

**EFFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN GUAYACÁN ROSADO
Tabebuia rosea Y SU RELACIÓN CON EL MANEJO DE NEMATODOS DEL
GÉNERO *Meloidogyne* spp**

SILVANA EDITH YANDAR ERAZO

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROFORESTAL
PASTO – COLOMBIA
2006**

**EFFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN GUAYACÁN ROSADO
(*Tabebuia rosea*) Y SU RELACIÓN CON EL MANEJO DE NEMATODOS DEL
GÉNERO *Meloidogyne* spp**

SILVANA EDITH YANDAR ERAZO

**Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de
INGENIERO AGROFORESTAL**

**Director de Tesis
CARLOS ALBERTO RIVILLAS OSORIO I.A. M.Sc.**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS
PROGRAMA DE INGENIERÍA AGROFORESTAL
PASTO – COLOMBIA
2006**

Nota de aceptación:

Carlos A. Rivillas Osorio I.A. M.Sc.
Director de Tesis

Jesús Castillo Franco. I.A. Ph.D.
Delegado Asesor

Jorge Vélez Lozano. I.AF. M.Sc.
Jurado

Germán Chavez Jurado. I.A. M.Sc.
Jurado

San Juan de Pasto, Septiembre de 2006

“Las ideas y conclusiones aportadas en el trabajo de grado son responsabilidad exclusiva del autor”

Artículo 1ro del acuerdo No 324 del 11 de Octubre de 1966, emanado por el Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño.

Dedicada a:

A Dios..., a mi madre Cecilia una gran mujer, por su amor y dedicación, a mi padre, Robert por su constante esfuerzo para mi formación personal y profesional, y a mi hermana Sabely como mi motivación para seguir adelante.

Silvana Yandar.

AGRADECIMIENTOS

Expreso los más sinceros agradecimientos a quienes contribuyeron positivamente a culminar esta investigación:

- Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariño y docentes, por la formación profesional que recibí.
- Dr. Germán Arteaga Meneses, Decano de la Facultad de Ciencias Agrícolas.
- Dr. Alvaro Castillo Marin, Secretario Académico de la Facultad de Ciencias Agrícolas.
- Por su valiosa orientación y asesoría al Dr. Alvaro Castillo Marin, Dr. Jorge Vélez Lozano, Dr. Germán Chavez Jurado, Dr. Carlos Betancourth, docentes de la Facultad de Ciencias Agrícolas.
- Centro Nacional de Investigaciones de Café – Cenicafé, por darme la oportunidad de hacer parte de esta gran escuela.
- Dr. Carlos A. Rivillas Osorio, por su valiosa orientación como un maestro y amigo.
- Dr. Carlos M. Ospina Penagos, por su acogimiento, confianza y amistad.
- Dr. José Arthemo L. Ríos, por su apoyo y colaboración.
- Dra. Esther Cecilia Montoya, por su orientación en la parte estadística.
- Por su colaboración incondicional como amigos y compañeros del equipo forestal a Fabio Alonso Aristizabal, Carlos Mario Ospina Penagos, Jhon Freddy Saldarriaga, Jary Medina, Javier Ceballos Freire, Alexander Godoy Bautista, Dina Stella Gómez, y Carlos Ospina Galviz.
- A Javier Ceballos Freire por su apoyo constante e inigualable compañía, que me permitió sobrepasar momentos difíciles y seguir adelante.
- Por su valiosa ayuda a Mauricio Oliveros Díaz y Javier Fajardo Guerrero, buenos amigos.

- Beatriz Mira Rada, Blanca Irene Vargas y Catalina López, compañeras de casa, con las que compartí momentos especiales.
- Por su amable colaboración a Gonzalo Hoyos, Carlos Zuluaga, Angela Castro, Luisa Vásquez, Mariluz Montoya, Oscar Guzmán, Andrés Henao, Carlos Gonzáles, Cristian Rivas, Angelica Giraldo, Flor Pulido, Lucero Arias, Luis Alfredo Amaya, Orlando Guzmán, Vicente Baldión, Hernando García, Melva Vargas, y a todos aquellos que compartieron conmigo este proceso y con los que viví gratos momentos.

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	30
1. REVISIÓN DE LITERATURA	33
1.1 ASPECTOS GENERALES DEL GUAYACÁN ROSADO	33
1.1.1 Nombres comunes.	33
1.1.2 Sinónimos.	33
1.1.3 Distribución natural.	33
1.1.4 Clima.	33
1.1.5 Suelos.	34
1.1.6 Descripción morfológica	34
1.1.7 Descripción agroecológica.	35
1.1.8 Usos.	35
1.2 NEMATODOS FITOPARÁSITOS	36
1.2.1 Nematodo de los nudos radicales <i>Meloidogyne</i> spp.	37
1.2.1.1 Síntomas.	38
1.3 CONTROL CULTURAL	39
1.4 CONTROL QUÍMICO	40
1.5 CONTROL FÍSICO	41

1.6 CONTROL BIOLÓGICO	42
1.6.1 Micorrizas	43
1.2.1 Micorriza arbuscular (MA)	44
1.2.1.1 Desarrollo de la colonización.	44
1.2.2 Beneficios de la MA.	45
1.2.2.1 Perspectivas de manejo de la MA.	46
1.2.3 Interacción MA – nematodos fitoparásitos.	46
1.2.4 La MA como controlador biológico de nematodos.	48
1.2.5 Importancia del sustrato.	53
1. MATERIALES Y MÉTODOS	56
1.1 LOCALIZACIÓN	56
2.2 MATERIALES	56
2.2.1 Etapa I: evaluación de la interacción MA – sustrato.	57
2.2.1.1 Semilla de <i>Tabebuia rosea</i> .	57
2.2.1.2 Recipiente para la germinación.	57
2.2.1.3 Sustratos de crecimiento.	57
2.2.1.4 Micorriza Arbuscular (MA).	58
2.2.1.5 Dosis de las MA.	58
2.2.1.6 Extracción y cuantificación de esporas de MA de los inóculos utilizados	58
2.2.1.7 Montaje de placas y observación de esporas al microscopio.	59
2.2.2. Etapa II: efecto de la micorriza arbuscular en la protección de las raíces de Guayacán rosado contra <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i> .	59
2.2.2.1 Plantas de <i>Tabebuia rosea</i> .	59

2.2.2.2	Sustratos.	60
2.2.2.3	Micorriza arbuscular (MA).	60
2.2.2.4	Inóculo de <i>Meloidogyne</i> spp.	60
2.2.2.5	Nematicida.	61
2.3	METODOLOGÍA	61
2.3.1	Etapa I: evaluación de la interacción MA – sustrato.	61
2.3.1.1	Análisis estadístico (Etapa I).	64
2.3.2	Etapa II: efecto de la micorriza arbuscular en la protección de las raíces de Guayacán rosado contra <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i>	65
2.3.2.1	Análisis estadístico (Etapa II).	68
2.3.3	Germinación de semillas (%).	68
2.3.4	Vigor germinativo.	68
2.3.5	Ataque de <i>Rhizoctonia solani</i> .	68
2.3.6	Determinación del peso fresco de la planta.	69
2.3.7	Determinación del peso seco de la planta.	69
2.3.8	Determinación de la altura.	69
2.3.9	Determinación del diámetro del tallo.	69
2.3.10	Presencia de <i>Meloidogyne</i> spp.	69
2.3.11	Tinción de raíces.	70
2.3.12	Estadíos del nematodo agallador (técnica enzimática).	71
2.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	73
2.1	ETAPA I (GERMINADOR)	73
2.2	ETAPA II (ALMÁCIGO)	89

2.2.1	Colonización de raíces por la MA	90
2.2.2	Infección de raíces causada por <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i>	99
2.2.3	Crecimiento y desarrollo de las plantas de <i>T. rosea</i>	119
4.	CONCLUSIONES	137
5.	RECOMENDACIONES	139
	BIBLIOGRAFIA	141
	ANEXOS	157

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Descripción de tratamientos (Etapa I).	62
Tabla 2. Descripción de tratamientos (Etapa II).	65
Tabla 3. Escala de calificación para la infección de <i>Meloidogyne</i> spp.	70
Tabla 4. Germinación (%) y vigor (I.C) de las semillas de <i>T. rosea</i> , en los tratamientos con las MA y el testigo, en cada uno de los sustratos.	74
Tabla 5. Germinación de las semillas de <i>T. rosea</i> (%) inoculadas con las dos MA.	75
Tabla 6. Germinación y vigor de las semillas de <i>T. rosea</i> en cada uno de los sustratos evaluados.	75
Tabla 7. Colonización radical (%) con las MA en cada uno de los sustratos.	80
Tabla 8. Peso fresco de raíz (g) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos.	84
Tabla 9. Peso fresco aéreo (g) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos.	84
Tabla 10. Altura (cm) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos.	84
Tabla 11. Colonización en raíces de <i>T. rosea</i> , 5 meses después de la inoculación con la MA, bajo las modalidades con y sin nematodos.	91
Tabla 12. Colonización en raíces de <i>T. rosea</i> , 7 meses después de la inoculación con la MA, bajo las modalidades con y sin nematodos.	95

Tabla 13. Infección de las raíces de <i>T. rosea</i> , 2 meses después de la inoculación con <i>M. incognita</i> y <i>M. javanica</i> .	99
Tabla 14. Estadíos del nematodo encontrados en 1 g de raíz de <i>T. rosea</i> , 2 meses después de la inoculación con <i>M. incognita</i> y <i>M. javanica</i> .	102
Tabla 15. Infección en las raíces de <i>T. rosea</i> , 4 meses después de la inoculación con <i>M. incognita</i> y <i>M. javanica</i> .	109
Tabla 16. Estadíos del nematodo encontrados en 1 g de raíz de <i>T. rosea</i> , 4 meses después de la inoculación con <i>M. incognita</i> y <i>M. javanica</i> .	112
Tabla 17. Crecimiento de plantas de <i>T. rosea</i> , bajo las dos modalidades, 5 meses después de la siembra de la semilla.	119
Tabla 18. Crecimiento de plantas de <i>T. rosea</i> , bajo las dos modalidades, 7 meses después de la siembra de la semilla.	120
Tabla 19. Peso fresco (g) y peso seco (g) de las plantas de <i>T. rosea</i> , 5 meses después de la siembra de la semilla.	122
Tabla 20. Altura (cm) y diámetro (cm) de las plantas de <i>T. rosea</i> , 5 meses después de la siembra de la semilla.	122
Tabla 21. Peso fresco (g) y peso seco (g) de las plantas de <i>T. rosea</i> , 7 meses después de la siembra.	124
Tabla 22. Altura (cm) y diámetro del tallo (cm) de las plantas de <i>T. rosea</i> , 7 meses después de la siembra.	124

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Casa de mallas, Plan Alto – Cenicafé.	56
Figura 2. Bandeja forestal, con dos repeticiones.	57
Figura 3. Ubicación y desarrollo inicial de plantas de <i>Tabebuia rosea</i> en la casa de mallas.	59
Figura 4. Incremento de <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i> en plantas de tomate (<i>Lycopersicon sculentum</i> var. Rutgers).	60
Figura 5. Procedimiento de inoculación de las MA y siembra de las semillas.	63
Figura 6. A. Ubicación del inóculo de la MA en las bandejas. B. Siembra de la semilla de Guayacán rosado.	63
Figura 7. A. Planta de Guayacán con el pilón. B. transplante a bolsa.	66
Figura 8. Inoculación de huevos de <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i> en raíces de Guayacán rosado.	67
Figura 9. Germinación de las semillas de <i>T. rosea</i> , 9 días después de la siembra. A. Sustrato de arena. B. Sustrato de suelo+arena.	76
Figura 10. Vigor germinativo de las semillas de <i>T. rosea</i> (%) en los sustratos evaluados.	77
Figura 11. A. Necrosis de la hoja de <i>T. rosea</i> y estrangulamiento en el cuello de la planta. B. Aislamiento de los hongos <i>Curvularia</i> spp. (izquierda) y <i>Fusarium</i> spp. (derecha). C. Aislamiento de <i>Pythium</i> spp.	78
Figura 12. Plantas de <i>T. rosea</i> sin daño por nematodos en las raíces, 45 días después de la siembra de la semilla.	79
Figura 13. Colonización en cada uno de los tratamientos.	82

Figura 14. A. Vesículas en raíces de <i>Tabebuia rosea</i> en el tratamiento con el inóculo comercial, en suelo+arena (20x). B. Micelio interno en raíces de <i>T. rosea</i> en el tratamiento de <i>G. manihotis</i> en suelo+arena (10x).	83
Figura 15. Variables de crecimiento en plantas de <i>T. rosea</i> , inoculadas con el inóculo comercial en cada uno de los sustratos.	85
Figura 16. Variables de crecimiento de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos.	86
Figura 17. Plantas de <i>T. rosea</i> , 45 días después de la inoculación con el inóculo comercial, en diferentes sustratos. A. Arena esterilizada. B. Arena sin esterilizar. C. Suelo+arena esterilizados. D. Suelo+arena sin esterilizar.	89
Figura 18. Estructuras de la MA, 5 meses después de la inoculación con el inóculo comercial, en las raíces de <i>T. rosea</i> . A. Esporas, en el sustrato suelo sin esterilizar (40X). B. Vesículas en esas mismas raíces y sustrato (10X).	95
Figura 19. Crecimiento de las plantas de <i>T. rosea</i> . A. Plantas+MA, 3.5 meses después del tranplante. B. Plantas+MA, 5.5 meses después del tranplante. C. Planta-MA, 3.5 meses después del tranplante. D. Plantas-MA, 5.5 meses después del tranplante.	96
Figura 20. Colonización de raíces de <i>T. rosea</i> , 7 meses después de la inoculación con la MA. A. Esporas y vesículas. B. Arbúsculos.	99
Figura 21. Población de <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i> , encontrada en 1 g de raíz de <i>T. rosea</i> , 2 meses después de la inoculación con el nematodo, en sustratos con el inóculo comercial y el testigo de referencia.	106
Figura 22. Crecimiento de plantas de <i>T. rosea</i> (raíz y aéreo), 2 meses después de la inoculación del nematodo. A. Planta+MA en el sustrato suelo+arena+turba. B. Planta+MA en el sustrato suelo esterilizado. C. Planta+MA en el sustrato suelo sin esterilizar. D. Planta-MA+nematicida en el sustrato suelo sin esterilizar. E. Planta-MA en el sustrato suelo sin esterilizar.	108
Figura 23. Porcentaje de infección en las raíces de <i>T.rosea</i> , 4 meses después de la inoculación con <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. javanica</i> , en los tratamientos tratados con el inóculo comercial y los testigos.	109

