

EFFECTO DE HONGOS MICORRIZOGENOS EN DOS PATRONES DE CITRICOS LIMON RUGOSO, *Citrus jambhiri*, Y MANDARINA CLEOPATRA, *Citrus reshni*

Víctor E. Villafañe* Jaime E. Muñoz F.** Héctor R. Torres ***

COMPENDIO

En un suelo ácido, a 1100 m s n m, se sembraron semillas de dos patrones de cítricos *Citrus reshni* y *C. jambhiri* conservadas en dos temperaturas 8 - 10°C y ambiente, almacenadas por diferentes tiempos. Plántulas de estos patrones se inocularon, al momento del transplante a bolsas, con cepas micorrizógenas en suelo natural y suelo desinfectado. Se estableció una relación entre área foliar y el producto largo máximo por ancho máximo de las hojas. Con 30 días de almacenamiento se obtuvo el mayor porcentaje de emergencia, en temperaturas de 8 - 10°C se conservó más la semilla. En *C. reshni* las especies *Acaulospora longulata* + *Entrophospora colombiana* superaron a *Glomus manihotis* y al testigo en los dos tipos de suelo; en *C. jambhiri* en suelo natural la inoculación fue efectiva. Se encontraron coeficientes de determinación R^2 mayores de 99 o/o para ecuaciones de regresión lineal entre área foliar y largo x ancho de las hojas, y con muestras pequeñas se pudo estimar con exactitud el área foliar de patrones de cítricos en estado de vivero.

ABSTRACT

Seeds of two citrus partners, *Citrus reshni* and *C. jambhiri*, preserved under two different temperatures-environmental temperature and temperature from 8° to 10°C were planted in an acid soil at 1100 meters above sea level. In transplanting to bags, seedlings of these partners were inoculated with micorrhizal strains in a natural soil and in non-infected soil. A relationship among foliar area and the maximum length product by the maximum width in the leaves was established. The greatest emergency percentage was obtained during thirty days of storage; at temperatures from 8° to 10°C, the seed was better preserved. In *C. reshni* species *Acaulospora longulata* + *Entrophospora colombiana* exceeded *Glomus manihotis* and the control in both types of soil, in *C. jambhiri* in natural soil inoculation was effective. R^2 over 99 o/o were found for linear regression among the foliar area and the length and width of the leaves. The accurate foliar area in Citrus partners in their first stages of growth was estimated through small samples.

1. INTRODUCCION

El área cultivada en cítricos se ha incrementado en los últimos años en Colombia, por el impulso de instituciones que buscan diversificar el cultivo de café; la Federación Nacional de Cafeteros plantea que en 1991 se tendrán 3000 nuevas hectáreas de cítricos sembradas. El limón rugoso y la mandarina Cleopatra son los patrones más importantes en el país, pero la última especie es más resistente a las pudriciones de la raíz y mejora la calidad del fruto en comparación con el limón rugoso (Reuther y Ríos, 1985).

La inoculación con hongos micorrizógenos vesículo-arbusculares contribuye a la adaptación de los cítricos a diversos ecosistemas, como son simbiontes obligados; el hongo le ayuda en la captación de nutrientes le induce a la producción de enzimas necesarias para su desarrollo, le protege contra el ataque de algunos patógenos y a la vez le ayuda a sobrellevar estados estresantes, incluso por sequía. La micorrización es un recurso biológico actualmente usado en todo el país, y es relativamente de bajo costo, frente a productos sintéticos.

* Estudiante de pre-grado. Universidad Nacional de Colombia. Palmira.

** Profesor Asistente. Universidad Nacional de Colombia, Palmira.

*** Estudiante de postgrado. Universidad Nacional de Colombia, Palmira.

De las 350.000 especies de plantas vasculares 300.000 forman micorriza vesículo- arbuscular con 120 especies de hongos VA (Berch, 1987).

El hongo extrae carbohidratos de la planta y hace más disponible para ella los elementos inmóviles en el suelo tales como fósforo y zinc (Timmer, 1985).

Patiño (1984) menciona el papel biofertilizador de los hongos VA en suelos tropicales y las ventajas ecológicas y agronómicas para las plantas micorrizadas, como la tolerancia a altas temperaturas y sequía, a la salinidad y toxicidad en el suelo y al ataque por patógenos.

Los agrios en general tienen pocos pelos radicales y que por tanto es corriente que posean micorrizas cualquiera que sea la especie y tipo de suelo (González, 1969).

Rodríguez (1988) consiguió que los hongos VA favorecieran el crecimiento y desarrollo de *C. reshni* en la etapa de vivero.

Hay plantas como los cítricos que dependen obligatoriamente del hongo para sobrevivir, aún en suelos muy fértiles y estimulando la actividad de los hongos MVA nativos y utilizando más racionalmente los abonos aplicados, se disminuyen los costos de producción en cítricos y aumentan los rendimientos (Sieverding, 1984).

La fotosíntesis necesaria para la producción de un fruto está relacionada directamente con el área del árbol. Medir la fotosíntesis puede ser costoso, poco aplicable y nada fácil. En cambio medir el área foliar mediante un método no destructivo de alta precisión y confiabilidad, además de económico, aplicable a la mayoría de especies vegetales y sencillo de manejar en el campo, puede ser una herramienta muy valiosa, especialmente en etapa de vivero. Muñoz (1987) indicó que se puede estimar el área foliar por un método no destructivo, ya que solamente hay que medir el largo máximo y el ancho máximo; este

método puede ser útil para aquellos caso en que el material del cual se dispone sea poco o cuando se desea seguir el proceso de crecimiento del área foliar en pocas plantas.

