresivos en la iniciación y colonización de las raíces en comparación con los gigasporoides, debido a la presencia de múltiples propágulos como esporas, fragmentos de hifas en el suelo y micelio dentro de las raíces. De hecho, en el estudio, la predominancia de estas especies podría haber tenido efectos significativos en la quina, ya que se encontraron en mayor cantidad en todos los inóculos estudiados.

En estudios con especies de la familia Rubiaceae, se ha observado que la inoculación con HMA autóctonos favorece significativamente el crecimiento foliar y el aumento de la biomasa radicular, aunque su efectividad puede variar según las condiciones ambientales investigadas, ya sea en invernadero y campo. En estos estudios, el género *Glomus* ha sido consistentemente el más representativo (Del Águila et al., 2018; Vallejos et al., 2019). Según Ruiz et al. (2011), la composición y efectividad de HMA pueden variar dependiendo de factores edafoclimáticos y especies de plantas, dado que muestran una mejor simbiosis en suelos con pH ácido y en ambientes naturales.

Esta afirmación permite analizar lo observado en este estudio, donde la adición de humus y gallinaza, ambos con un pH alcalino, podría haber modificado las condiciones del sustrato y, posiblemente, la capacidad colonizadora tanto radicular como extra-radicular de los inóculos estudiados, contrastando con lo reportado por Vallejos et al. (2019). En la misma línea, estos autores señalan que hay pocos estudios sobre la interacción entre HMA y especies forestales nativas en la Amazonía, lo que genera una expectativa interesante para investigar la relación simbiótica de los HMA en condiciones naturales, así como su posible interacción con la disponibilidad de fósforo en el suelo.

En cuanto a los abonos orgánicos, se observó que el humus de lombriz fue el más sobresaliente en comparación con la gallinaza y el testigo. Colonese et al. (2017) señalan que este abono contiene ácidos húmicos y nutrientes esenciales para las plantas. Entre estos nutrientes, el nitrógeno es especialmente importante y abundante en los abonos orgánicos, siendo responsable del aumento de la materia seca y el crecimiento de todas las plantas (Canseco et al., 2020). Sin embargo, el nitrógeno no es el único nutriente presente; también destacan potasio, calcio y magnesio (Miyasaka et al., 2001). Además de la nutrición, otro beneficio potencial de estos abonos podría estar relacionado con la mejora de las propiedades físicas del sustrato. Se ha observado que aumentan la capacidad de retención de humedad, mejoran el pH y disminuyen la tasa de evaporación (Courtney y Mullen, 2008).

Se resalta la posibilidad de reproducir la quina en ambientes controlados, con temperatura promedio de 22 °C y una humedad relativa superior al 80 %, condiciones que favorecen las actividades enzimáticas y metabólicas (Parra et al., 2017), lo que resulta en un mayor crecimiento de las plantas. Sin embargo, Gómez et al. (2018) afirman que la quina manifiesta un mejor crecimiento en condiciones similares a su hábitat natural.

CONCLUSIONES

Tanto los HMA como los abonos orgánicos demostraron ser efectivos en el comportamiento vegetativo de *C. officinalis*. Se observó que el inóculo micorrízico Leymebamba combinado con humus de lombriz tuvo una mayor influencia en el tamaño y la biomasa seca de las plantas, mientras que efectos similares se observaron con el inóculo San Jerónimo asociado con gallinaza. Por el contrario, el inóculo micorrízico Conila no mostró efectos significativos. No obstante, los inóculos más sobresalientes presentaron un mayor número de géneros y especies de HMA que no manifestaron un alto porcentaje de colonización en las raíces.

LITERATURA CITADA

1. Albán, J., E. Chilquillo, B. Melchor, M. Arakaki, B. León y M. Suni. 2020. *Cinchona* L. "Árbol de la Quina": Repoblamiento y reforestación en el Perú. *Revista Peruana de Biología* 27(3): 423-426.
2. Barrutia, R., I. Barrutia y T. Marín. 2020. Germinación de semillas de *Cinchona officinalis* L. en tres tipos de suelos de Cajamarca, Perú. *Revista Cubana de Ciencias Forestales* 8(1): 75-87.
3. Berruti, A., E. Lumini, R. Balestrini y V. Bianciotto. 2016. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. *Frontiers in Microbiology* 6: 1559.
4. Córdoba, A., M. De Mendonça, S. Stürmer y P. Rygielwicz. 2001. Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares a lo largo de un gradiente de estabilización de dunas de arena: un estudio de caso en Praia da Joaquina, Ilha