- Figura 24.** Desarrollo de plantas de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. **A.** Plantas+MA, en el sustrato suelo sin esterilizar **B.** Plantas+MA en el sustrato suelo+arena+turba **C.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar **D.** Hipertrofia causada por el nematodo en las plantas testigo. 111
- Figura 25.** Población de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, encontrada en 1 g de raíces de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con el nematodo, en los tratamientos tratados con el inóculo comercial y los testigos. 112
- Figura 26.** Infección en las raíces de *T. rosea*, causada por *M. incognita* y *M. javanica*. **A.** Nudos en el punto de crecimiento de las raíces secundarias. **B.** Detalle de la nudosidad. **C.** Raíz pivotante atacada por el nematodo. **D.** Detalle de las nudosidades. **E.** Bifurcación de la raíz pivotante. 118
- Figura 27.** Hembras de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, encontradas en las raíces de *T. rosea*. 119
- Figura 28.** Altura (cm) y diámetro (cm) de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con la MA y los testigos. 122
- Figura 29.** Peso fresco y peso seco de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con la MA y los testigos. 123
- Figura 30.** Altura (cm) y diámetro (cm), 7 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con el inóculo comercial y en los testigos. 124
- Figura 31.** Peso fresco (g) y peso seco (g), 7 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con el inóculo comercial y en los testigos. 125
- Figura 32.** Crecimiento de plantas de *T. rosea*, 7 meses después de la siembra de la semilla **A.** Plantas+MA en el sustrato suelo+arena+turba. **B.** Plantas+MA en el sustrato suelo esterilizado. **C.** Plantas+MA en el sustrato suelo sin esterilizar. **D.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar + nematicida. **E.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar. 129
- Figura 33.** **A.** Perforaciones en las hojas de *T. rosea*, causadas por *Walterianella* sp. **B.** Adulto de *Walterianella* sp. 133
- Figura 34.** **A, B.** Manchas necróticas en las hojas de *T. rosea*. **C.** Hojas necrosada y secas, a punto de caer. **D.** Aislamiento de *Curvularia* spp. 134

Figura 35. Manchas color marrón en las hojas de *T. rosea*, y hongos aislados de esas manchas. 135

Figura 36. Síntomas de virus en plantas de *T. rosea*. **A.** Enanismo y deformación del tallo. **B, C.** Arrugamiento y enrollamiento de las hojas. **D.** Áreas cloróticas. **E.** Numerosas ramificaciones. 136

LISTA DE ANEXOS

	Pág.
Anexo A. Caracterización física y química de muestras de suelo provenientes de Naranjal (unidad Chinchiná).	157
Anexo B. Preparación de las soluciones nutritivas madres (Hoagland's).	158
Anexo C. Andeva para Porcentaje de germinación (Sustratos vs Micorrizas)	159
Anexo D. Andeva para Vigor (Sustratos vs Micorrizas)	160
Anexo E. Cálculo del I.C, GDM y VM.	161
Anexo F. Andeva para Porcentaje de germinación (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	162
Anexo G. Andeva para Porcentaje de germinación (Sustratos)	163
Anexo H. Andeva para Vigor (Sustratos)	164
Anexo I. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena esterilizada (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	165
Anexo J. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	166
Anexo K. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	167
Anexo L. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	168
Anexo LL. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena esterilizada (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	169
Anexo M. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	170

Anexo N. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	171
Anexo Ñ. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	172
Anexo O. Andeva para Porcentaje de colonización (Micorrizar vs Sustratos)	173
Anexo P. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Arena esterilizada (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	174
Anexo Q. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Arena esterilizada (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	175
Anexo R. Andeva para Altura del tratamiento Arena esterilizada (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	176
Anexo S. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	177
Anexo T. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	178
Anexo U. Andeva para Altura del tratamiento Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	179
Anexo V. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	180
Anexo W. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	181
Anexo X. Andeva para Altura del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	182
Anexo Y. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	183
Anexo Z. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	184
Anexo AA. Andeva para Altura del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (<i>Glomus manihotis</i> , Micorrizar, Testigo)	185

Anexo AB.	Andeva para Peso fresco aéreo (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	186
Anexo AC.	Andeva para Peso fresco de raíz (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	187
Anexo AD.	Andeva para Altura (<i>Glomus manihotis</i> vs Micorrizar)	188
Anexo AE.	Andeva para Peso fresco aéreo (Micorrizar vs Sustratos)	189
Anexo AF.	Andeva para Peso fresco de raíz (Micorrizar vs Sustratos)	190
Anexo AG.	Andeva para Altura (Micorrizar vs Sustratos)	191
Anexo AH.	Andeva para Peso fresco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	192
Anexo AI.	Andeva para Peso fresco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	193
Anexo AJ.	Andeva para Peso seco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	194
Anexo AK.	Andeva para Peso seco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	195
Anexo AL.	Andeva para Altura (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	196
Anexo ALL.	Andeva para Diámetro (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación	197
Anexo AM.	Andeva para Peso fresco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	198
Anexo AN.	Andeva para Peso fresco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	199
Anexo AÑ.	Andeva para Peso seco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	200
Anexo AO.	Andeva para Peso seco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	201

Anexo AP. Andeva para Altura (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	202
Anexo AQ. Andeva para Diámetro (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación	203
Anexo AR. Andeva para Porcentaje de colonización (Tratamientos) en la primera evaluación	204
Anexo AS. Andeva para Porcentaje de colonización (Tratamientos) en la segunda evaluación	205
Anexo AT. Andeva para Infección (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación	206
Anexo AU. Andeva para Huevos (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación	207
Anexo AV. Andeva para Larvas (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación	208
Anexo AW. Andeva para Hembras (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación	209
Anexo AX. Andeva para Infección (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación	210
Anexo AY. Andeva para Huevos (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación	211
Anexo AZ. Andeva para Larvas (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación	212
Anexo BA. Andeva para Hembras (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación	213

GLOSARIO

ALMÁCIGO: lugar donde se siembra y cultivan plantas durante sus primeros periodos vegetativos, cuando alcancen suficiente fortaleza para resistir las adversidades climáticas se sacan para ser transplantadas en el terreno definitivo.

ANTAGONISMO: acción letal, perjudicial o inhibidora del crecimiento de una especie por otra.

APRESORIO: apéndice especializado del micelio; el extremo de una hifa o tubo germinativo se hincha, fija el hongo al sustrato y hospedante e, imitando una bomba neumática, ejerce presión sobre el tejido a colonizar y facilita la penetración del hongo.

DESINFECCIÓN: eliminación total de los microorganismos, en el texto es sinónimo de esterilización en autoclave.

DESINFESTACIÓN: Destrucción o inactivación de microorganismos o plagas de plantas y animales.

ESTADÍO: Una de las etapas marcadas que se observan en un proceso de desarrollo de los animales, plantas o comunidades.

GERMINACIÓN: rompimiento de la dormancia o de latencia de las semillas para dar origen al crecimiento de una planta.

HIFAS: elemento uni o pluricelular, tubular o filamentoso, cuyo conjunto constituye el micelio de los hongos. Pueden ser septadas o aseptadas.

HIPERTROFIA: crecimiento anormal de algún órgano específico.

INOCULACIÓN: proceso mediante el cual un patógeno y un hospedante entran en contacto.

INÓCULO: mínima unidad infectiva de un patógeno.

CASA DE MALLAS: sitio creado para alojar las plantas, con el fin de cuidarlas de las acciones climáticas y mantenerlas en condiciones que ayuden a mejorar su crecimiento.

MA: micorriza arbuscular.

MICELIO: conjunto de hifas que constituyen la parte vegetativa (talo) de un hongo filamentoso.

NEMATODO: organismos en forma de gusano, generalmente microscópicos y que viven como saprófitos en el agua o en el suelo, o bien como parásitos de plantas y animales.

NEMATICIDA: producto químico destinado a combatir los nematodos que atacan a las plantas.

PARASITISMO: asociación constante entre dos individuos por la cual uno de los asociados (parásito), vive a expensas del otro ser vivo (hospedante), ocasionándole perjuicio.

PLANTACIÓN FORESTAL: vegetación forestal establecida de manera artificial en terrenos de aptitud preferentemente forestal, con propósitos de conservación, restauración o producción forestal, que abarca superficies mayores a una hectárea.

PLÚMULA: yema apical de la semilla recubierta por una hoja modificada.

RADÍCULA: extremo basal del eje embrionario, raíz originada en la semilla y que dará origen a la raíz primaria.

RIZOSFERA: zona alrededor de la raíz de la planta en la cual la actividad microbiana es muy intensa. Normalmente alcanza unos pocos milímetros.

SIMBIOSIS: asociación íntima entre dos organismos de diferentes especies, en la cual ambos obtienen beneficios nutricionales. La micorriza es un ejemplo clásico.

SINERGISMO: capacidad de dos o más especies de microorganismos de producir o magnificar un cambio que ninguna de ellas podría causar aisladamente.

VIGOR: fuerza con que se expresa el crecimiento y desarrollo.

RESUMEN

En esta investigación, se evaluó el efecto de las MA en plantas de *Tabebuia rosea* y su relación con *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. El experimento se desarrolló en dos etapas (germinador y almácigo). En la primera etapa, se evaluó la interacción en condiciones de semillero de dos tipos de MA (*Glomus manihotis* y un inóculo comercial) y un testigo (sin MA), en diferentes sustratos (arena esterilizada, arena sin esterilizar, suelo+arena esterilizados y suelo+arena sin esterilizar) sobre semillas germinadas de *Tabebuia rosea*. En esta primera etapa, el experimento se desarrolló en condiciones de invernadero durante 45 días. Las MA, se ubicaron sobre el sustrato al momento de la siembra de la semilla, empleando 10 g de inóculo de *G. manihotis* y 15 g de inóculo comercial. Cada tratamiento tuvo 20 repeticiones, y a su vez cada repetición estuvo conformada por ocho plantas, las cuales se evaluaron al final del experimento, a través de un muestreo destructivo. El experimento se realizó bajo un diseño completamente aleatorio.

Se observó que las semillas de *T. rosea* no dependieron para su germinación y vigor de la presencia de las MA, pero sí de los sustratos. Los valores más altos en germinación de las semillas, se presentaron en los sustratos suelo+arena esterilizados (97%) y arena sin esterilizar (91%), éste último sin diferencias estadísticas significativas con el sustrato suelo+arena sin esterilizar (88%). El vigor de las semillas fue estadísticamente igual en estos tres sustratos. Los dos tipos de inóculo de MA, fueron igualmente efectivos en promover el crecimiento de las plántulas de *T. rosea*. Sin embargo, se determinaron valores más altos de colonización con el inóculo comercial en todos los sustratos evaluados (81%), comparado con *G. manihotis* (54%). El crecimiento y desarrollo de las plántulas (peso fresco de raíz y peso fresco aéreo y altura) se favoreció en el sustrato suelo+arena sin esterilizar.

Con base en los resultados de la primera etapa, se desarrolló la segunda etapa. Esta etapa del experimento (almácigo), tuvo una duración de seis meses y las plantas de *T. rosea*, se inocularon desde el germinador con el inóculo comercial y luego fueron transplantadas a bolsas de 2 Kg de capacidad. En esta etapa, se evaluó el efecto de la asociación de la MA en tres sustratos (suelo+arena+turba, suelo esterilizado y suelo sin esterilizar), con y sin la inoculación del complejo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Se dispuso de cinco tratamientos bajo dos modalidades (con y sin nematodos), en un arreglo factorial de 5x2, para un total de diez tratamientos, con doce repeticiones cada uno. Se realizaron dos evaluaciones, a los 2 y 4 meses después de la inoculación del nematodo.

En la primera evaluación, el crecimiento de las plantas asociadas con la MA, no se afectó por la presencia del nematodo, y estas plantas mostraron menores valores de infección en sus raíces. Al final del experimento, las plantas inoculadas con la MA incrementaron significativamente su crecimiento en ausencia o presencia del nematodo. Estos incrementos fueron de 1052% en el peso seco de la raíz; 1053% en el peso seco aéreo; 237% en la altura de las plantas y 238% en el diámetro del tallo, en relación con las plantas testigo. El nematodo no afectó el porcentaje de colonización de la MA, el cual tuvo el valor más alto en el sustrato suelo sin esterilizar (90%).

El beneficio de la inoculación temprana con la MA, generó en las plantas de *T. rosea* mayor tolerancia para afrontar el ataque del nematodo y un mayor fortalecimiento en las raíces lo cual dificultó su penetración, reflejándose en una disminución de la infección en las raíces. Sin embargo, la alimentación y reproducción del nematodo dentro de la raíz, fue alta, debido a la mayor nutrición y vigor del sistema radical, adquirido por la asociación simbiótica. Las plantas testigo no toleraron el parasitismo, y la aplicación del nematicida no tuvo efecto sobre la reproducción del nematodo. El principal efecto de la MA en la interacción con *M. incognita* y *M. javanica* fue la habilidad para estimular notoriamente el crecimiento de las plantas, compensando el daño producido por el nematodo.

ABSTRACT

The effect of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) in plants of *Tabebuia rosea* and their relation to the root-knot nematodes *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* was evaluated. The experiment was developed under seedbed and nursery conditions.

In seedbed, the effect on germinated seeds of *Tabebuia rosea* of two types of AMF inoculum was determined under greenhouse conditions, with *Glomus manihotis* as pure inoculum and Micorrizar™ as commercial inoculum, in four substrates: sterilized and not sterilized sand, and sterilized and not sterilized soil+sand mixture. For all substrates a control without AMF was used. The AMF inoculum was laid on the substrate right before *Tabebuia rosea* seeds. *G. manihotis* was applied at 10 g of inoculum per pot, while the commercial inoculum was used at 15 g of inoculum per pot. Each treatment was applied to groups of eight plants replicated 20 times, and evaluated during 45 days, with a destructive sampling at the end. The experiment had a completely randomised design. Seed germination and vigour of *T. rosea* was not affected by the presence of AMF, but by the kind of substrate. Seed germination had the highest values in sterilized soil+sand (97%) and non sterilized sand (91%), being the latter statistically similar to non sterilized soil+sand (88%). Seed vigour was statistically the same in these three substrates. Both AMF inocula were equally effective in promoting the growth and development of *T. rosea* seedlings. The values of root colonization with the commercial inoculum in all substrates were 81%, compared with *G. manihotis* which had 54%. Growth and development of *T. rosea* seedlings (root fresh weight, shoot fresh weight and height) increased in the non sterilized soil+sand mixture. With the results obtained in seedbeds were used to design the experiment in the second condition.

The nursery experiment was carried out under greenhouse conditions and lasted for six months. Plants of *T. rosea* were inoculated from the seedbed with the commercial inoculum and after 45 days were transferred to 2 kg capacity plastic bags. The effect of the association between AMF and the substrates soil+sand+peat, sterilized and not sterilized soil were evaluated. A whole additional set of plants was inoculated with the *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* complex. Treatments were organized under a completely randomised 5x2 factorial design with twelve replicates, with evaluations at the second and fourth month after the nematode inoculation. In the first evaluation, the growth of *Tabebuia rosea* plants associated with AMF was not affected by the nematode presence and these plants showed the lowest values of nematode infection in their roots.

At the end of the experiment, AMF inoculated plants showed a significant growth increase either in absence or in presence of nematodes. These increments were of 1052% (dry root weight), 1053% (dry shoot weight), 237% (plant height) and 238% (stem diameter) when compared to the control. Nematodes did not affect the percentage of root colonization by the AMF, which showed the highest value in soil without sterilization (90%). The benefit of the early inoculation with the AMF was evident in the greater tolerance of *T. rosea* plants to the attack of root-knot nematodes, probably due to a greater difficulty of the nematodes to penetrate the roots. Although a reduction of nematode infection in *T. rosea* roots was observed, feeding and reproduction of the parasite within the root were high, due to the greater nutrition and vigour of the radical system, acquired by the symbiotic association. The control did not tolerate the parasitism, and the application of nematicide did not have effect on the reproduction of the nematode. The main effect of the AMF in the interaction with *M. incognita* and *M. javanica* in *T. rosea* plants was the ability to stimulate notoriously the growth of these plants, compensating the damage produced by the nematodes.