Como la demanda de semillas de patrones de cítricos es constante, los objetivos del trabajo fueron: evaluar el efecto del tiempo de almacenamiento y la temperatura sobre la emergencia de semilla de limón rugoso, *C. jambhiri*, y mandarina Cleopatra, *C. reshni*; evaluar el efecto de los hongos micorrizógenos, *Glomus manihotis*, *Acaulospora longula* y *Entrophospora colombiana* sobre el crecimiento de *C. jambhiri* y *C. reshni*; probar un método no destructivo para estimar el área foliar en patrones de cítricos en la etapa de vivero.

2. METODOLOGIA

2.1. Generalidades

Este trabajo se desarrolló entre 1984 y 1989 en Florida, Valle vereda El Tamboral, finca la Gaviota, con las especies: *C. limon* Burm F. ó *C. jambhiri* limón rugoso. *C. reticulata* Blanco o *C. reshni* Tanaka Mandarina "Cleopatra".

2.2. Factores estudiados

2.2.1. Almacenamiento de semillas

Se extrajo la semilla de los dos patrones, se fermentó por 36 h, se lavó con abundante agua y se secó a la sombra, se clasificó manualmente y se desinfectó con Benomyl.

El almacenamiento de las semillas de las dos especies se efectuó separando 100 semillas en bolsas de polietileno, selladas herméticamente, y se reempacaron en otra bolsa de polietileno negro para protegerlas de la luz. De esta manera se almacenaron en una nevera a 10°C; las otras se conservaron a temperatura ambiente. Las siembras se efectuaron en cras desinfectadas previamente con 35 g/m² de Dazomet como i. a. donde se colocaron las semillas a 5 cm entre plantas y 8 cm entre surcos.

A los cinco días del lavado se hizo la primera siembra, después se efectuaron siembras a los 13, 20, 27, 34, 48, 62, 90, 118, 146 y 192 días. Se utilizaron 100 semillas por cada uno de los cuatro tratamientos, y se contaron diariamente las plántulas emergidas.

2.2.2. Efecto de los hongos micorrizógenos

Las semillas se sembraron en un suelo desinfectado en autoclave. El suelo usado para la siembra fue obtenido de Santander de Quilichao, ácido, bajo en contenido de fósforo, la mitad del suelo (840 kg) se desinfectó con 147 g de Dazomet.

Plántulas de un mes, se transplantaron a bolsas de 7 kg de suelo, 36 desinfectadas y 36 no desinfectadas. Al momento del transplante se inocularon con 18 g de suelo con el respectivo inóculo. El factor "cepa" tuvo tres modalidades, sin inóculo CO, *Glomus manihotis* (C-1-1)¹ (C1) cepa uno y *Acaulospora longula* (C-12-1) + *Entrophospora colombiana* (C-3-5) (C2) cepa 2. Nivel de desinfección con dos modalidades: suelo natural SN y suelo desinfectado SD, se montó un experimento por cada especie, en donde los tratamientos constituyeron un factorial de 3 x 2 (cepas por desinfección), seis tratamientos: COD, CON, CID, C1N, C2D y C2N. La unidad experimental la constituyó una bolsa con una planta.

El diseño experimental utilizado fue el de bloques completos al azar, con 12 bloques, de los cuales se extrajeron las muestras para los análisis efectuados a los cuatro y seis meses. Las bolsas se colocaron sobre tarima a 50 cm de altura y las variables analizadas fueron altura de planta; medidas cada once días después del transplante, a los 4 y 6 meses se midió el porcentaje de infección (PI), área foliar (AF), materia seca (MS), longitud de raíz (LR) y esporas en el suelo.

La tinción de raíces se efectuó por el método de Phillip y Hayman descrita por Sieverding y modificada por Torres. El porcentaje de infección y la longitud de raíz se

halló por el método de intersección de cuadrantes de Newman y Marsh y la separación de esporas por el método de Ohms.

2.2.3. Estimación del área foliar por método no destructivo

Se tomaron 100 hojas de cada una de las dos especies trabajadas (limón y mandarina) desde el momento del transplante hasta los seis meses, se les dibujó el contorno de la lámina en papel, se midió el largo máximo (L) y el ancho (A) máximo en cm, se obtuvo el producto LA y se halló el área foliar con un planímetro de precisión polar. La medición se repitió cinco veces.

Con los valores de L x A y el área hallada con el planímetro se obtuvo el diagrama de dispersión para las dos especies. La metodología usada para el análisis de regresión, es la explicada por Muñoz (1987).

Para estimar el área foliar con base en el producto L x A, se usó el modelo de la forma $\hat{AF} = \bar{AF} + B(LA_j - \bar{LA})$ en donde:

\hat{AF} = área foliar estimada

\bar{AF} = área foliar promedia

B = incremento en el área foliar, cuando se incrementa en una unidad el L x A.

LA = largo máximo por ancho máximo

Se halló el R^2 = coeficiente de determinación

Como $\hat{AF} = A + B \cdot LA_j$, entonces la suma de áreas foliares de n hojas está dada por:

$$\sum_{i=1}^n \hat{AF} = \sum (A + B \cdot LA_j) \Rightarrow \hat{AF}_n = nA + \beta \sum LA_j$$

Para determinar el área foliar de la planta se empleó la fórmula:

$$AF_p = \frac{AF_n \cdot N}{n}$$

en donde: AF_p = área foliar de la planta

AF_n = área foliar de la muestra

¹ / Número dado por el CIAT a la cepa en su colección.

N = número de hojas de la planta.

n = número de hojas de la muestra.