- de Santa Catarina, sur de Brasil. *Mycoscience* 42(4): 379-387.
5. Courtney, R.G. y G.J. Mullen. 2008. Soil quality and barley growth as influenced by the land application of two compost types. *Bioresour. Technol* 99: 2913-2918.
 6. Del Águila, K., G. Vallejos, L. Arévalo y A. Becerra. 2018. Inoculación de consorcios micorrízicos arbusculares en *Coffea arabica*, variedad caturra en la Región San Martín. *Información Tecnológica* 29(1): 137-146.
 7. Fernández-Zárate, F.H., A.E. Huaccha-Castillo, L. Quiñones-Huatangari, S.P. Vaca-Marquina, T. Sanchez-Santillan, E. Morales-Rojas, A. Seminario-Cunya. 2022. Effect of arbuscular mycorrhiza on germination and initial growth of *Cinchona officinalis* L. (Rubiaceae). *Forest Science and Technology* 18(4): 182-189.
 8. Furrázola, E., G. Heredia, G. Olvera y V. Sosa. 2017. Efecto de comunidades nativas de hongos micorrizógenos arbusculares sobre el crecimiento de plántulas de maíz y sorgo. *Acta Botánica Cubana* 216(3): 127-136.
 9. Gerdemann, J. y T. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* 46(2): 235-244.
 10. Gómez, M., A. Rolon, U. Moncada y D. Serralde. 2018. Biofertilización con hongos formadores de micorrizas arbusculares en especies forestales en vivero. *Biotechnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial* 16(2): 15-25.
 11. Guevara, S., J. Laborde y G. Sánchez. 2004. Rain forest regeneration beneath the canopy of fig trees isolated in pastures of Los Tuxtlas, Mexico. *Biotropica* 36(1): 99-108.
 12. Helgason, T., J. Merryweather, J. Denison, P. Wilson, J. Young, y A. Fitter, 2002. Selectividad y diversidad funcional en micorrizas arbusculares de hongos y plantas concurrentes de un bosque caducifolio templado. *Diario de Ecología* 90(2): 371-384.
 13. Hernández, E., D. Trejo, A. Rivera y R. Ferrera. 2020. La micorriza arbuscular como biofertilizante en cultivo de café. *Terra Latinoamericana* 38(3): 613-628.
 14. Jakobsen, I. y E. Hammer. 2015. Nutrient dynamics in arbuscular mycorrhizal networks. *In* T. Horton (ed.). *Mycorrhizal Networks*. Springer, Dordrecht. Vol. 224, pp. 91-131.
 15. Jiménez, M., R. Gómez, J. Oliva, L. Granados, J. Pat y E. Aranda. 2019. Influencia del estiércol compostado y micorriza arbuscular sobre la composición química del suelo y el rendimiento productivo de maíz forrajero (*Zea mays* L.). *Nova Scientia* 11(23).
 16. Lima, N., J. Moreno, V. Eras, J. Minchala, D. González, M. Yaguana y C. Valarezo. 2018. Propagación in vitro de *Cinchona officinalis* L a partir de semillas. *Revista de Investigaciones Altoandinas* 20(2): 169-178.
 17. Medina, L.A., Ó.I. Monsalve y A.F. Forero. 2010. Aspectos prácticos para utilizar materia orgánica en cultivos hortícolas. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 4(1): 109-125.
 18. Miyasaka, S.C., J. R. Hollyer y L.S. Kodani. 2001. Mulch and compost effects on yield and corm rots of taro. *Field Crops Research* 71(2): 101-112.
 19. Newman, E. 1966. A method of estimating the total length of root in a sample. *Journal of Applied Ecology* 139-145.
 20. Ojeda, L., O. Arteaga, L. Escobar y A. López. 2020. Efecto de la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y humus de lombriz en el establecimiento de *Cenchrus purpureus* (Schumach.) Morrone cv. Cuba CT-115. *Idesia (Arica)* 38(2): 5-11.
 21. Parra, M., J. Molano, D. Ortiz y Y. Oyola. 2017. Respuesta agronómica de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) variedad dulce de Soracá a la fertilización en Ventaquemada-Boyacá. *Cultura Científica* 15: 66-77.
 22. Peña, E., M. Carrión, F. Martínez, A. Rodríguez y N. Companioni. 2002. Manual para la producción de abonos orgánicos en la agricultura urbana. La Habana, Cuba. INIFAT.
 23. Phillips, J. y D. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55(1): 158-161.

24. Raheem, I., S. Goodman y E. Jacobsen. 2004. Catalytic asymmetric total syntheses of quinine and quinidine. *Journal of the American Chemical Society* 126(3): 706-707.
25. Ruiz, P., K. Rojas y E. Sieverding. 2011. La distribución geográfica de los hongos de micorriza arbuscular: una prioridad de investigación en la Amazonía peruana. *Espacio y Desarrollo* (23): 47-63.
26. Trejo, D., R. Ferrera, R. García, L. Varela, L. Lara y A. Alarcón. 2011. Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo. *Revista Chilena de Historia Natural* 84(1): 23-31.
27. Tristão, F., S. Andrade y A. Silveira. 2006. Hongos micorrízicos arbusculares en la formación de plántulas de café en sustratos orgánicos comerciales. *Bragantia* 65: 649-658.
28. Trouvelot, A., J. Kough y V. Gianinazzi. 1986. Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de méthode d'estimation ayant une signification fonctionnelle. In: *Physiological and Genetical Aspects of Mycorrhizae: Proceedings of the 1st European Symposium on Mycorrhizae*. pp. 217-221.
29. Valdiviezo, K., V. Guamán, J. Serrano, J. Patiño, M. Arévalo y C. Ortega. 2018. Procesos biotecnológicos para la inducción de callos a partir de vitroplantas de *Cinchona officinalis* L., a nivel de laboratorio en la provincia de Loja, Ecuador. *Tzhoecoen* 10(2): 299-312.
30. Vallejos, G., T. Sánchez, M. García, M. Trigoso y L. Arévalo. 2019. Efecto de hongos formadores de micorrizas arbusculares en clones de café (*Coffea arabica*) variedad Caturra. *Acta Agronómica* 68(4): 278-284
31. Van der Heijden, M. y T. Scheublin. 2007. Rasgos funcionales en la ecología de las micorrizas: su uso para predecir el impacto de las comunidades de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento de las plantas y el funcionamiento del ecosistema. *The New Phytologist* 174(2): 244-250.
32. Yaguana, K., V. Guaman, D. Zaruma, J. Serrano, J. Patiño, M. Arevalo y C. Ortega. 2016. Potencial reproductivo y análisis de calidad de semillas de *Cinchona officinalis* L., provenientes de relictos boscosos en la Provincia de Loja-Ecuador. *Revista Investigaciones Altoandinas* 18(3): 271-280.