INTRODUCCIÓN

Colombia es un país ampliamente favorecido por la diversidad de condiciones topográficas y climáticas, presentando múltiples fortalezas para la producción forestal. Muchas especies forestales nativas, son consideradas dentro del mercado como especies de alto valor comercial por la calidad de su madera; pero su oferta es escasa por la baja área plantada. A pesar, que las condiciones de adaptabilidad al medio podrían catalogarse como favorables, estas especies presentan limitantes en cuanto a su propagación y desarrollo. El ataque de organismos patógenos habitantes del suelo, como es el caso de los nematodos noduladores del género *Meloidogyne*, pueden llegar a comprometer seriamente la sobrevivencia de estas plantas desde las primeras etapas de crecimiento, limitando su establecimiento y desarrollo en campo de estas especies, afectándose la calidad de la madera y subproductos, lo cual provoca que su valor comercial se vea disminuido e incluso rechazado.

SITEP¹, menciona que *Tabebuia rosea*, es la segunda especie nativa más utilizada en las plantaciones forestales industriales en Colombia, y representa el 2.74% del total de especies nativas plantadas en el país (8.8%). Posee valiosas características, especialmente como especie maderable, de rápido crecimiento y de gran aceptación en la industria del mueble y la construcción. Sin embargo, el ataque de nematodos del complejo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, han provocado grandes pérdidas en la producción de plantas de Guayacán rosado durante la etapa de vivero. De esta manera, su establecimiento en campo se ha visto limitado.

¹ SISTEMA TÉCNICO ESTADÍSTICO PARA PLANTACIONES FORESTALES INDUSTRIALES EN COLOMBIA. Boletín SITEP. Vol. 3, No. 5 (1999); p.4-5.

Triviño², detectó en el año de 1977, el ataque de *Meloidogyne*, en plantas de Guayacán rosado en el vivero forestal del INDERENA, en el Departamento de Tolima. Triviño y Ramírez⁽³⁾ mencionan que a partir de esa fecha, se han presentado antecedentes en los Departamentos de Cundinamarca, Cauca, Antioquia, Santander y Tolima acerca de los grandes daños causados por este nematodo, hasta el punto de ocasionar pérdidas totales (100%) en la producción de plantas de Guayacán.

Se ha registrado el ataque de nematodos del complejo *Meloidogyne* en diversos viveros de empresas reforestadoras del país, como consecuencia de la presencia de éste patógeno en casi todo tipo de suelo y de su amplio poder patogénico. En empresas reforestadoras, como REFOCOSTA S.A (Magdalena), hubo una pérdida de 50% en la producción de plantas de Guayacán en vivero (1.200.000 plantas afectadas)⁴. El Proyecto PROCUENCA (Caldas) en el año 2002, tuvo una pérdida del 90% en la producción en vivero (27.000 plantas afectadas), provocada por este nematodo⁵. En CENICAFÉ, el Proyecto de investigación forestal perdió el 80% de la producción en vivero (12.000 plantas)⁶. De igual manera, en Urabá en el vivero Choromando, se presentó ataque de este nematodo en las raíces de 50.000 plantas de Guayacán rosado⁷, y de 5.000 plantas en el vivero Puente Batá de la Reforestadora en Macanal (Boyacá)⁸.

El incremento en el uso intensivo de nematicidas, ha fortalecido cada vez más el enfoque biológico, a través del uso de organismos antagonistas. Luc *et al*⁹, mencionan que en este enfoque, se consideran el uso de materiales resistentes, planticuerpos en plantas transgénicas, la rotación de cultivos, policultivos, manejo

² TRIVIÑO, T. Ataque de un nematodo (*Meloidogyne* sp.) en raíces de roble (*Tabebuia rosea*). Bogotá : INDERENA – FAO, 1977. 13 p. (Proyecto de Investigación Forestal no. 16).

⁽³⁾TRIVIÑO, T. Ataque de un nematodo *Meloidogyne* sp. en raíces de roble. RAMIREZ, C. Inventario de los principales fitopatógenos que afectan viveros y plantaciones forestales en Colombia, citados por ALVARADO, B. Control del nematodo *Meloidogyne incognita* en *Tabebuia rosea*. Bogotá : s.n., 1986. 9 p. (Investigaciones Forestales INDERENA; no. 20).

⁴ ENTREVISTA con Carlos Mario Ospina, Ingeniero Forestal del Centro Nacional de Investigaciones de Café, Chinchiná, mayo de 2004.

⁵ ENTREVISTA con Luis Carlos Peláez, Tecnólogo Forestal del Proyecto Procuencia-FAO. Manizales, mayo de 2004.

⁶ ENTREVISTA con Carlos Mario Ospina, Ingeniero Forestal del Centro Nacional de Investigaciones de Café, Chinchiná, junio de 2004.

⁷ ENTREVISTA con Luis Alberto Ramírez, Ingeniero Forestal M.Sc., Docente Universidad Nacional Sede Medellín. Chinchiná, 25 de agosto de 2004.

⁸ ENTREVISTA con Jary Arnold Medina, Técnico Forestal del Centro Nacional de Investigaciones de Café. Chinchiná, mayo de 2004.

⁹ LUC, M; SIKORA, A; y BRIDGE, J. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. In: Luc, M.; Sikora, A.; y Bridge, J. CAB International. Wallingford : United Kindom, 1990. 629 p.

de fechas de siembra y cosecha, uso de enmiendas orgánicas, coberturas, cultivos trampa, barbechos, inundaciones, solarización y el empleo de microorganismos benéficos del suelo que parasitan o antagonizan a los nematodos. En este sentido, la inoculación temprana con micorrizas arbusculares (MA) ha mostrado incremento en la tolerancia de plantas por el mejoramiento en su nutrición o por ejercer un efecto supresivo sobre la reproducción del nematodo.

Azcón y Barea¹⁰, mencionan que las micorrizas arbusculares establecen una asociación simbiótica mutualista con la mayoría de las plantas superiores, mostrando su eficacia para incrementar los mecanismos de tolerancia, tanto a nematodos fitoparásitos como a diversos patógenos del suelo. Lugo¹¹ *et al* manifiestan que esta asociación simbiótica mejora además, la absorción de nutrimentos, especialmente de fósforo, agua y confiere resistencia a condiciones ambientales y culturales adversas.

Un manejo que permita compensar o mitigar los daños producidos por el nematodo, haciendo uso de microorganismos benéficos, como son las MA, puede generar en los productores de especies forestales una alternativa biológica para enfrentar problemas fitosanitarios como el causado por *Meloidogyne* en plantas de Guayacán rosado, contribuyendo a minimizar el impacto ambiental y económico, y a fortalecer la producción de este material, en condiciones adecuadas de calidad y cantidad, requeridas para ejecutar cualquier programa de reforestación.

De acuerdo con lo anterior, la presente investigación se realizó con el fin de determinar el efecto de las micorrizas arbusculares en el manejo de los nematodos *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, en las raíces de Guayacán rosado.

¹⁰ AZCÓN A., C.; y BAREA, J.M. Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture: significance and potentials. *In*: *Sciencia Horticulturae*. Vol. 68 (1997); p.1-24.

¹¹ LUGO, L.; *et al*. Endomicorizas y compost : Alternativas para el manejo ecológico de *Radopholus similis* en banano. *En*: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º: 1999 : Turrialba). *Actas s obre Logros de la Investigación para el nuevo milenio*. Turrialba : CATIE, 1999. p. 138-141.

1. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 ASPECTOS GENERALES DEL GUAYACÁN ROSADO (*Tabebuia rosea*)

Vallejo y Zapata presentan la siguiente descripción:

Familia: Bignoniaceae.

Especie: *Tabebuia rosea*.

1.1.1 Nombres comunes. Roble, Roble de río, Roble sabanero (Atlántico, Bolívar, Córdoba, Magdalena); Guayacán flor rosado (Antioquia), Guayacán morado (Valle del Cauca); Guayacán rosado (Santander); Ocobo (Cundinamarca, Tolima); Acaparo, Amapa rosa, Amapola, Apamate, Ébano, Flor morado, Guayacán lila, Gurupa, Macuelizo, Ocobe, Orumo, Otobo, Palo de rosa, Paliperro, Roble blanco, Roble de yugo, Roble gateado, Roble morado, Roble negro, Roble rosado, Tahuari, Tajibo, Tillo (Esp.); Mayflower, Pink cedar, Pink poui, Pink trumpet tree, Rosy trumpet tree, White cedar (Ingl.); Poirier, Poirier du pays, Poirier rouge (Fr.).

1.1.2 Sinónimos. *Tecoma rosea*, *Bignonia pentaphylla*, *Couralia rosea*, *Tecoma evenia*, *Sparattosperma rosea*, *Tecoma mexicana*, *Tecoma pentaphylla*, *Tecoma punctatissima*, *Tabebuia pentaphylla*, *Tabebuia heterophylla*, *Tabebuia mexicana*, *Tabebuia pallida*, *Tabebuia leucoxydon* var. *pentaphylla*, *Tabebuia punctatissima*.

1.1.3 Distribución natural. Su rango natural comprende desde las zonas costeras de México hasta Colombia, Ecuador y Venezuela en el noroeste de Suramérica, incluyendo las Antillas. Su rango latitudinal es 0° N a 23° N, y su rango de adaptación está de 100 a 1700 msnm.

1.1.4 Clima. Se adapta a zonas con precipitación promedio anual de 1100 a 3000 mm/año, régimen de lluvias de verano uniforme, estación seca de 0 a 4 meses. Temperatura media anual: 20 a 27°C, temperatura media mínima de 17 a 22°C, y temperatura media máxima: 23 a 32°C.

1.1.5 Suelos. Se adapta a una gran variedad de condiciones edáficas, incluidos suelos calcáreos, arcillosos, cenagosos, pobres y degradados, pero suficientemente húmedos, profundos, con texturas liviana, media y pesada; y pH alcalino, neutro y ácido. Logra su mejor desarrollo en suelos de texturas francas a franco-arcillosas.

1.1.6 Descripción Morfológica. Especie perenne, decidua, de porte medio a alto, de hasta 40 m de altura y 100 cm de diámetro o más, con un sistema radical profundo. El fuste es de forma regular, generalmente cónico, en ocasiones recto y cilíndrico, ligeramente acanalado. En sitios abiertos con frecuencia ramificado desde cerca de la base.

La corteza es de 5-10 mm de gruesa, fisurada longitudinalmente, áspera, de color castaño-grisáceo a negruzco, internamente crema claro a crema rosado, con lenticelas escasas y poco conspicuas. Copa aparasolada, estratificada, abierta e irregular, ramificación simpódica muy concentrada al final del fuste, y de 12-15 m de diámetro; ramas grandes, cilíndricas, horizontales o ascendentes.

Tiene **hojas** digitado compuestas, opuestas y decusadas, de 13-48 cm de largo y 17-50 cm de ancho, largamente pecioladas; pecíolo acanalado; 5 folíolos, raramente 3, de tamaño variable, lanceolados o elípticos, coriáceos, de ápice acuminado y base cuneada, redondeados o truncados, de borde entero, glabros, discoloros. La haz es de color verde oscura, el envés verde opaco o claro, cubierto de diminutas escamas blanquecinas, y con nerviación prominente.

La **inflorescencia** es una panícula terminal; flores hermafroditas, gamopétalas, zigomorfas, muy vistosas; corola tubular, pentalobulada, de color morado, lila claro o rosado, en ocasiones casi blanca, la garganta blanquecina o amarilla.

El **fruto** es una cápsula cilíndrico-linear, similar a una legumbre, de 30-40 cm de largo y 1-1.5 cm de diámetro, de superficie áspera, dehiscente por 2 suturas longitudinales, inicialmente verde, luego marrón clara al madurar, conteniendo de 240 a 300 semillas. Las **semillas** son blandas, comprimidas, formadas por dos cubiertas fácilmente reconocibles, pardo claras, provistas de 2 alas membranosas, persistentes por algún tiempo en el fruto luego de que ocurre la dehiscencia; alas delgadas, brillantes, blanquecinas, traslúcidas, de 0.7-1.0 cm de largo y 2.8-4.4 cm de ancho.

Pierde completamente el follaje al iniciarse la época de floración. Las flores caen casi al mismo tiempo de la aparición de los rebrotes foliares.

1.1.7 Descripción agroecológica. esta especie se encuentra en un amplio rango de hábitats; con frecuencia es una especie dominante en las tierras bajas e inundables y en las vertientes secas de las regiones montañosas. Crece aislada en las selvas pluviales, y en los bosques ripícolas (de galería). En Colombia se encuentra en las zonas de vida de bosque seco y húmedo tropical y bosque húmedo premontano. Generalmente asociada con *Ceiba pentandra*, *Terminalia* spp., *Tetragastris* spp, *Cordia alliodora*, *Cedrela odorata*, *Spondias monbin*, *Bombacopsis* sp y *Sepium* sp; algunas veces se presenta en rodales puros. La especie presenta buena capacidad de rebrote.

En requerimientos de luz es una especie heliófita muy exigente, incluso desde joven. Presenta un incremento medio anual de 10-20 m³/ha/año y 215 m³/ha con turnos de 30 años. Su crecimiento es inicialmente rápido y luego moderadamente lento. Para el establecimiento de monocultivos se recomienda plantarla con marcos de siembra de máximo 2.5x2.5 m para evitar la bifurcación temprana del fuste. Para sombrío se recomiendan espaciamientos de 8 a 15 m entre árboles y de 12 a 15 m entre líneas.

1.1.8 Usos. La madera es moderadamente dura y pesada, presenta una densidad básica de 0.48 a 0.75 g/cm³, con una durabilidad natural alta a moderada, de fácil trabajabilidad, secado e impregnación.

Las propiedades de trabajabilidad en las operaciones de maquinado son excelentes, presenta un acabado final muy bueno, y un color natural muy atractivo. Es poco resistente al tratamiento con preservativos. Las propiedades mecánicas superan el promedio de la mayoría de especies de densidad comparable.

El duramen, en general, se considera de durable a muy durable con respecto al ataque de hongos, y se reporta que la madera más oscura y pesada es al respecto más resistente que la más clara y liviana. La madera de *T. rosea* tiene gran demanda para ebanistería fina, muebles finos, tornería y acabados. No es apta para tableros de madera cemento. Se utiliza también como leña y carbón.

En sistemas agroforestales; se emplea para el sombrío de cultivos de café y cacao, y asociada con cultivos de plátano y maíz. Mejoramiento de suelos y recuperación de terrenos degradados, conservación de suelos, cercas vivas (aunque no se recomienda por el valor de la madera).

Muy difundida como ornamental por la forma del árbol y por su llamativa floración y fructificación. Es apropiada para zonas verdes

amplias, sin restricción en altura como parqueaderos, parques, antejardines, glorietas, avenidas con separadores amplios, y a lo largo de quebradas y carreteras. En Costa Rica, la decocción de las flores, hojas o raíces se dice tiene aplicaciones medicinales como antídoto para las mordeduras de serpientes y contra la fiebre; en El Salvador la utilizan contra la malaria. En México la corteza se utiliza contra el cáncer uterino y las úlceras. De gran valor para la producción de miel¹².

1.2 NEMATODOS FITOPARÁSITOS

Según Rivillas: “Los nematodos son organismos multicelulares, la gran mayoría microscópicos que están presentes en hábitat variados, desde agua salada hasta en el suelo. Numerosas especies son parásitas de animales y humanos y otras de plantas, en los cuales generalmente ocasionan o actúan como vectores de enfermedades”¹³.