3. RESULTADOS Y DISCUSION

3.1. Cuantificación del efecto del tiempo de almacenamiento de semillas, sobre la emergencia

Al inicio del experimento, la humedad de las semillas de *Citrus jambhiri* y *C. reshni* fue de 12.4 y 13.58 o/o, con 12 180 y 9 768 semillas por kg respectivamente.

Para semillas de *C. reshni* almacenadas al ambiente, la emergencia se inició entre los 20 y 45 días para todos los tiempos de almacenamiento (Figura 1). Las conservadas en nevera, en general, tuvieron emergencia más rápida y mayor (Figura 2). El *C. jambhiri* se comportó de manera similar que el *C. reshni* para las dos formas de conservación.

Un período de reposo de treinta días incrementó la emergencia de plántulas de *C. reshni* y *C. jambhiri* en los dos ambientes (Figura 3); entre los 30 y 90 días de almacenamiento la emergencia fue alta (70 o/o), aunque se vieron favorecidas las conservadas al ambiente declinan su emergencia bruscamente, a menos del 10 o/o a los 120 días, mientras que las conservadas en nevera mantienen 30 o/o de emergencia a los 180 días. Esto posibilita planificar siembras, aún seis meses después de haber cosechado los frutos.

3.2. Infección y efecto de los hongos micorrizógenos

Los hongos micorrizógenos (HM) afectaron significativamente la altura de planta, área foliar; materia seca y longitud de la raíz de ambos patrones.

En general, las plantas micorrizadas en los dos suelos crecieron más que las no micorrizadas, aunque las tendencias de crecimiento

fueron las mismas en ambos suelos (Figura 4). Las plantas en SD se desarrollaron más que las crecidas en SN. El comportamiento de *C. jambhiri* fue similar en ambos suelos, aunque se presentó mayor desarrollo en el tratamiento SD- CO debido posiblemente a una contaminación, que se explica en la discusión del porcentaje de infección. La cepa 1 en SD tuvo mayor efecto sobre la altura de las dos especies y en SN la C2 tuvo mayor efecto.

A los cuatro meses los porcentajes de infección (PI) de las C1 y C2 en SN fueron mayores que la CO en ambas especies; en SD el comportamiento fue igual y en el tratamiento CO se manifestó una contaminación en las dos especies (Figura 5). A los seis meses, el PI fue menor que a los 4 meses, con excepción del tratamiento SD- CO que incrementó su infección en ambas especies, lo anterior puede explicarse porque el grado de infección depende del ritmo de crecimiento de las raíces, pues raíces vigorosas en crecimiento activo son difícilmente infectadas (Azcon y Barea, 1980), las plantas tuvieron altos incrementos en la longitud de las raíces entre los cuatro y seis meses, lo que es indicador de su crecimiento.

Para PI a los cuatro meses en limón rugoso, *C. jambhiri*, y mandarina Cleopatra, *C. reshni*, hubo diferencia significativa entre suelos y cepas (Cuadro 1); en suelo natural los PI fueron mayores, pero las cepas superaron al testigo, lo que indica que las inoculaciones asociadas con la actividad de las cepas nativas aumentaron la infección; en *C. reshni* hubo interacción significativa suelo x cepa, la cual se debió a la diferencia apreciable en PI entre el suelo natural y el desinfectado en la cepa testigo, pues en las otras cepas la diferencia fue pequeña.

Para materia seca en la especie *C. jambhiri*, a los cuatro y seis meses de edad, no se detectaron diferencias significativas entre los factores suelo y cepa, posiblemente por el alto coeficiente de variación obtenido en el ensayo. Sin embargo, a los seis meses en suelo natural las cepas superan al testigo (cepas na-

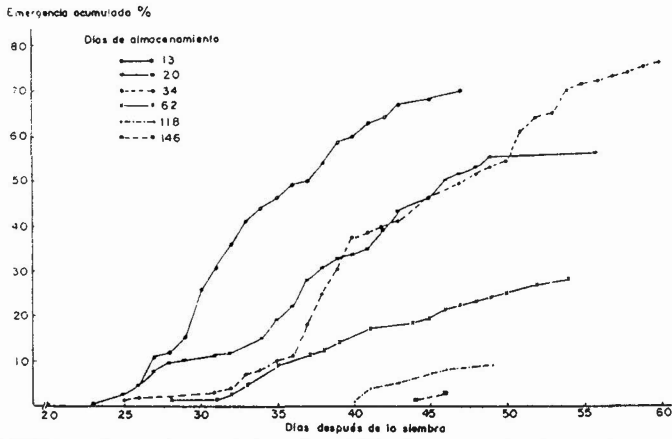


FIGURA 1 Emergencia acumulada en *C. reshini* Tanaka, conservada a temperatura ambiente y diferente tiempo de almacenado.

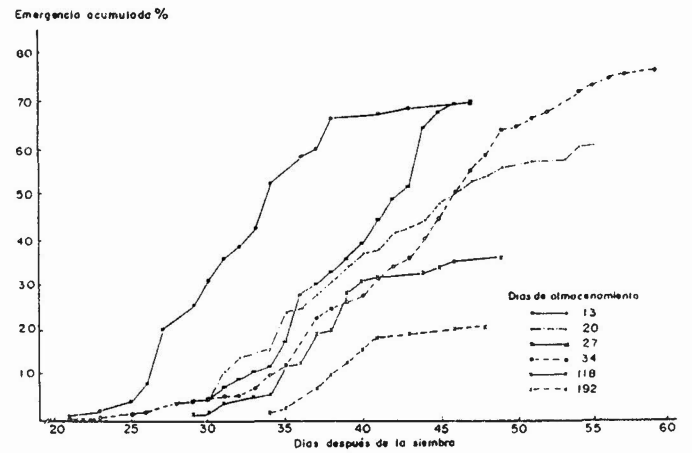


FIGURA 2 Emergencia acumulada en *C. reshini* Tanaka, conservada en nevera y diferente tiempo de almacenado.

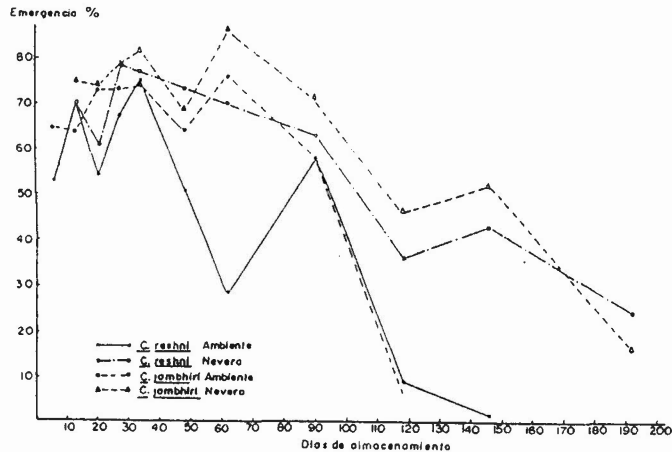


FIGURA 3 Efecto del tiempo de almacenamiento de semillas sobre el % de emergencia de plántulas de *C. jambhiri* y *C. reshini*.

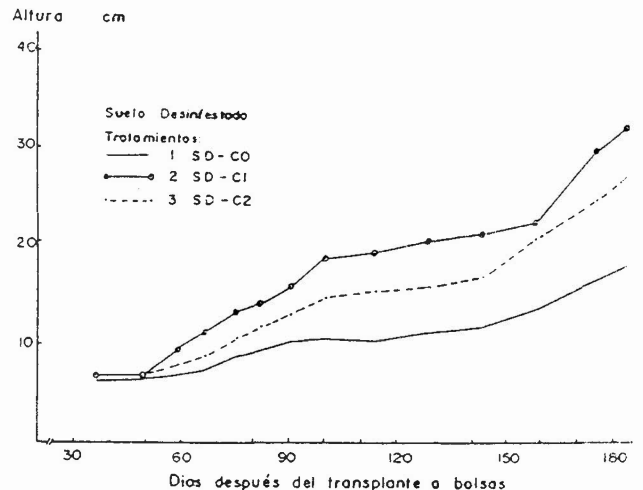
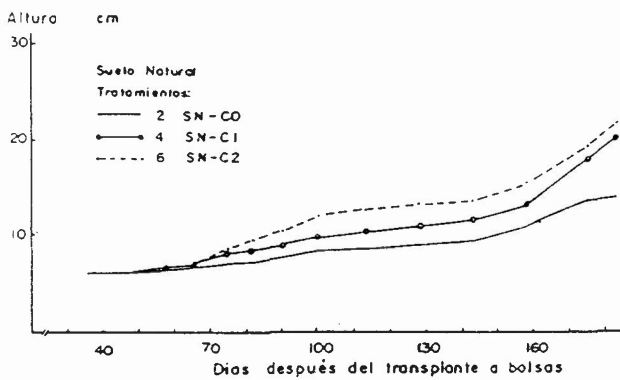


FIGURA 4 Altura de *C. reshini* a través del tiempo en suelo natural y suelo desinfectado

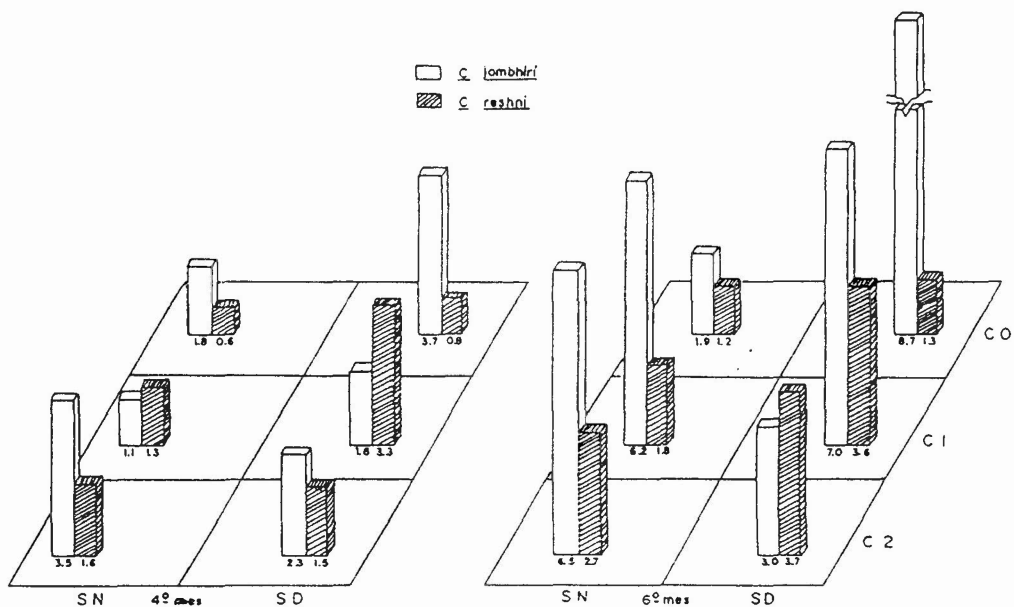


FIGURA 6 Materia seca total (g/planta) por tratamiento de las dos especies de cítricos