Hussey y Roncadori:

Los nematodos parásitos de plantas son una amenaza importante para la producción de cultivos y son clasificados en tres grupos principales: endoparásitos sedentarios, endoparásitos migratorios y ectoparásitos. Los primeros son vermiformes y penetran la raíz en estados juveniles y después de la alimentación, su cuerpo aumenta de tamaño, el sistema somático muscular se degenera y se inmovilizan. Adicionalmente el desarrollo y reproducción de los nematodos depende de las células de la planta modificadas y especializadas inducidas por aquéllos. Dentro de este grupo se ubica *Meloidogyne* spp¹⁴.

Hussey y Roncadori; Volcy:

Los endoparásitos migratorios son nematodos que penetran la raíz y migran a través del tejido, sin formar células modificadas ni sacos de huevos. Debido al tipo de alimentación destruyen considerablemente el tejido radical (*Pratylenchus*, *Radopholus*). Finalmente los ectoparásitos se alimentan fuera del tejido de la raíz introduciendo su

¹² VALLEJO, A.; y ZAPATA, F. Trees; Arboles tropicales y subtropicales de uso múltiple. [CD-ROM]. [Medellín]: Agrosoft Ltda, 2002.

¹³ RIVILLAS, C. Nematodos. En: Gil V., L.F; Castro C., B.L.; y Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná : Cenicafé, 2003. p. 91-99.

¹⁴ HUSSEY, R.S. y RONCADORI, R.W. Vesicular arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improved plant growth. In: Plant Disease. Vol. 66, No. 1 (1982); p. 9-14.

estilete dentro de la célula. Los nematodos con este tipo de alimentación generalmente causan menores daños al tejido radical⁽¹⁵⁾.

1.2.1 Nematodo de los nudos radicales *Meloidogyne* spp. Frapolli menciona que:

Los daños directos producidos por *Meloidogyne* spp. constituyen uno de los problemas fitopatológicos más grandes a escala mundial. Son varias las características que explican su gran relevancia fitopatológica, muy superior al resto de los nematodos fitoparásitos, como su carácter polífago, su gran poder patogénico, presencia en casi todo tipo de suelo y su gran capacidad de reproducción¹⁶.

Como se refieren Jepson y Volcy: “*Meloidogyne*, nematodo sedentario, se alimenta del tejido vascular después de que su segundo estado juvenil ha penetrado de modo intercelular. Las especies de mayor importancia económica, por su amplia distribución y su amplio rango de hospedantes, son *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*”⁽¹⁷⁾. Thorne, Ferris y Ferris: “Cuando las poblaciones de nematodos son muy altas las plantas pueden morir afectándose amplias áreas de cultivos, sin tener un indicio de formación de agallas en la raíz”⁽¹⁸⁾.

Respecto al ciclo de vida de las especies de *Meloidogyne* spp, Baeza y Villalba *et al*, mencionan que:

Comienza con un huevo en estado de una célula, depositado por una hembra en una masa de aproximadamente 500 huevos. El desarrollo del huevo comienza pocas horas después de su deposición formándose dos células, (en un período de ocho días), después cuatro y ocho células, y así sucesivamente hasta la formación de un estado infectivo completamente desarrollado con su estilete visible que

⁽¹⁵⁾ HUSSEY, S. y RONCADORI, R. Vesicular arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improved plant growth. VOLCY, CH. Nematodos, diversidad y parasitismo en plantas, citados por JARAMILLO, M. Efecto de *Glomus manihotis* y *G. fistulosum* en el manejo de nematodos fitopatógenos en plantas micropropagadas de plátano Dominic Harton y banano Gran Enano. Medellín, 2001, 91 p. Trabajo de grado (Ingeniera Agrónoma). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

¹⁶ FRAPOLLI, E. Nematodos. En: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Plagas del tomate: bases para el control integrado. Madrid : El Ministerio, 1991. p. 119-139.

⁽¹⁷⁾ JEPSON, S.B. Identification of root-knot nematodes *Meloidogyne* species. VOLCY, Ch. Nematodos, diversidad y parasitismo en plantas, citados por JARAMILLO, Op. Cit., p. 8.

⁽¹⁸⁾ THORNE, G. Principles of nematology. FERRIS, J. y FERRIS, V. Biology of plant parasitic nematodes, citados por JARAMILLO, Op. Cit., p. 8.

corresponde al primer estado J1. El ciclo total de *Meloidogyne incognita* es de 48 a 52 días⁽¹⁹⁾.

En el trabajo realizado por Castaño²⁰, fue detectado un ataque de nematodos del género *Meloidogyne* en plántulas de Guayacán rosado *Tabebuia rosea* en el vivero forestal del INDERENA en Melgar (Colombia), en el año de 1977. En los estudios iniciales y otros paralelos se determinó la especie de *Meloidogyne incognita* asociada a ese hospedante. *M. incognita* es de gran importancia económica en las regiones tropicales y en las partes más cálidas del mundo. Son afectados por este nematodo: tomate, zanahoria, lechuga, legumbres, pastos, arbustos, árboles, algodónero, papa, café, caña de azúcar y cucurbitáceas.

En el estudio de Ramirez²¹ sobre enfermedades de *Tabebuia rosea* (Bertol D.C) en Colombia (Flor morado, Guayacán rosado, ocobo, roble), esta especie forestal nativa, de gran importancia en el panorama forestal colombiano por excelente calidad de madera, rápido crecimiento y variabilidad en diferentes zonas de vida, registró enfermedades como la Roya del roble (*Prospodium bicolor*), Agallas radicales (*Meloidogyne incognita*), Costra marrón (*Apiosphaeria guaranítica*), Mancha negra (*Corynespora cassicola*), y Pajarita del roble (*Oryctanthus alveolatus* y *Phthirusa stelis*), que eventualmente afectan viveros y plantaciones.

1.2.1.1 Síntomas. Los síntomas primarios característicos del ataque de *Meloidogyne* en café, de acuerdo con Rivillas son:

Las nudosidades en la raíz. Los nudos ocasionados por *M. incognita* y *M. javanica*, tienden a ser en forma individual o en complejo, se establecen sobre el cuello, la raíz pivotante y las raíces laterales, donde forman nudosidades que al romperse longitudinalmente permiten la degradación de los tejidos afectados por otros habitantes del suelo. La corteza del cuello y de la parte superior de la raíz engrosa, toma consistencia corchosa y se agrieta; hay proliferación de raíces secundarias que salen casi paralelas a la raíz principal y presentan numerosas ramificaciones.

Como consecuencia del daño de la raíz en café, las plantas afectadas por nematodos reducen su tamaño y presentan clorosis, defoliación,

⁽¹⁹⁾ BAEZA, C. Ciclo de vida de *Meloidogyne exigua* en *Coffea arabica* var. Caturra. VILLALBA, D. et al. Ciclo de vida de *Meloidogyne incognita* raza 5 "Kafoid y White 1919", citados por RIVILLAS, Nematodos, Op. cit., p. 91-99.

²⁰ CASTAÑO, C. Identificación de la especie del género *Meloidogyne* asociada con roble *Tabebuia rosea*. Medellín, 1983, 68 p. Trabajo de grado (Bióloga). Universidad de Antioquia. Facultad de Ciencias Biológicas.

²¹ RAMIREZ, A. Enfermedades de *Tabebuia rosea* (Bertol) D.C en Colombia. En: CONGRESO DE LA ASOCIACIÓN COLOMBIANA DE FITOPATOLOGÍA. (12º 2001: Medellín). Memorias del Congreso de Fitopatología. Medellín: Ascolfi, 2001. 19 p.

síntomas de deficiencia de elementos menores, escasa respuesta a la fertilización, mayor daño por efecto de sequías prolongadas, disminución en su producción, y se compromete seriamente el éxito de su renovación por zoca²².

Ramirez manifiesta que: “En Guayacán rosado hay presencia de nudos o agallas radiculares, eventual pudrición radicular y el decaimiento o muerte de la plántula afectada”²³.

1.3 CONTROL CULTURAL

A cerca del control cultural Frapolli menciona:

Los métodos culturales tienden a limitar el desarrollo del nematodo, restringiendo el alimento a su disposición, algunas veces estos métodos buscan el fortalecimiento de la planta. Otros métodos como la rotación de cultivos resulta poco eficaz en el caso de *Meloidogyne*, ya que sus especies son muy polípagas, con el barbecho se consigue el control de nematodos por inanición y por calor. La acción controladora de las enmiendas orgánicas puede deberse a las altas temperaturas alcanzadas en la fermentación, a los subproductos metabólicos tóxicos o inhibidores, a la aportación de microorganismos antagónicos (hongos, bacterias) y a una mejoría en las condiciones de fertilidad²⁴.

En trabajos realizados por Tuck²⁵, las enmiendas orgánicas de origen vegetal han tenido un efecto supresivo sobre nematodos fitoparásitos. Kokalis y Rodríguez²⁶, encontraron que el número de juveniles de *Heterodera glycinis* y del nematodo agallador *Meloidogyne* spp, declinó a medida que el porcentaje de la enmienda aumentó hasta 5% en un suelo infectado. Incluso, el efecto de enmiendas orgánicas vegetales incorporadas al suelo ha resultado superior al control químico de *M. incognita* en plantaciones de Guayaba *Psidium guajaba*.

²² RIVILLAS, Nematodos, Op. cit., p. 92.

²³ RAMIREZ, Op. cit., p. 19.

²⁴ FRAPOLLI, Op. cit., p. 119-139.

²⁵ TUCK, H.C. Safe and efficient management systems for plantation pests and diseases. In: Planter. Vol. 74, No. 868 (1998); p.369-385.

²⁶ KOKALIS B., N.; y RODRIGUEZ K., R. Changes in populations of soil microorganisms, nematodes, and enzyme activity associated with application of powdered pine bark. In: Plant and Soil. Vol. 162, No. 2 (1994); p.169 -175

Noval *et al*²⁷, en una evaluación de varios sustratos en plántulas de banano inoculadas con *Glomus mosseae*, determinaron los mejores resultados en cuanto al crecimiento vegetativo y al establecimiento de la simbiosis, con una mezcla 1:1 de suelo y estiércol de ganado vacuno.

Mateeva e Ivanova²⁸, hacen referencia que la aplicación de diferentes métodos alternativos para la protección de plantas y productos ecológicos son necesarios para proteger el ambiente. El potencial nematicida de algunos extractos de plantas fue evaluado para el control de nódulos radicales de nematodos en tomates plantados en macetas. Fueron evaluados los extractos de *Ocimum basilicum* (albahaca australiana), *Datura estramonio*, *Tagetes patula* (caléndula), *Allium sativa* (ajo), *Allium cepa* (cebolla). Los extractos de hojas y raíces fueron preparados y aplicados en diferentes concentraciones de 1% y 0.5% antes de sembrar y 4 meses después de sembrar. Los tratamientos aplicados antes de la siembra fueron más efectivos que los tratamientos aplicados después de la siembra. El número de nódulos varió de acuerdo a la concentración del extracto. Los extractos de hojas de *Ocimum basilicum*, y *Datura stramonium* fueron más efectivos que los extractos de raíz de otras plantas. Los extractos de hoja de *Ocimum basilicum*, *Datura stramonium*, *Tagetes patula*, *Allium sativa*, *Allium cepa* fueron muy efectivos contra los nódulos radicales de los nematodos. El número de agallas después de 30 días de la siembra estuvo entre 2 y 5 por planta, mientras que en el testigo el número de agallas encontradas fue de 56.

1.4 CONTROL QUÍMICO

En cuanto al control químico, Frapolli expresa:

Casi todos los nematicidas controlan la mayoría de las especies de nematodos fitoparásitos en el suelo, pero se conoce que algunos son más específicos. Las especies de *Meloidogyne* mueren prontamente por acción de todos los nematicidas. El control de los nemátodos por métodos químicos tiene serias limitaciones e inconvenientes, tales como el elevado costo, empleo de maquinaria especializada, carácter altamente tóxico de esas sustancias, y su peligrosidad de manejo. Su alto poder residual origina serios problemas de contaminación y degradación ambiental²⁹.

²⁷ NOVAL, B. *et al.* Utilization of arbuscular mycorrhizae for adaptation of banana (*Musa* sp.) vitroplants: rates and strains of arbuscular mycorrhizal fungi and substrate combinations. En: Cultivos Tropicales. Vol. 18, No. 3 (1997); p.5-9.

²⁸ MATEEVA, A.; y IVANOVA, M. Alternative methods for control of root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. En: Acta Horticulture. Vol. 532 (2000); p.109-111.

²⁹ FRAPOLLI, Op. cit., p. 119-139.

Taylor y Sasser mencionan que: “Los nematicidas más usados son: Aldicarb (Temik), 2-mtil, 2-(metiltio propion-aldhido) -0- (metil carbamoil) oxima; Carbofurano (Furadán); 2,3 dihidro-2, 2-dimtil-7-benzofuranil meticarbamato; ethoprop (Mocap)”³⁰.

Alvarado³¹, dentro del Proyecto de Investigaciones Forestales el INDERENA evaluó plántulas de *Tabebuia rosea* de ocho meses de edad, que fueron infectadas con el nematodo de la raíz *Meloidogyne incognita*, para evaluar la efectividad de los nematicidas Carbofurano y Aldicarb. Las plántulas tratadas con 3.0 g de Carbofurano y Aldicarb mostraron la menor presencia de nemátodos. Aunque el Carbofurano en la dosis 3.0 g por plántula, superó al Aldicarb en el manejo de nudosidades, este último fue muy eficiente como erradicativo. Los resultados expuestos anteriormente, indican que la aplicación de 3 g de Carbofurano en plántulas de *Tabebuia rosea* fue la mejor forma para evitar el incremento de las poblaciones del nematodo *Meloidogyne incognita*.

1.5 CONTROL FÍSICO

Según Frapoli:

Los inconvenientes conocidos sobre los nematicidas han hecho, que junto con las medidas biológicas se invierta un considerable esfuerzo en el control físico.

La solarización es quizás la medida de control de patógenos del suelo más ventajosa. Esta técnica aprovecha la energía solar para aumentar la temperatura del suelo mediante acolchado con lámina de plástico transparente durante la época más calurosa del año. El aumento de temperatura en el suelo se traduce a unos 8-10°C con respecto al suelo no solarizado, alcanzándose temperaturas letales para muchos organismos patógenos del suelo.

La solarización se ha mostrado eficaz en el control de nematodos fitoparásitos de importancia económica, como las especies del género *Meloidogyne*. A partir de los 35°C todos los procesos vitales del nematodo se ven afectados negativamente, produciéndose su muerte en un período breve³².

³⁰ TAYLOR, A. L.; y SASSER, J. N. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulos de la raíz (especies de *Meloidogyne*). Proyecto Internacional de *Meloidogyne*. s.l.: University State, 1984.

³¹ ALVARADO, Op. cit., p. 1.

³² FRAPOLLI, Op. cit., p. 119-139.

Di vito, Zaccheo y Catalano³³, evaluaron en Italia, la eficacia de un período de solarización de seis semanas, solo o en combinación con reducidas dosis de fumigantes (1.3 D, Dazomet y bromuro de metilo) en el control de nódulos radicales de *Meloidogyne incognita*, en zanahoria. La solarización del suelo, solo o en combinación con bajas dosis de los nematicidas efectivamente controló los nematodos y malezas. Un efectivo control del nematodo fue también obtenido con bromuro de metilo o 1.3 D solo.

1.6 CONTROL BIOLÓGICO

Frapolli menciona que:

Para el control de nematodos se aplican productos químicos, como Carbofurano (Furadán), pero estos pueden tener efectos ambientales adversos. Para evitar estos efectos existe una gama de enemigos naturales. La lucha biológica contra los nemátodos, por tanto no parece ser una utopía. Cada suelo de cultivo encierra, de forma natural, agentes biológicos que contribuyen a la reducción de poblaciones de nematodos³⁴.

En este sentido Kerry, Crump y Mullen, indican que:

Para entender el papel de las bacterias y hongos en la regulación de las poblaciones de nematodos se requiere un conocimiento de la dinámica poblacional de ambos, el enemigo natural y el hospedante. Tal información esta sujeta bajo el desarrollo de estrategias de control biológico y esta es escasa sobre nematodos, debido a las dificultades en la cuantificación y visualización de agentes microbiales en la rizosfera³⁵.

Kerry, afirma:

Los nematodos que parasitan las plantas afectan la producción de las cosechas directamente con la alteración de la morfología del sistema de raíces como resultado de su alimentación, o invasión de los tejidos de la raíz. Tal daño es causado por las etapas migratorias de los nematodos ecto- y endoparasitos y, por lo tanto, para que los enemigos naturales

³³ DI VITO, M.; ZACCHEO, G.; CATALANO, F. Effect of soil solarization and low doses of fumigants on control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. En: Acta Horticulture. Vol. 532, (2000); p.171-173.

³⁴ FRAPOLLI, Op. cit., p. 119-139.

³⁵ KERRY, B.R.; CRUMP, D.H.; y MULLEN, L.A. Studies of the cereal cyst-nematode, *Heterodera avenae*, in four soils under continuous cereals: Fungal parasitism of nematode females and eggs. In: Annals of Applied Biology. Vol. 100 (1982); p.489 - 99.

reduzcan la mayoría del daño del cultivo deben tener mecanismos apropiados para su muerte, o afectar el comportamiento de los nematodos activos para reducir su capacidad de atacar raíces³⁶.

Rivillas, al respecto menciona:

Debido a los altos costos de los nematicidas y a su impacto ambiental, el manejo biológico de nematodos parásitos adquiere gran importancia y en este se consideran organismos como hongos, bacterias y micorrizas arbusculares, que presentan efecto antagónico con los nematodos. Trabajos realizados en Cenicafé evidencian el control de hongos patógenos de raíces de plantas de café como también de nematodos. *Trichoderma harzianum* nativo de la zona cafetera es un hongo eficaz en el control del patógeno *Rhizoctonia solani*, así como también *Trichoderma koningii* lo es de *Rosellinia bunodes*. El control del nematodo del nudo radical, *Meloidogyne* spp., se alcanza empleando hongos nativos de suelos cafeteros, tales como *Paecilomyces lilacinus*, *Verticillium chlamydosporium*, *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, los cuales actúan sobre los diferentes estadios del nematodo, incluidos también los huevos de éste. El control de este nematodo ha mostrado ser efectivo con algunas especies de endomicorrizas del género *Glomus*³⁷.

1.6.1 Micorrizas. Harley y Smith:

Clasifican a las micorrizas en Ectomicorriza, Endomicorriza y un grupo intermedio denominado Ectendomicorriza. La ectomicorriza produce micelio septado, externo a la raíz, que la rodea con un manto reticulado denominado "red de Harting", la cual ocasiona cambios anatómicos en su crecimiento. La endomicorriza posee hifas no septadas localizadas en el interior de la raíz, donde colonizan los espacios inter e intracelulares y no forman un manto sobre la raíz. Tampoco producen modificaciones morfológicas evidentes en la raíz. La ectendomicorriza se considera como un estado intermedio entre las ectomicorrizas y las endomicorrizas, ya que estas se caracterizan por cumplir las dos funciones no sólo de penetrar a la raíz sino también de formar un manto al rededor de ella⁽³⁸⁾.

³⁶ KERRY, B.R. Biocontrol: fungal parasites of female cyst nematodes. In: Journal of Nematology. Vol. 12 (1980); p.253 - 59.

³⁷ RIVILLAS, C. Microorganismos del suelo de la zona cafetera colombiana, su diversidad y valor como controladores biológicos. En: FORO INTERNACIONAL CAFÉ Y BIODIVERSIDAD. (2000 : Chinchiná). Memorias sobre Foro Internacional Café y Biodiversidad. Chinchiná : GENICAFÉ-COLCIENCIAS-INSTITUTO HUMBOLDT, 2000. 1 p.

⁽³⁸⁾ HARLEY, J.L. y SMITH, S.E. Mycorrhizal symbiosis, citados por SÁNCHEZ, M. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Palmira : Universidad Nacional de Colombia, 1999. 227 p.

1.6.2 Micorriza arbuscular (MA). Según Azcón y Barea: “El término micorriza involucra una serie de interacciones entre las raíces de una planta y el micelio de un hongo. La asociación es usualmente considerada como simbiosis mutualista, porque la planta hospedante recibe nutrientes minerales a través del micelio fúngico (micotrofia) y el hongo obtiene fuentes de carbono a través del proceso fotosintético”³⁹. Linderman: “En el caso de las endomicorrizas, el hongo penetra las células corticales a través de un haustorio, posteriormente forma un arbusculo entre el citoplasma del hospedante y la pared celular del hongo, y eventualmente puede formar vesículas y colonizar intracelularmente el cortex radical”⁽⁴⁰⁾.

De acuerdo con Rivillas:

La Micorriza Arbuscular (MA), vive en asociación con aproximadamente el 85% de las plantas arbóreas, lo cual significa que la simbiosis con este tipo de organismos es la regla antes que la excepción. Según la morfología de sus esporas, los géneros de MA se clasifican taxonómicamente en: formadores de clamidiosporas, células especializadas formadas asexualmente en los géneros *Glomus* y *Sclerocystis*, y formadores de azigosporas, es decir, zigosporas partenogenéticas en los géneros *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*⁴¹.

1.6.2.1 Desarrollo de la colonización. Scannerini y Bonfante:

En el ciclo de vida de la simbiosis fungal en la raíz, se desarrollan cinco eventos: germinación de esporas, crecimiento hifal, adhesión, formación del apresorio y penetración de la raíz. Una vez el apresorio es formado, ocurre la penetración hifal o entre las células corticales. Cuando se establece el punto de entrada la colonización se extiende en todas las direcciones a lo largo de la raíz. Luego de penetrar la hifa a la raíz, se extiende intercelularmente a lo largo de la corteza y posteriormente intracelularmente llegando hasta la segunda capa de la corteza, donde la hifa intracelular da salida a un completo sistema de ramificación hifal, semejante a "pequeños arbustos" que son llamados arbusculos. El arbusculo es la estructura funcional más importante de la simbiosis y se cree que es el sitio preferido para el intercambio de metabolitos entre la

³⁹ AZCÓN y BAREA, Op. Cit., p.1-24.

⁽⁴⁰⁾ LINDERMAN, R.G. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions, citado por RIVAS, G.G.; y VÁSQUEZ, N. Histología de raíces de café y musáceas, colonizadas por hongos micorrízicos y nematodos. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4° : 1999 : Turrialba). Actas sobre Lo gros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba : CATIE, 1999. p. 135-137.

⁴¹ RIVILLAS O., C.A. Las micorrizas arbusculares en el cultivo de café. En: Gil V., L.F.; Castro C., B.L.; y Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná : Cenicafé, 2003. p. 64 - 74.

planta y el hongo. Los arbusculos son funcionales de 4-13 días, luego de esto ocurre su degeneración y las células hospedantes y organelas retornan a su estado no micorrizado. El proceso de formación arbuscular y degeneración ocurre simultáneamente, por lo tanto todos los estados arbusculares son observados en la raíz⁽⁴²⁾.

1.6.3 Beneficios de la MA. Bethlenfalvay menciona: “Los hongos formadores de micorriza arbuscular son considerados como un recurso biológico multipropósito cuyo manejo, además de los efectos sobre la productividad vegetal, produce beneficios ambientales pues mejora las propiedades físico-químicas y biológicas del suelo y disminuye la erosión”⁴³.

Respecto a los beneficios que recibe la planta por esta simbiosis, Rivillas afirma:

Mayor explotación de la rizosfera, incremento en la absorción de varios nutrientes del suelo especialmente del fósforo, tolerancia a las condiciones de salinidad de algunos suelos, mayor absorción de agua, mayor adaptación a los sitios contaminados por metales pesados, mejoramiento de la agregación del suelo a través de su micelio externo, mayor tasa de sobrevivencia de las plantas a condiciones de transplante y menor ataque de patógenos radicales.

El fósforo es el nutriente más importante involucrado en la respuesta en crecimiento de las plantas micorrizadas. Las MA tornan a sus hospedantes más eficientes en su uso, lo cual implica disminución en las pérdidas del nutriente aplicado⁴⁴.

Según Rivillas, Guerrero y Rivera:

Los hongos formadores de micorriza arbuscular (MA) son considerados como insumos biológicos de enorme potencial en la agricultura gracias a sus efectos positivos sobre la adaptabilidad y crecimiento de las plantas y la tolerancia de éstas frente al ataque de algunos patógenos del suelo⁴⁵.

⁽⁴²⁾ SCANNERINI, S. y BONFANTE-FASOLO, P. Comparative ultrastructural analysis of mycorrhizal associations, citados por RIVILLAS, C. The effects of arbuscular mycorrhizal fungi on two different coffee varieties from Colombia and their biochemical detection in roots. Kent, 1995, 88 p. Tesis (M.Sc. in Microbiology). University of Kent. Faculty of Natural Sciences.

⁴³ BETHLENFALVAY, G.J. Mycorrhiza and crop productivity. In: Bethlenfalvay, G.J.; y Linderman, R.G. Mycorrhizae in sustainable agriculture. Madison: American Society of Agronomy, 1992. p. 1-12.

⁴⁴ RIVILLAS, Las micorrizas arbusculares en el cultivo de café, Op. cit., p. 64-74.

⁴⁵ RIVILLAS O., C.A.; GUERRERO, E.; y RIVERA, E. Perspectivas de manejo de la micorriza arbuscular en ecosistemas tropicales. En: MICORRIZAS; recurso biológico del suelo. Santafé de Bogotá : Fondo FEN, 1996. p. 181 - 208.

1.6.3.1 Perspectivas de manejo de la MA

Se puede preveer que el manejo de la micorriza será una práctica cada vez más utilizada en la medida que se amplíe el conocimiento sobre biología de estos hongos simbioses y su comportamiento con diferentes hospedantes, sustratos de crecimiento y condiciones ambientales, para de esta manera poder ofrecer tecnologías eficientes, masificables y comercialmente rentables.

Dentro del panorama de la agricultura sostenible, la micorriza constituye un factor de obligatorio manejo, puesto que no solamente afecta positivamente la productividad vegetal sino que también produce beneficios ambientales en términos de un uso más racional de los fertilizantes y plaguicidas y de una mayor agregación del suelo a través del micelio extra radical.

La aplicación de enmiendas orgánicas es bien conocida como una práctica que estimula la producción vegetal. Es claro que la materia orgánica sirve de sustrato para el crecimiento de una rica comunidad de microorganismos en el suelo favoreciendo los procesos tróficos de transferencia de nutrientes y, por tanto estimulando el desarrollo de las plantas.

El manejo de árboles nativos tropicales en actividades de silvicultura y agroforestería requiere de una mejor comprensión sobre la ecología de las micorrizas que se asocian a los bosques naturales. Los ingenieros forestales y otros profesionales que trabajan en plantaciones de árboles deben tener presente que cerca del 95% de las especies arbóreas tropicales forman micorriza arbuscular⁴⁶.

1.6.4 Interacción MA – nematodos fitoparásitos. De acuerdo con Luc, Sikora y Bridge: “Los nematodos fitoparásitos y las MA coexisten en la rizosfera de muchas plantas”⁴⁷. Hussey y Roncadori mencionan: “Estos hongos coadyuvan al crecimiento y mejoran la nutrición de sus hospedantes. Así mismo, pueden ejercer un efecto antagónico con otros microorganismos de la rizosfera, su uso puede ser una opción ecológicamente sostenible y alternativa al uso de nematicidas sintéticos”⁴⁸.

⁴⁶ RIVILLAS O, GUERRERO, y RIVERA, Op. cit., p. 181 - 208.

⁴⁷ LUC, SIKORA, BRIDGE, Op. cit., p. 629

⁴⁸ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p. 9-14.

Hussey y Roncadori: “En el ámbito de la rizosfera el establecimiento de la micorriza facilita la concomitancia de varios organismos en determinado hospedante, como por ejemplo los nematodos”⁴⁹. Hayman se refiere:

Ambos organismos interactúan en términos del crecimiento y producción de la planta; mientras la micorriza estimula estos factores, los nematodos los deprimen. Uno de los mecanismos por los que la MA aumenta la tolerancia a nematodos fitopatógenos es la estimulación del crecimiento de la raíz e incremento en la capacidad de absorción de agua y nutrientes compensando de esta forma el parasitismo del nematodo⁵⁰.

Dehne: “Intracelularmente, nematodos y MA modifican las células hospedantes ya sea destruyéndolas como en el caso de los primeros; o modificándolas y compitiendo por sitios de infección y colonización que impiden la acción parasítica de los nematodos, que es el mecanismo que ejercen los simbioses micorrízicas”⁵¹.

De acuerdo con Hussey y Roncadori⁵²; Umesh, Krishnappa y Bagyaraj⁵³; Filion, Aranaud y Fortin⁵⁴, las MA establecen complejas relaciones con los patógenos radicales, pudiendo disminuir, aumentar o no afectar la severidad de ataque de estos patógenos en las plantas. En el caso de la protección contra nematosis, se desconocen los factores involucrados; sin embargo, algunos autores sugieren que la disminución de la actividad parasítica de los nematodos se debe a la competencia por espacio o por cambios fisiológicos en la raíz con los hongos micorrizógenos.

Según Saleh: “La presencia de los hongos simbioses en la raíz reduce la atracción de los juveniles, su penetración y velocidad de desarrollo”⁵⁵. Ingham cree: “Que la

⁴⁹ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p. 9-14.

⁵⁰ HAYMAN, D.S. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. Can. J. Bot. Vol. 6 (1982); p. 944-963.

⁵¹ DEHNE, H.W. Interaction between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and plant pathogens. Phytopathology. Vol. 72, No. 8 (1982); p. 1115- 1119.

⁵² HUSSEY y RONCADORI, Op.cit., p. 9-14.

⁵³ UMESH, K.C; KRISHNAPPA, K; y BAGYARAJ, D.J. Interaction of burrowing nematode, *Radopholus similis* and VA mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* and Trappe in Banana (*Musa acuminata* Colla.). In: Indian Journal of Nematology. Vol. 18, No. 1 (1988); p.6-11.

⁵⁴ FILION, M.; ARANAUD, S.T.; FORTIN, J.A. Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* y different rhizosphere microorganisms. New Phytologist. Vol. 141 (1999); p.525-533.

⁵⁵ SALEH, H.M.; SIKORA, R.A. Effect to quintozen, benomyl, and carbendazim on the interaction between the endomycorrhizal fungus *Glomus fasciculatum* y *Meloidogyne incognita* on cotton. Nematologica. Vol. 34, No. 4 (1988); p. 432-442.

disponibilidad de fotosintatos y la producción de sustancias nematostáticas, son más importantes que la competencia por el espacio físico⁽⁵⁶⁾.