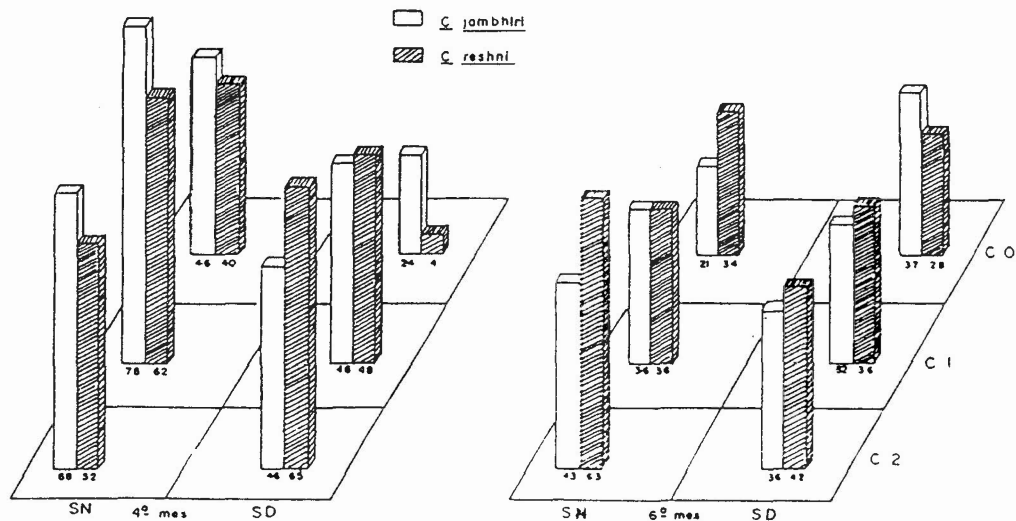


FIGURA 5 Porcentaje de infección por tratamiento de las dos especies de cítricos

Cuadro 1

Análisis de varianza para las variables porcentaje de infección, materia seca y área foliar de las variedades **C. jambhiri** y **C. reshni** a cuatro meses

FV	GL	C. jambhiri			C. reshni		
		PI	MS	Cuadrados	PI Medios	MS	AF
Bloques	1	0.41 NS	0.24 NS	22.63 NS	19.38 NS	0.28 NS	248.79 NS
Tratamientos	5	736.34 *	2.25 NS	3553.01 NS	967.51 *	1.84 *	890.33 NS
- Suelo	1	1936.24 *	0.70 NS	3491.16 NS	466.88 *	1.54 *	165.17 NS
- Cepas	2	839.37 *	2.67 NS	104.95 NS	1606.80 *	2.55 *	1726.36 NS
- Suelo x cepa	2	33.37 NS	2.60 NS	6531.99 NS	578.54 *	1.29 *	416.87 NS
Error	5	10.15	2.48	20.3651	8.57	0.16	385.73
\bar{X}		51.51	2.30	89.91	45.48	1.53	46.73
CV o/o		6.19	68.47	50.19	42.03	26.14	6.44

* Niveles de significancia 5 o/o

PI Porcentaje de infección

MS Materia seca

AF Area foliar

Cuadro 2

Análisis de varianza para las variables porcentaje de infección, materia seca y área foliar, de las dos especies a los seis meses

FV	GL	C. jambhiri			C. reshni		
		PI	MS	AF Cuadrados	PI Medios	MS	AF
Bloques	3	540.28 NS	7.05 NS	1474.54 NS	38.69 NS	0.16 NS	278.73 NS
Tratamientos	5	230.43 NS	26.62 NS	18064.20 NS	586.16 NS	5.21 *	3944.72 *
- Suelo	1	22.54 NS	9.84 NS	1608.18 NS	442.82 *	5.49 *	3095.60 NS
- Cepas	2	233.01 NS	7.92 NS	10476.04 NS	1004.28 *	8.81 *	7645.51 *
- Suelo x cepas	2	331.81 NS	53.73 NS	33879.87 NS	233.01 NS	1.47 NS	668.50 NS
Error	15	243.36	16.71	13964.74	272.14	0.69	993.14
\bar{X}		34.33	5.49	189.66	39.80	2.39	75.32
CV o/o		45.44	74.45	62.31	41.45	34.76	41.84

* Nivel de significancia 5 o/o

PI Porcentaje de infección

MS Materia seca g/planta

AF Area foliar cm²

tivas), lo que indica la efectividad del inóculo (Cuadro 2, Figura 6). En *C. reshni* se detectaron diferencias entre suelos y cepas a los cuatro y seis meses, las cepas nativas (CO) presentaron menores valores de materia seca, lo que explica también en esta especie el efecto positivo de la inoculación con hongos micorrizógenos.

No se encontraron relaciones definidas entre el porcentaje de infección y la materia seca; lo que puede deberse a las contaminaciones presentadas y al diferente grado de eficiencia de las cepas, ya que se hallaron porcentajes de infección similares con diferencias relativamente altas en materia seca.

Para encontrar explicación a la contaminación de ambas especies en SD se hizo un análisis biológico de varias muestras de suelo de la finca donde se adelantó el ensayo y se encontraron cepas de cinco especies de *Glomus* entre las que se encuentra *G. manihotis* y una especie de *Acaulospora* (Cuadro 3). Estas cepas se encuentran en este suelo a pesar del alto contenido de fósforo asimilable (Cuadro 4).