Azcón y Barea⁵⁷, Norman y Hooker⁵⁸ mencionan los siguientes mecanismos para explicar la interacción de nematodos y MA:

- ❑ Aumento de la nutrición de la planta.
- ❑ Cambios bioquímicos y anatómicos en los tejidos de las plantas.
- ❑ Atenuación del estrés que predispone a las plantas a la enfermedad.
- ❑ Cambios microbiológicos en la rizosfera.
- ❑ Puede haber resistencia sistémica también inducida por hongos formadores de micorrizas.

Rivillas⁵⁹, el potencial de las MA como agentes biocontroladores en el manejo de nematodos ha recibido últimamente considerable atención. En varios estudios se ha comprobado que estos hongos ejercen antagonismo en las poblaciones de nematodos parásitos de plantas. Al establecerse la MA en las plantas generalmente le confiere a las raíces tolerancia al parasitismo por nematodos o ejerce efectos adversos en la reproducción de éstos. Atilano, Menge y Glundy⁶⁰, manifiestan que la expresión de la respuesta de la interacción depende de la especie de hongo, planta hospedante, nematodo, densidad de inóculo del nematodo, Hussey Y Roncadori⁶¹, de la susceptibilidad del hospedero al nematodo y a la fertilidad del suelo.

1.6.5 La MA como controlador biológico de nematodos. Según Rivillas: “En Colombia se han obtenido importantes logros en el cultivo del café y en otros cultivos con las MA, los cuales corresponden muchas veces a efectos en condiciones de invernadero o semi-controladas, debido a las dificultades de producir información en diferentes condiciones de campo donde el beneficio de la simbiosis puede ser diferente y difícil de explicar⁽⁶²⁾”.

⁽⁵⁶⁾ INGHAM, R.E. Interaction between nematodes and vesicular arbuscular mycorrhizae, citado por JARAMILLO, Op. cit., p. 15.

⁽⁵⁷⁾ AZCÓN A., C.; y BAREA, J.M. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil – borne plant pathogens. Mycorrhiza. Vol. 6 (1996); p. 457-464.

⁽⁵⁸⁾ NORMAN, J.R.; y HOOKER, J.E. Sporulation of *Phytophthora fragariae* shows greater stimulation by exudates of non-mycorrhizal than by mycorrhizal strawberry roots. Mycol. Res. Vol. 104 (2000); p. 1069-1073.

⁽⁵⁹⁾ RIVILLAS, The effects of arbuscular mycorrhizal fungi on two different coffee varieties from Colombia and their biochemical detection in roots, Op. Cit., p.88.

⁽⁶⁰⁾ ANTILANO, R.A.; MENGE, J.A.; y GLUNDY, S.D. Interaction between *Meloidogyne arenaria* and *Glomus fasciculatum* in grape. In: J. Nematol. Vol. 13 (1981); p.52-59.

⁽⁶¹⁾ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p.9-14.

⁽⁶²⁾ RIVILLAS, Las micorrizas arbusculares en el cultivo de café, Op. cit., p. 64-74.

Leguizamón⁽⁶³⁾, manifiesta que en el manejo de nematodos del complejo *Meloidogyne javanica* y *M. incognita* en café, las MA (inóculo comercial) han contribuido a reducir el impacto de éstos cuando se inoculan 30 días antes que el nematodo. El efecto de la MA en la protección de las raíces se logra siempre que el hongo se establezca primero que el nematodo, con lo cual se producen plantas con abundantes raíces asociadas con el hongo, lo cual beneficia la planta en su crecimiento y desarrollo

Rivillas⁶⁴, menciona que el uso de MA en el manejo de enfermedades radicales ha sido suficientemente estudiado en varios cultivos. En café en cultivos de almácigo, se demostró su beneficio cuando se establecen en las raíces antes que éstas fueran atacadas por el nematodo *Meloidogyne* spp. Plantas asociadas con la especie *Glomus* spp, desde el inicio de la etapa de almácigo y llevadas a campo a suelos con altas poblaciones del nematodo han mostrado posteriormente un sistema radical más abundante, sano y un desarrollo vegetativo más vigoroso que las plantas no asociadas con la micorriza arbuscular.

Según Linderman⁽⁶⁵⁾, el parasitismo de los nematodos, principalmente endoparásitos, sobre las plantas puede ser influenciado por el establecimiento de la simbiosis de la micorriza. En algunos casos, se han registrado altas tasas de reproducción del nematodo con la presencia de hongos endomicorrízicos; sin embargo, el daño ha sido menor respecto al testigo (nematodo solo) carente de simbiosis. Investigaciones realizadas en café, tomate y musáceas establecen que los hongos *Entrophospora colombiana*, *Gigaspora margarita* y *Glomus*, spp. promueven satisfactoriamente el crecimiento de las plantas afectadas por los nematodos *Meloidogyne* spp. y *Radopholus similis*. Rivas⁶⁶; Rivas y Cuervo⁶⁷; Rivas, Rojas y Cuervo⁶⁸ mencionan que el factor reproductivo de los nematodos

⁽⁶³⁾ LEGUIZAMÓN C., J.E. Interacción entre una mezcla de MVA y el complejo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en almácigos de café, citado por CRISTANCHO A., M.A. Control biológico de enfermedades. En: Gil V., L.F.; y Castro C., B.L.; Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná : Cenicafé, 2003. p. 56-63.

⁶⁴ RIVILLAS, Las micorrizas arbusculares en el cultivo de café Op. cit., p. 64-74.

⁽⁶⁵⁾ LINDERMAN, R.G. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions, citado por HIDALGO, E. *et al.* Potencial del control biológico en el manejo de plagas en sistemas agrícolas sostenibles. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º 1999: Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba : CATIE, 1999. p. 78-83.

⁶⁶ RIVAS P , G.G. Hongos endomicorrízicos y materia orgánica para el manejo de *Radopholus similis* en banano. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º 1999: Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba : CATIE, 1999. p. 132-134.

⁶⁷ RIVAS P., G.G.; y CUERVO, J. Interacción de hongos endomicorrízicos con *Meloidogyne exigua* en café. En: Manejo Integrado de Plagas. Vol. 49 (1998); p.68-72.

⁶⁸ RIVAS P., G.G.; ROJAS, T.; y CUERVO, J. Interacción del hongo vesículo arbuscular *Glomus* spp. con *Meloidogyne arabicida* en tomate. En: Manejo Integrado de Plagas. Vol. 47 (1998); p.41-43.

se reduce considerablemente respecto al testigo, en presencia de esos simbiontes.

Leguizamón⁶⁹, comprobó que plántulas de café inoculadas con micorrizas del tipo MA, un mes antes de los nematodos *Meloidogyne incognita* y *Meloidogyne javanica*, toleran el ataque de éstos y no son afectados en las variables de crecimiento medidas. El peso seco total promedio de las plantas previamente micorrizadas y luego infectadas por el nematodo fue el mismo a las plantas micorrizadas y sin ataque de nematodos.

Rivillas⁷⁰, menciona que se han encontrado resultados importantes en el manejo de los nematodos de las especies *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* asociando las MA con las raíces de café y pitaya amarilla, incrementando el desarrollo de las plantas y disminuyendo el número de huevos por gramo de raíz y los niveles de infección del nematodo.

En un estudio realizado por Rivas⁷¹, la tasa de multiplicación de *M. exigua* en café se redujo en un 88% con la presencia de *Gigaspora margarita* y 56% con la influencia de *Entrophospora colombiana*. *G. margarita* ejerció un efecto positivo al afectar la multiplicación de *M. exigua*; resultados similares fueron observados por Rivas, Rojas y Cuervo⁷²; Siddiqui y Mahmood⁽⁷³⁾ cuando evaluaron *Glomus* spp y *G. mosseae* contra *M. arabicida* y *M. javanica*, en tomate. La información obtenida revela que las MA muestran un potencial muy alto como opción al manejo integrado de nematodos y actúan como promotores del crecimiento de las plantas.

Palacino⁷⁴, evaluó el efecto del hongo *Glomus manihotis* sobre el daño ocasionado por *Meloidogyne incognita* Chiwood y su reproducción en pitaya. Los resultados mostraron el beneficio de la micorriza en pitaya, reflejado en incrementos de peso fresco y seco de la parte aérea de la planta; incremento de la altura y disminución en la reproducción del nematodo en un 14.23 y 23.50% para inoculaciones

⁶⁹ LEGUIZAMÓN C., J. E. Efecto de *Meloidogyne* en plantaciones establecidas de café var. Caturra. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná : Cenicafe, 1995.

⁷⁰ RIVILLAS O., C.A. Aislamiento e identificación de micorrizas arbusculares en el suelo de Plan Alto. Chinchiná : Cenicafe, 2001. 2 p.

⁷¹ RIVAS, Op. cit., p. 132-134.

⁷² RIVAS, ROJAS, y CUERVO, Op. cit., p. 41-43.

⁽⁷³⁾ SIDDIQUI, Z.A.; MAHMOOD, I. Effect of a plant growth promoting bacterium, an AM fungus and soil types on the morphometrics and reproduction of *Meloidogyne javanica* on tomato, citados por RIVAS, G, Op. cit., p. 132-134.

⁷⁴ PALACINO, J.H. Interacción de *Glomus manihotis* y *Meloidogyne incognita* Chitwood en pitaya amarilla (*Selenicereus megalanthus* Britt y Rose) y pitaya roja (*Hylocereus* sp. Britt y Rose) bajo condiciones de vivero. Manizales, 1990, 97 p. Trabajo de grado (Ingeniero Agrónomo). Universidad de Caldas. Facultad de Agronomía.

simultáneas y en 83.21 y 91.04% al inocular el nematodo 4 semanas más tarde, comparado con 11.939 y 28.793 huevos/gramo de raíz al inocular el nematodo, en pitaya amarilla y roja, respectivamente.

Jaramillo⁷⁵, menciona que plantas micropropagadas de plátano Dominico Hartón y banano Gran Enano inoculadas al momento de la siembra con 30 gr/planta de inóculo completo de *Glomus manihotis* y *G. fistulosum*, y a los dos meses con trozos de raíces infectadas por géneros *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp. y *Helicotylenchus* spp., mostraron estímulo del crecimiento y desarrollo en presencia o ausencia de nematodos. En ambos cultivos *G. fistulosum* y en la mezcla de las dos especies hubo diferencias estadísticas respecto a las plantas testigo. De los resultados obtenidos se concluye que las MA disminuyen la severidad de los daños por nematodos en plátano y banano.

Pinochet, Camprubi y Calvet⁷⁶, evaluaron la interacción entre el nematodo *Pratylenchus vulnus* y la endomicorriza *Glomus mosseae* en cultivos de manzana. Los resultados mostraron que en los tratamientos donde estaban *G. mosseae* y *P. vulnus* se observó el decrecimiento significativo del nematodo por gramo de raíz comparado con el tratamiento que tenía el nematodo sin la endomicorriza; es así como las raíces colonizadas con *G. mosseae* no fueron afectadas por la presencia de *P. vulnus*. En este trabajo también se apreciaron altos niveles de S, Mg, Mn y Zn en las plantas inoculadas con el nematodo. Las plantas inoculadas con la endomicorriza presentaron altos niveles de N, Na, P, K y Fe.

Al-Raddad⁷⁷, Pinochet *et al*⁷⁸, con estudios recientes parecen confirmar que las MA confieren algún grado de protección o tolerancia en *Musáceas* a nematodos, sobre todo cuando se hacen inoculaciones tempranas del simbiote. Pinochet *et al*⁷⁹, registraron altos valores de Ca y Mg en plantas de banano previamente inoculadas con *G. intraradices*, lo que redujo los niveles de infección de *M. javanica*.

Lugo *et al*⁸⁰, evaluaron el efecto de las MA y una enmienda orgánica sobre plantas de banano provenientes de cultivo *in vitro* así como sus propiedades

⁷⁵ JARAMILLO, Op. Cit., p. 91.

⁷⁶ PINOCHET, J.; CAMPRUBI, A.; CALVET, C. Effects of the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* and the micorrhizal fungus *Glomus mosseae* on the growth of EMLA-26 apple rootstock. *Mycorrhiza*. Vol. 4 (1993); p. 79-83.

⁷⁷ AL-RADDAD, A. M. Interaction of *Glomus mosseae* and *Paecilomyces lilacinus* on *Meloidogyne javanica* of tomato. *In: Mycorrhiza*. Vol. 5, No. 3 (1995); p. 233-236.

⁷⁸ PINOCHET, J. *et al*. Micropropagated banana infected with *Meloidogyne javanica* response to *Glomus intraradices* and Phosphorus. *HortScience*. Vol. 32 (1997); p. 101-103.

⁷⁹ *Ibid.*, p. 101-103.

⁸⁰ LUGO, *et al*, Op. cit., p.138-141.

biocontroladoras sobre *Radopholus similis*. Los hongos fueron *Glomus occultum*, *Entrophospora colombiana*, y *Gigaspora margarita*. El compost utilizado como una enmienda orgánica (materiales verdes picados, pulpa de café, hojas de plátano, sedimentos de un lago artificial y estiércol de ganado vacuno) aplicada en el tratamiento de materia orgánica redujo el daño hasta 36,5%. La simbiosis estimuló la tolerancia a *R. similis* y la compensación por el daño causado por nematodos. Los hongos *G. occultum* y *E. colombiana* produjeron un mejor resultado que *G. margarita*. El primero de estos hongos disminuyó el daño en las raíces primarias a 23,83%, mientras que con *E. colombiana* el daño fue de 27%. *G. margarita* por sí solo no disminuyó el daño en las raíces. Los mejores resultados se obtuvieron combinando la materia orgánica con las MA, particularmente en el caso de *G. occultum* más materia orgánica cuyo daño en las raíces apenas alcanzó 13.17%, aún cuando la población de nematodos aumentó significativamente, comparada con el testigo.

Hussey y Roncadori⁸¹, señalan que en ciertos hospedantes, la reproducción del nematodo puede ser estimulada, aunque el crecimiento de la planta y la tolerancia al parásito no se vean afectados. Ellos consideran que esto se puede deber a varios factores como: a) las raíces inoculadas con micorrizas podrían ejercer una mayor atracción sobre estados juveniles infectivos, b) la colonización del sistema radical incrementa su volumen en ciertos casos, resultando en una mayor oferta de sitios de penetración para el nematodo, c) una vez que los nematodos han penetrado, la MA podría favorecer su supervivencia o el desarrollo; y d) las hembras adultas podrían producir más huevos dentro de plantas más vigorosas.

Umesh, Krishnappa y Bagyaraj⁸², por otra parte, en plantas de banano variedad 'Dwarf Cavendish' inoculadas con *G. fasciculatum*, se redujo de manera significativa el número de *R. similis* en el suelo y en la raíz; esto se informó tanto para inoculaciones previas del hongo como para las simultáneas. Sin embargo, Pinochet *et al* señala:

Esta respuesta no es constante y varía según la especie de nematodo y MA, aún para el mismo hospedante. Por ejemplo, en banano, la variedad "Gran Enano" inoculada con *M. javanica* y *G. intraradices* no mostró diferencias entre la población final por planta o por gramo de raíz, con respecto al testigo sin micorrizas. *M. javanica* interactuando con *G. mosseae* en este mismo cultivo mostró una mayor población final del nematodo en presencia del hongo; pero la densidad dentro de las raíces fue menor debido a un efecto de dilución que se produjo por

⁸¹ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p.9-14.