En las poblaciones de esporas de hongo-vesículo-arbusculares (HVA) se destacó la presencia de *G. manihotis* y *E. colombiana* presentes a los cuatro y seis meses y la aparición de los seis meses de dos especies *Glomus* sp. y *Acaulospora* sp. en suelo desinfectado (Cuadro 5).

El limón rugoso presentó mayor promedio en todas las variables, con excepción de PI, que la mandarina Cleopatra (Cuadros 6 y 7), lo que hace que se puedan reducir los costos de mantenimiento al injertarse más rápidamente.

3.3. Estimación del área foliar por método no destructivo

Con los valores obtenidos al multiplicar el largo por el ancho (L.A) y el área foliar obtenida con el planímetro en cada hoja de las dos especies, se hizo el análisis de regresión lineal por cada especie.

Los resultados son consignados en el Cuadro 8, Figuras 7 y 8.

La línea de mejor ajuste para las especies fue:

C. jambhiri

$$\hat{AF} = 0.1597 + 0.729 LA_i$$

$$\hat{AF} = 11.17 + 0.729 (LA_i - 15.105)$$

$$(0.4 < LA_i < 65)$$

$$R^2 = 99.13 \text{ o/o}$$

C. reshni

$$\hat{AF} = 0.1135 + 0.726 LA_i$$

$$\hat{AF} = 7.74 + 0.726 (LA_i - 10.27)$$

$$(1.0 < LA_i < 41)$$

$$R^2 = 99.65 \text{ o/o}$$

Los coeficientes de determinación R^2 fueron muy altos, mayores del 99 o/o, en ambas especies (Figuras 7 y 8, Cuadro 9) por lo tanto puede utilizarse la ecuación para estimar el área foliar antes de la injertación de las dos especies de patrones. Las hojas nuevas van incrementando el tamaño a medida que aumenta la edad de la planta y también se incrementa el número de ellas.

El cálculo del área de una planta resulta sencillo y rápido, pues solo se requiere medir tres, cuatro o más hojas por planta para encontrar el área foliar total. Se debe tener como norma y precaución discriminar las hojas de las plantas por tamaños y tomar muestras al azar de hojas pequeñas, medianas y grandes, esto favorece los cálculos y da aproximaciones más exactas del área de la planta (Cuadros 9 y 10).

Las estimaciones de área foliar realizadas para cuatro plantas (Cuadro 10) fueron exactas, con diferencias muy pequeñas del valor real, lo que permite que este procedimiento se recomiende para estimar el área foliar en investigaciones con plantas de cítricos en la etapa de vivero.

Cuadro 3

Esporas nativas por gramo de suelo, en muestras tomadas en la finca del ensayo

Muestras	Glomus					Acaulospora
	manihotis	mossaeae	occultum	sp	sp	sp
1	-	-	0.13	-	0.32	-
2	-	0.68	-	1.32	0.12	0.68
3	0.11	-	0.11	-	0.17	0.18
4	0.06	0.32	0.06	0.90	0.12	1.39

Cuadro 4

Fósforo asimilable en ppm y pH, en cuatro muestras de suelo de la finca

Análisis de suelo				
p	453.5	1682.27	560.52	186.5
pH	7.0	7.0	6.7	6.5

Cuadro 5

Promedio de esporas de cepas nativas por gramo de suelo seco, en las dos especies

Tratamientos	Glomus								Acaulospora				Entrophospora colombiana	
	fasciculatum		occultum		manihotis		sp		longula		sp		4	6
	4 ^{1/}	6	4	6	4	6	4	6	4	6	4	6		
1 SD-CO ^{1/}	0.74	1.15	0.08	-	0.16	-	-	9.54	-	-	-	0.04	0.12	-
3 SD-C1	3.61	0.45	-	-	-	0.06	-	0.51	-	-	-	-	-	0.11
5 SD-C2	4.30	0.97	0.47	2.86	-	-	-	0.19	-	-	-	-	0.47	-
2 SN-CO	7.04	1.85	0.25	1.12	-	0.06	-	-	-	-	-	0.04	0.25	0.33
4 SN-C1	5.15	2.93	0.75	0.56	2.30	0.08	-	-	-	-	-	-	-	0.50
6 SN-C2	12.11	1.58	1.96	1.56	-	0.09	-	0.09	-	-	-	0.17	0.32	1.28
1 SD-CO ^{2/}	1.57	0.45	0.15	0.06	-	0.06	-	0.08	-	-	-	-	0.35	-
3 SD-C1	1.90	0.82	-	0.10	0.19	0.23	-	-	-	-	-	-	0.15	0.02
5 SD-C2	2.43	0.67	-	0.40	0.47	0.12	-	-	-	-	-	0.02	0.23	0.02
2 SN-CO	7.00	0.59	1.28	0.17	-	0.21	-	-	-	-	-	-	0.30	-
4 SN-C1	2.09	0.81	0.65	0.37	1.86	0.55	-	-	-	-	-	0.08	3.80	-
6 SN-C2	3.75	1.00	0.38	0.44	-	0.60	-	-	-	-	-	0.04	1.08	0.62

1/ Meses de edad de las plantas

2/ C. jambhiri

3/ C. reshni

Cuadro 6

Promedio a los cuatro y seis meses de peso seco, área foliar, longitud de raíz y porcentaje de infección en las dos especies

Tratamientos	Materia seca gramos		Area foliar cm ²		longitud de raíz (cm)		Porcentaje de infección	
	4 ^{1/}	6	4	6	4	6	4	6
1 SD-CO ^{2/}	3.7	8.6	132.0	238.5	4103.7	7219.1	23.8	37.4
3 SD-C1	1.6	7.0	91.4	236.3	1897.4	5771.1	46.1	32.2
5 SD-C2	2.3	2.9	66.0	118.7	2494.0	2211.4	46.6	36.5
2 SN-CO	1.6	1.9	46.0	89.2	1552.7	1529.1	46.3	20.6
4 SN-C1	1.1	6.1	48.0	225.7	1273.0	5757.1	78.1	36.3
6 SN-C2	3.5	6.5	125.0	229.5	3435.2	4724.5	68.3	43.1
1 SD-CO ^{3/}	0.83	1.26	26.32	41.94	475.14	637.23	4.66	28.36
3 SD-C1	3.32	3.65	84.06	101.08	1524.14	2040.87	48.06	36.18
5 SD-C2	1.49	3.7	40.94	117.02	954.00	2021.6	65.03	41.99
2 SN-CO	0.59	1.16	28.31	40.26	546.43	798.77	40.21	33.56
4 SN-C1	1.31	1.83	53.22	66.22	819.0	712.17	62.27	35.91
6 SN-C2	1.61	2.73	45.54	85.42	741.94	1290.16	52.58	62.82

^{1/} Meses de edad de la planta

^{2/} C. jambhiri

^{3/} C. reshni

Cuadro 7

Comparación de las variables medidas de las dos especies, en suelo natural

Variables a comparar	C. reshni	C. jambhiri	Diferencias a favor de C. jambhiri
Altura de plantas	18.93	25.06	6.13
Peso seco	2.87	4.83	1.96
Area foliar	63.96	181.46	117.50
Longitud de raíz	933.70	4003.56	3069.86
Porcentaje de infección	44.10	33.33	- 11.23

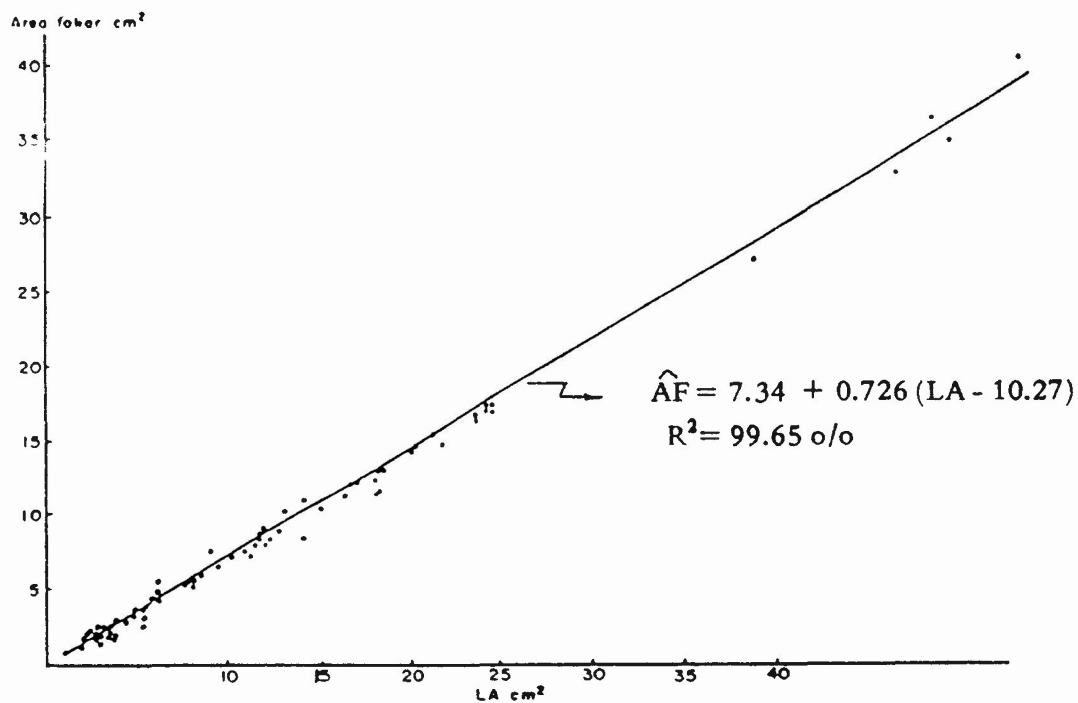


FIGURA 7 Area foliar de *C. resnyi* como función del largo por ancho línea de mejor ajuste