⁸² UMESH, KRISHNAPPA Y BAGYARAJ, Op. cit., p.6-11.

el incremento en el tamaño de las raíces pertenecientes a plantas simbióticas⁸³.

Según Lugo *et al*: “La incorporación de las MA y las enmiendas orgánicas en los agrosistemas de producción podrían reducir el uso de agroquímicos, y con ello sus efectos detrimentales sobre el medio ambiente y su biota”⁸⁴.

Corredor, Londoño y Benavides⁸⁵, encontraron que en la especie forestal *Tabebuia rosea* (Bertol D.C), la aplicación de micorrizas en plántulas afectó la actividad parasítica de *M. incognita* alterando el normal comportamiento en la actividad del nematodo, como su población en el sistema radical, la cual se vió disminuida comparada con plantas que presentaron solo inóculo del nematodo.

1.6.6 Importancia del sustrato. De acuerdo con Bolaños⁸⁶, las condiciones físicas y químicas del sustrato tales como pH, balance de nutrientes, elementos tóxicos, contenido de fósforo, temperatura, aireación, humedad, estructura y contenido de materia orgánica, determinan la efectividad de la MA sobre el desarrollo de la planta.

Rivillas⁸⁷, mostró el efecto de diferentes sustratos inertes en almácigos de café donde *E. colombiana* beneficia el crecimiento de las plantas y presenta altos niveles de colonización cuando se utiliza el sustrato suelo+arena (2:1) esterilizados. Plantas de café "in vitro" inoculadas con *G. fistulosum* tuvieron un mayor crecimiento cuando fueron inoculadas en el sustrato suelo+vermiculita.

El mismo autor evaluó en dos suelos tradicionales para la producción de café y contrastantes en su textura, el contenido de materia orgánica y los niveles de fósforo disponibles, observando un efecto diferencial en la eficiencia de *G. manihotis* y *E. colombiana*. En el suelo de mejor calidad (textura franco arenosa, materia orgánica 12% y de 4 a 5 ppm de fósforo disponible) *G. manihotis* fue más efectiva en el crecimiento de las plantas de café que *E. colombiana*. Igualmente *G.*

⁸³ PINOCHET *et al*. Micropropagated banana infected with *Meloidogyne javanica* responds to *Glomus intraradices* and phosphorus, *Op. cit.*, p. 101-103.

⁸⁴ LUGO *et al.*, *Op. cit.*, p.138-141.

⁸⁵ CORREDOR, O. C.; LONDOÑO, M.; y BENAVIDES, N. Influencia de las MVA sobre el crecimiento de la especie forestal *Tabebuia rosea* Bertol D.C) afectada por el nematodo *Meloidogyne incognita*. *En*: NUEVAS TENDENCIAS EN FITOPATOLOGÍA. (11°: 1990 : Ibagué). XXIII Congreso de la asociación colombiana de fitopatología. Bogotá : Ascolfi, 1990. 7 p.

⁸⁶ BOLAÑOS B., M.M. Identificación de hongos micorrícicos arbusculares y su relación con características físicas y químicas de los suelos en la zona cafetera colombiana. Santafé de Bogotá, 1996, 127 p. Trabajo de grado (M.Sc. en Suelos). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía.

⁸⁷ RIVILLAS O, C.A. El papel de los suelos en la diversidad de las endomicorrizas y sus interacciones con otros microorganismos. *En*: SIMPOSIO SOBRE SUELOS DE LA ZONA CAFETERA COLOMBIANA. (2000: Chinchiná). Resúmenes sobre Suelos de la zona cafetera. Chinchiná : Cenicafe, 2000. p. 19 – 20.

manihotis mostró una menor eficiencia en el desarrollo de las plantas de café cuando se inoculó en el suelo de menor calidad (textura arcillosa, materia orgánica 5% y de 0 a 1 ppm de fósforo disponible). El efecto de diferentes sustratos para la germinación e inoculación de semillas de café con *G. manihotis* mostró que los sustratos donde se mezclaron el suelo esterilizado con arena (1:1) o con vermiculita (1:1) fueron los que permitieron una alta colonización de las chapolas de café desde la fase de germinador y los que mostraron las plantas, en la fase de almácigo, con los más altos niveles de índices de desarrollo y de la intensidad de colonización radical.

Rivillas⁸⁸, menciona que la inoculación de semillas de café en diferentes estados de desarrollo y en diversos sustratos con la endomicorriza *Glomus manihotis* mostró que es una actividad que repercute para las plantas de café en una fase posterior a la de germinador. En esta etapa, a pesar de la influencia que para el desarrollo de la semilla tuvieron los diferentes sustratos (suelo, arena, vermiculita y las asociaciones entre estos), sólo se inicia un proceso de colonización el cual está íntimamente ligado al crecimiento de la chapola de café, que es progresivo pero muy lento. Estos resultados mostraron que la semilla de café puede ser colonizada por una endomicorriza en la medida que avanza el proceso de germinación. Igualmente se determinó que el efecto de la simbiosis sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas de café, en la fase de almácigo, depende de una manera directa del sustrato que se utiliza.

Camprubi, Calvet y Estaun⁽⁸⁹⁾, evaluaron el crecimiento de plantaciones de cítricos de vivero (*Citrus reshii*), las cuales fueron inoculadas con la especie *Glomus intraradices* y el hongo saprófito *Trichoderma aureoviridae*. La interacción de ambos microorganismos y su influencia sobre la colonización radical por parte de la micorriza arbuscular y el mejor desarrollo de las plantas fueron evaluadas en tres sustratos diferentes:

- Turba y suelo arenoso esterilizado en una proporción 1:1.
- Turba, arena y perlita en una proporción 1:1:1.
- Compuestos de corteza de pino.

⁸⁸ RIVILLAS O, C.A. Aislamiento y funcionalidad de las endomicorrizas en la zona cafetera Colombiana. En: SEMINARIO INTERNACIONAL SOBRE MICORRIZAS LA NUEVA TECNOLOGÍA BIOLÓGICA PARA UNA CAFICULTURA SOSTENIBLE. (2000: Popayán). Memorias sobre Micorrizas, la nueva tecnología biológica para una caficultura sostenible. Popayán : Cenicafé, 2000. 9 p.

⁽⁸⁹⁾ CAMPRUBI, A.; CALVET, C.; ESTAUN, V. Growth enhancement of *Citrus reshni* after inoculation with *Glomus intraradices* and *Trichoderma aureoviride* and associated effects on microbial populations and enzyme activity potting mixes, citados por CASTRO, T., A.M. Efecto de *Entrophospora colombiana*, *Glomus manihotis* y *Burkholderia cepacia* en el control de *Roselinia bunodes* Berk. y Br. agente causante de la Llaga negra del cafeto. Manizales, 2001, 220 p. Trabajo de grado (M.Sc. en Fitopatología). Universidad de Caldas. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Op. cit., p. 220.

Las características del sustrato fueron más importantes que la actividad enzimática presentada por la especie de MA en aquellos tratamientos donde fue inoculada. Los resultados mostraron un efecto de sinergismo entre los dos biocontroladores utilizados sobre el desarrollo de *C. reshi* en sustratos orgánicos e indicaron el potente beneficio del uso de mezclas de microorganismos

Paulitz y Linderman⁽⁹⁰⁾, demostraron la influencia del sustrato en el uso de MA como agentes biocontroladores. Cuando *Gliocladium virens* + *Glomus etunicatum*, fueron inoculados en salvado de trigo hubo incremento de la colonización en plantas de pepino y efecto sobre el patógeno *Pythium ultimu*. Sin embargo, ese mismo efecto fue diferente cuando las inoculaciones se realizaron en suelo+turba. También el efecto de *Glomus mosseae* disminuyó cuando este mismo sustrato fue inoculado juntamente con *G. virens*. Estos resultados sostienen los autores, indican la evidencia de la influencia del sustrato sobre la compatibilidad de los agentes biocontroladores.

⁹⁰ PAULITZ, T.C; y LINDERMAN, R.G. Lack of antagonism between the biocontrol agent *Gliocladium virensi* and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi, citados por CASTRO, Op. cit., p. 220.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 LOCALIZACIÓN

El estudio se realizó en Cenicafé⁹¹, Chinchiná (Caldas), el cual está situado a una altitud de 1425 msnm, con una precipitación media anual de 2473 mm, temperatura media de 21.3°C, humedad relativa de 79.8% y brillo solar de 1842 horas/año. Las plantas durante el experimento estuvieron dentro de una casa de mallas, tanto en la etapa de germinador como de almácigo (Figura 1).

Figura 1. Casa de mallas, Plan Alto – CENICAFÉ.



2.2 MATERIALES

Para cumplir con el objetivo propuesto, esta investigación se realizó en dos etapas: la primera, en germinador, con el propósito de seleccionar el mejor tratamiento de la interacción micorriza arbuscular – sustrato; la segunda etapa, en almácigo, con el fin de determinar el efecto de la micorriza arbuscular seleccionada sobre los niveles de infección del nematodo.

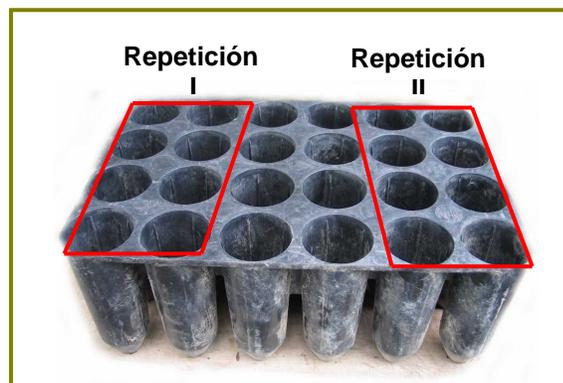
⁹¹ CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ, Colombia. Anuario meteorológico 1998. Chinchiná: Cenicafé, 1998. 515 p.

2.2.1 Etapa I: evaluación de la interacción MA – sustrato.

2.2.1.1 Semilla de *Tabebuia rosea*. Para el experimento se utilizaron semillas de Guayacán rosado (*Tabebuia rosea*), procedentes de la región de Plato en el Departamento de Magdalena, las cuales fueron recolectadas en el mes de Febrero de 2005. Se realizó una prueba para determinar el porcentaje de germinación en las semillas antes de ser utilizadas para el montaje del experimento. Para ello se tomaron 100 semillas que se sembraron en un germinador con sustrato de arena de río. Se emplearon semillas de este lote para el montaje de la primera etapa del experimento (3840 semillas). Las semillas fueron sumergidas en agua durante 6 horas antes de ser sembradas, como un tratamiento pregerminativo para inducir y homogenizar la germinación.

2.2.1.2 Recipiente para la germinación. En la etapa I (germinador), se utilizaron bandejas plásticas forestales las cuales contenían 24 pozos, de los cuales se usaron 16 por bandeja, sembrando dos semillas en cada pozo. En total se utilizaron 120 bandejas, para 12 tratamientos, cada uno con 20 repeticiones. Se dispusieron dos repeticiones por cada bandeja, con el fin de facilitar el manejo del espacio en el invernadero. Cada repetición fue ubicada a un extremo de la bandeja (Figura 2), . Las bandejas estuvieron dispuestas sobre mesas al interior de una casa de mallas.

Figura 2. Bandeja forestal, con dos repeticiones.



2.2.1.3 Sustratos de crecimiento. Los sustratos de crecimiento que se utilizaron fueron arena de río esterilizada (150 Kg) y arena de río sin esterilizar (150 Kg); una mezcla de suelo más arena esterilizados (150 Kg: 88.2 Kg. de suelo y 61.8 Kg. de arena en proporción 1:1 volumen/volumen), y suelo más arena sin esterilizar (150 Kg: 88.2 Kg de suelo y 61.8 Kg de arena en proporción 1:1 volumen/volumen).

Se utilizó suelo proveniente de la Subestación Central Naranjal (Anexo A). La esterilización de los sustratos se realizó en un autoclave a 120°C y 15 lb de presión durante 2 horas.

2.2.1.4 Micorriza Arbuscular (MA). Se utilizaron dos inóculos de micorrizas arbusculares. El primero consistió en un inóculo puro de *Glomus manihotis* (7 Kg) el cual fue producido en Cenicafé por el Dr. Carlos Alberto Rivillas O. y el segundo fue el inóculo comercial “Micorrizar” (10 Kg) que se obtuvo de la empresa productora (Agrotecnia), en el municipio de Sevilla - Valle.

2.2.1.5 Dosis de las MA. El inóculo de *Glomus manihotis* se empleó a una dosis de 10 g de inóculo completo (suelo con fragmentos de raíz colonizados, esporas y micelio/pozo). El inóculo de *G. manihotis* tuvo 80 esporas/g de suelo y fragmentos de raíces de *Pueraria phaseoloides*, hospedante utilizado para el incremento de la MA, con 80% de colonización. El inóculo comercial se empleó utilizando una dosis de 15 g/pozo, conteniendo 12 esporas/g de suelo y fragmentos de raíces colonizados en 77%. Los porcentajes de colonización se obtuvieron aplicando la técnica de tinción de raíces con azul de tripano.

La dosificación empleada de los inóculos corresponde a estudios realizados por Rivillas⁹², sobre dosis de *Glomus manihotis* y de inóculos comerciales realizados en Cenicafé.

2.2.1.6 Extracción y cuantificación de esporas de MA de los inóculos utilizados. Para obtener las esporas de los inóculos evaluados se empleó la metodología de tamizado húmedo, descrita por Gerdeman y Nicolson, modificada por Rivillas:

Se tomaron 10 g del inóculo, se depositaron en un tamiz de 700 µm el cual estaba colocado sobre un tamiz de 250 µm y sobre éste un tamiz de 45 µm. La muestra se lavó con agua de la llave a presión, y se recogieron 25 ml del material depositado en el tamiz de 45 µm y se trasladaron a un tubo de centrifugación de 50 ml. Luego se agregó a cada tubo 25 ml de sucrosa al 80% (solución de azúcar) y se centrifugó por 3 minutos a 3.800 rpm. Las esporas localizadas en la interfase se retiraron de cada tubo usando una jeringa a la cual se le conectó una manguera para facilitar su extracción.

Una vez retiradas las esporas se depositaron en un tamiz de 45 µm y se lavaron con abundante agua para remover el azúcar, luego se pasaron a una caja petri donde se realizó el conteo (N° esporas/ g de suelo). Se

⁹² RIVILLAS O, C.A. Evaluación del daño económico ocasionado por la llaga macana del café. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. CHINCHINA. Informe Anual de Actividades de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná: Cenicafé, 1998. 22 p.

realizaron 3 conteos por cada muestra y luego se promedió la información⁽⁹³⁾.

2.2.1.7 Montaje de placas y observación de esporas al microscopio. Para visualizar la morfología de los hongos (número y características de las paredes de las esporas), y lograr su identificación se empleó un microscopio de luz con lentes de 20X, 40X y 100X, este último con aceite de inmersión.

Para el montaje de las esporas aisladas de los inóculos, se utilizó el reactivo P.V.LG. (polivinil-lacto-glicerol). Para ello, en un recipiente se mezclaron 100 mL de agua destilada, 100 mL de ácido láctico y 10 mL de glicerol. Posteriormente, se adicionó a la mezcla 16.6 g de alcohol polivinílico y se dejó 6 horas al baño maría (80°C). La solución se almacenó a temperatura ambiente.