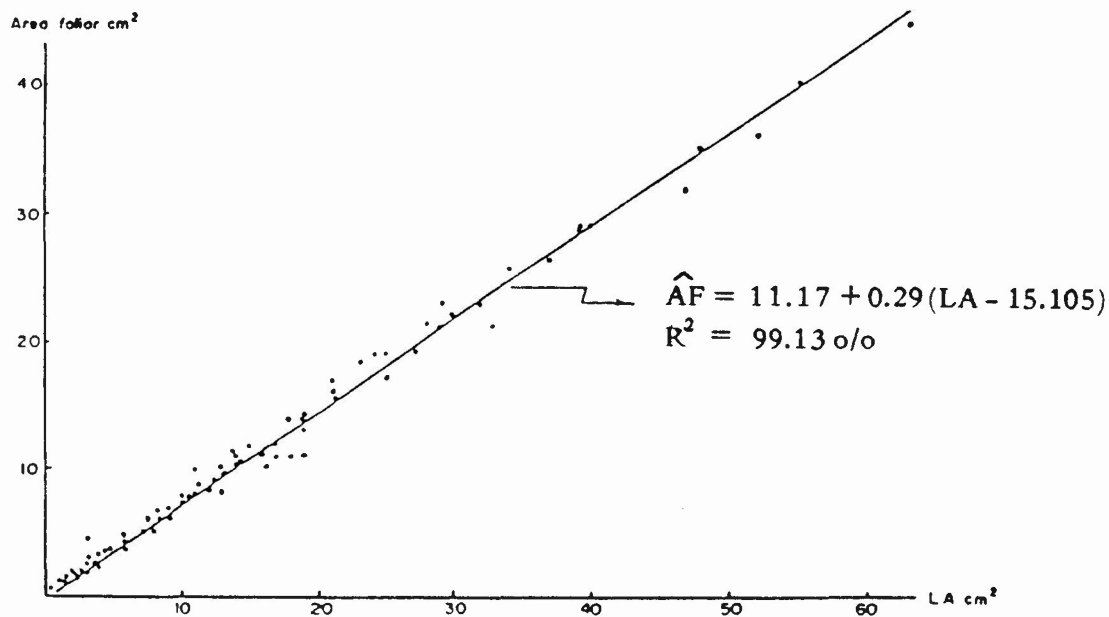


FIGURA 8 Area foliar de *C. jambhiri* como función del largo por ancho y línea de mejor ajuste.

Cuadro 8

Parámetros estimados de la regresión lineal $AF = f(LA_i)$ de las dos especies

Especies	α	β	$\overline{LA_i}$	\overline{AF}	r	R ²	E ²
C. jambhiri	0.1597	0.729	15.10	11.17	0.9957	99.13	0.87
C. reshni	- 0.1135	0.726	10.27	7.34	0.9983	99.65	0.35

Cuadro 9

Hojas tomadas como muestras para cálculos de lámina foliar

C. reshni				C. jambhiri			
1	2	3	4	1	2	3	4
No. orden	LA _i	No. orden	LA _i	No. orden	LA _i	No. orden	LA _i
1	1.71	1	0.80	1	2.96	1	1.0
2	2.09	4	2.73	2	3.13	2	1.37
15	7.27	6	3.36	14	21.45	7	7.60
20	10.98			22	19.41	12	5.94
78.79 ^{1/}		10.21		190.82		37.03	
20 ^{2/}		6		22		12	

1/ Area foliar hallada con el planímetro en cada planta

2/ Número de hojas de cada planta

Cuadro 10

Cálculos y resultados del área foliar de las muestras tomadas

Planta No.	Cálculos	Area estimada cm ²	Area de la planta cm ²	Diferencia cm ²
1	$AFp = \frac{15.73 \times 20}{4}$	78.63	78.79	- 0.16
2	$AFp = \frac{4.66 \times 6}{3}$	9.32	10.21	- 0.89
3	$AFp = \frac{34.87 \times 22}{4}$	191.76	190.82	- 0.94
4	$AFp = \frac{12.24 \times 12}{4}$	36.71	37.03	- 0.32

4. CONCLUSIONES

- 4.1. Un reposo de 20 - 30 días después de extraer las semillas favoreció la emergencia. En la conservación al ambiente la emergencia fue de 10 o/o a los cien días, y las conservadas en nevera presentaron 45 o/o de emergencia a los 150 días.
- 4.2. La inoculación con hongos micorrizógenos favoreció el crecimiento de las dos especies en suelos ácidos. Las plantas que presentaron mayor desarrollo, fueron las inoculadas con *G. manihoti* seguidas por las inoculadas con la mezcla. Plantas de *C. jambhiri* crecieron más que las *C. reshni*, en las mismas condiciones de suelo.
- 4.3. El método no destructivo para estimar área foliar en *C. jambhiri* y *C. reshni* por medio de ecuaciones de regresión fue exacto y puede utilizarse para estudios en vivero.

5. BIBLIOGRAFIA

1. BERCH, S. M. Taxonomía de los hongos micorrícicos vesículo-arbusculares agrícolas. pp. 137-149. En: Revista Mexicana de Fitopatología, México. vol. 5. n. 2, 112-208 p. 1987.
2. GONZALEZ S., E. El cultivo de los agríos. 3ed. rev. La Habana, Instituto del Libro, 1969. p. 3-108, 299-303.

3. MUÑOZ F., J. E. Estimación del área foliar por método no destructivo. Revista Ergos. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Palmira. Vol. 1, n. 1, p. 24 - 33. Marzo 1987.
4. PATIÑO, H. Micorrizas como componentes simbióticos de los sistemas selváticos tropicales. Memorias 1er. Curso Nacional sobre Micorrizas, Palmira, Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias. 1984. pp. 86-87.
5. REUTHER, W. y RIOS, C. D. Técnica de propagación de cultivos. p. 75-77. En: FEDERACION NACIONAL DE CAFETEROS DE COLOMBIA. Fruticultura Tropical. Ibagué, Atlas, 1985. 321 p.
6. RODRIGUEZ T., H. J. Efecto de tres cepas de Endomicorrizas sobre la mandarina Cleopatra: *Citrus reshni*, Hart ex tan. en cuatro suelos. Cali, Universidad del Valle, 1988.
7. SIEVERDING, E. Importancia de las micorrizas en la nutrición de las plantas. Recopilación bibliográfica por: Carmen Llanos M. Micorrizas, virus, organismos similares a micoplasmas. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Palmira. 1984. C. pp. 4 - 5.
8. TIMMER, L. W. Problemas sanitarios en cítricos. Enfermedades fungosas. p. 187-194. En: FEDERACION NACIONAL DE CAFETEROS DE COLOMBIA. Fruticultura Tropical. Ibagué, Atlas, 1985. 321 p.