En un porta objeto se depositó una gota de la solución P.V.L.G., y sobre ella se colocaron 2 ó 3 esporas de las micorrizas arbusculares (MA) aisladas del inóculo. Sobre estas se colocó un cubre objeto para su observación, este procedimiento se repitió varias veces para cada grupo de esporas aisladas (forma, tamaño, color).

2.2.2 Etapa II: efecto de la micorriza arbuscular en la protección de las raíces de Guayacán rosado contra *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*.

2.2.2.1 Plantas de *Tabebuia rosea*. Se utilizaron 120 plantas de *Tabebuia rosea*, provenientes de la interacción de 10 tratamientos, cada uno con 12 repeticiones. Las plántulas fueron transplantadas a bolsas plásticas negras de 17 x 23 cm con una capacidad de 2 kg, y se ubicaron en una casa de mallas.

Figura 3. Ubicación y desarrollo inicial de plantas de *Tabebuia rosea* en la casa de mallas.



⁽⁹³⁾ GERDERMAN Y NICHOLSON, citados por RIVILLAS, The effects of arbuscular mycorrhizal fungi on two different coffee varieties from Colombia and their biochemical detection in roots, Op. cit., p.26.

2.2.2.2 Sustratos. Se empleó la mezcla de suelo (6 kg) + arena (4 kg) + turba (39 kg) esterilizados en proporción 1:1:1 (volumen/volumen/volumen); suelo esterilizado (50 kg) y suelo sin esterilizar (150 kg).

Se utilizó suelo proveniente de la Subestación Central Naranjal (Anexo A). La esterilización de los sustratos se realizó en una autoclave de Cenicafé a 120°C y 15 lb de presión durante 2 horas.

2.2.2.3 Micorriza Arbuscular (MA). Se utilizó el inóculo comercial “Micorrizar”, el cual se seleccionó con base en el análisis estadístico de la etapa I.

2.2.2.4 Inóculo de *Meloidogyne* spp. Se empleó como inóculo de *Meloidogyne*, huevos del complejo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, con una dosis de 2.500 huevos/planta. La producción del inóculo del nematodo, se realizó en raíces de tomate *Lycopersicon sculentum* var. Rutgers.

El incremento del nematodo en las plantas de tomate se inició seis meses antes de la fecha prevista para la inoculación de los huevos en las raíces de Guayacán rosado. Durante este período, se realizaron tres almácigos de tomate con el fin de producir un inóculo de *Meloidogyne* sobre plantas de tomate de buena calidad. Las semillas de tomate se sembraron en arena y posteriormente se transplantaron las plántulas a bolsas de 2 kg de capacidad en un sustrato de suelo más pulpa de café en relación 3:1. Posteriormente, a los dos meses del transplante, se inocularon las raíces de tomate con 2 g/planta con fragmentos de raíces de café infectadas por *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, para lo cual se realizaron cuatro orificios cerca de las raíces del tomate con el fin de que el inóculo conteniendo el nematodo quedara en posibilidad de infectarlas.

Figura 4. Incremento de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en plantas de tomate (*Lycopersicon sculentum* var. Rutgers).



Para la extracción de los huevos de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* se siguió la metodología descrita por Barker:

Para ello, se tomaron las raíces de plantas de tomate infectadas con el complejo de huevos de *Meloidogyne incognita* y *javanica*, se lavaron con agua corriente y se cortaron en trozos de 1 a 2 cm. Luego se sumergieron en una solución de hipoclorito de sodio al 0.5%, el cual actúa como agente extractor. Posteriormente, se agitaron durante 5 minutos y se pasaron por tamices de 710, 250, 106, 25 y 10 μm , y en estos dos últimos quedaron retenidos los huevos, los cuales se lavaron con abundante agua de la llave para eliminar los residuos del hipoclorito; posteriormente la disolución se taró a un volumen de 30 ml. El recuento de los huevos recolectados en ese volumen, se efectuó en una cámara de recuento de 1ml de capacidad, realizándose tres lecturas en el microscopio óptico con el objetivo de 10x y se promedió la información. Con esta información se tomó el volumen requerido para la inoculación de 2500 huevos por planta⁽⁹⁴⁾.

Nematicida. Se utilizó el nematicida Carbofuran (Furadán 3% G), en dosis de 1 g por planta, el cual se aplicó en el sustrato alrededor de la planta. En los tratamientos que no fueron inoculados con el nematodo, la aplicación se hizo en el momento del transplante a la bolsa, y para los tratamientos inoculados con el nematodo, se aplicó una semana después de la inoculación con *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*.

2.3 METODOLOGÍA

2.3.1 Etapa I: evaluación de la interacción MA – sustrato. Los cuatro sustratos seleccionados, arena esterilizada (ArE), arena sin esterilizar (ArsinE), suelo más arena esterilizados (S+ArE), y suelo más arena sin esterilizar (S+AsinE) se evaluaron con los dos tipos de micorriza arbuscular, y un testigo absoluto sin la adición de la MA (Tabla 1). El experimento se realizó bajo un diseño experimental completamente aleatorio, en el cual la unidad experimental estuvo conformada por 8 pozos (unidades de muestreo).

⁹⁴ BARKER, K. Nematode extraction and bioassays, citados por HINCAPIÉ, D.; LEGUIZAMÓN, J. Efecto de *Verticillium chlamydosporium* en el control de *Meloidogyne* spp. en almácigos de café, Var. Caturra. En: Cenicafé. Chinchiná. Vol. 50, No. 4 (1999); p.286-298.

Tabla 1. Descripción de tratamientos (Etapa I).

Tratamiento		Descripción
1	ArE+Gm	Arena esterilizada con <i>Glomus manihotis</i>
2	ArE+IC	Arena esterilizada con Inóculo comercial
3	ArE (Testigo)	Arena esterilizada sin Micorriza (Testigo)
4	ArsinE+Gm	Arena sin esterilizar con <i>Glomus manihotis</i>
5	ArsinE+IC	Arena sin esterilizar con Inóculo comercial
6	ArsinE (Testigo)	Arena sin esterilizar sin Micorriza (Testigo)
7	S+ArE+Gm	Suelo+Arena (1:1) esterilizados con <i>Glomus manihotis</i>
8	S+ArE+IC	Suelo+Arena (1:1) esterilizados con Inóculo comercial
9	S+ArE (Testigo)	Suelo+Arena (1:1) esterilizados sin Micorriza (Testigo)
10	S+ArsinE+Gm	Suelo+Arena (1:1) sin esterilizar con <i>Glomus manihotis</i>
11	S+ArsinE+IC	Suelo+Arena (1:1) sin esterilizar con Inóculo comercial
12	S+ArsinE (Testigo)	Suelo+Arena (1:1) sin esterilizar sin Micorriza (Testigo)

Por cada tratamiento (en cada sustrato a evaluar), se tuvieron 20 unidades experimentales (U.E), determinadas estadísticamente, de acuerdo con los siguientes criterios: varianza estimada en 81 asociada a un promedio de 39% de colonización, una confiabilidad del 85%, un nivel de significación del 5%, y una diferencia mínima aceptable del 10% de colonización, información obtenida en plátano por Jaramillo⁹⁵.

Cada unidad mínima de muestreo (pozo), de las unidades experimentales, se llenó con el sustrato de siembra hasta 12 cm de altura de la cavidad, a partir de allí se colocó la capa de inóculo de la MA (en el tercio superior de la cavidad) y finalmente se completó el llenado con el mismo sustrato.

Las semillas de Guayacán rosado se sembraron a un centímetro de profundidad en el sustrato colocando dos en cada pozo, con el propósito de garantizar mínimo la presencia de una planta por pozo (Figuras 5 y 6). A los 22 días después de la siembra de las semillas, se retiró una plántula en aquellos pozos donde germinaron las 2 semillas.

⁹⁵ JARAMILLO, Op. Cit., p. 91.

Figura 5. Procedimiento de inoculación de las MA y siembra de las semillas.

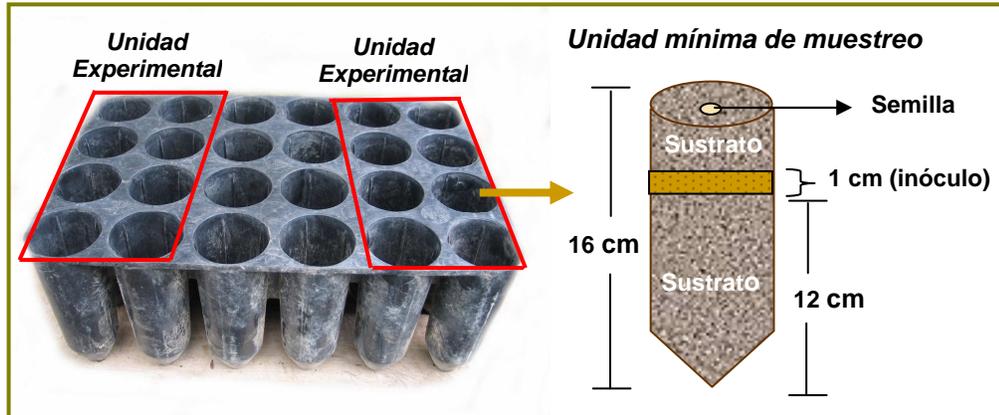


Figura 6. A. Ubicación del inóculo de la MA en las bandejas. B. Siembra de la semilla de Guayacán rosado.



Las bandejas se colocaron sobre mesas, de acuerdo con la aleatorización, dentro de una casa de mallas y permanecieron en esta etapa (germinador) por un período de 45 días, tiempo que se considera adecuado para que se presente la asociación simbiótica, de acuerdo con previos estudios sobre la asociación de micorrizas arbusculares con raíces de Guayacán rosado, realizados en Cenicafé.

Cada uno de los sustratos de siembra se humedeció a capacidad de campo antes de la siembra de las semillas. Este nivel de humedad se mantuvo a través de riegos diarios (agua de la llave), durante toda la etapa de germinador aplicando agua en las primeras horas de la mañana o al finalizar la tarde, con el propósito de evitar que el sustrato se seque y de este modo se pudiera presentar condiciones desfavorables a la germinación de las semillas o daño en las raíces por deshidratación, especialmente en el sustrato de arena por el excesivo calentamiento de ese sustrato.

Transcurridos 45 días (germinador), en cada tratamiento y en cada unidad experimental se evaluaron las variables de respuesta y las complementarias.

Variables de respuesta:

1. Porcentaje de Colonización de raíces por las MA (Tinción de raíces).
2. Porcentaje de unidades de muestreo en cada grado de ataque de *Meloidogyne* spp. (nematodos nativos).

Variables complementarias:

1. Porcentaje de germinación de la semilla.
2. Índice de vigor germinativo
3. Porcentaje de unidades de muestreo con ataque de *Rhizoctonia solani*.
4. Peso fresco (raíz y parte aérea)
5. Altura.

2.3.1.1 Análisis estadístico (Etapa I). Para cada sustrato y tratamiento, se determinaron los promedios y variación, tanto con las variables de respuesta como con las variables complementarias.

Para cada sustrato, se hizo el análisis de varianza, bajo el diseño completamente aleatorio, con las variables de respuesta.

Se realizaron las pruebas estadísticas (Prueba de contraste al 5% y estadístico de prueba F) y se seleccionó la MA que se utilizaría en la etapa II, teniendo como criterio la de mayor porcentaje de colonización radical y la de menor grado de ataque del nematodo.

Se realizó el análisis de varianza de cada sustrato, se aplicó la prueba de Tukey al 5%, y se seleccionó el sustrato donde las plantas tuvieron el mayor porcentaje de colonización de la MA y menor grado ataque del nematodo, teniendo en cuenta además el criterio de ser el más económico y el más práctico para el productor.

En el porcentaje de germinación y el vigor de la semilla se realizó el análisis de varianza y se aplicó la prueba de Tukey al 5% para determinar las diferencias entre las plántulas tratadas con las MA y el testigo bajo un sustrato común. Se tomó de cada sustrato el tratamiento con mayor porcentaje de germinación y con el valor más alto de vigor, y con ellos se realizó un análisis de varianza de una sola vía. Se utilizó la prueba de Duncan al 5% para determinar las diferencias entre los sustratos en esas dos variables.

2.3.2 Etapa II: efecto de la micorriza arbuscular en la protección de las raíces de Guayacán rosado contra *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Con el análisis de la etapa I se seleccionó al inóculo comercial “Micorrizar”, como aquel que tuvo la mejor respuesta en la variable porcentaje de colonización de la MA en germinador.

En almácigo se evaluaron tres sustratos:

- suelo+arena+turba 1:1:1 (V/V/V)
- suelo esterilizado
- suelo sin esterilizar

En cada sustrato se evaluaron las plantas inoculadas con la MA, y se tuvieron dos testigos que consistieron en plantas sin la MA en suelo sin esterilizar; el primero con aplicación de nematicida (testigo relativo), y el segundo sin nematicida (testigo absoluto).

A su vez cada tratamiento (Tabla 2), se evaluó con y sin nematodos (modalidad), bajo un diseño experimental completamente aleatorio, en arreglo factorial 5x2 (5 tratamientos, dos modalidades). De este modo se asignaron 10 tratamientos.

El número de unidades experimentales por tratamiento fue de 12, definido de acuerdo con la estimación de la varianza obtenida en la etapa anterior, una confiabilidad mayor de 85%, un nivel de significancia del 5%, y una diferencia mínima aceptable de 10% en la variable colonización. La unidad experimental (U.E) estuvo conformada por una planta.

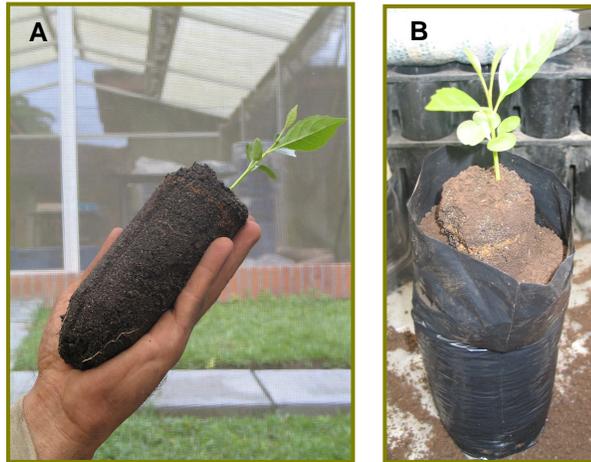
Tabla 2. Descripción de tratamientos (Etapa II).

Tratamiento	Modalidad	Descripción
1	Sin inoculación de nematodos	Planta+IC (Suelo+arena+turba)
2		Planta+IC (Suelo esterilizado)
3		Planta+IC (Suelo sin esterilizar)
4		Planta-IC (Suelo sin esterilizar) + nematicida (momento de la siembra) (Testigo relativo)
5		Planta-IC (Suelo sin esterilizar) - nematicida (Testigo absoluto)
6	Con inoculación de nematodos	Planta+IC (Suelo+arena+turba)
7		Planta+IC (Suelo esterilizado)
8		Planta+IC (Suelo sin esterilizar)
9		Planta-IC (Suelo sin esterilizar) + nematicida (1 SD nematodo) (Testigo relativo)
10		Planta-IC (Suelo sin esterilizar) - nematicida (Testigo absoluto)

Esta etapa se inició desde el germinador, aplicando el mejor tratamiento obtenido de la primera etapa (inóculo comercial “Micorrizar” y el sustrato suelo+arena sin esterilizar). Para ello se sembraron en bandejas forestales 120 semillas de

Guayacán rosado (10 tratamientos x 12 U.E) empleando la misma metodología de inoculación de la MA utilizada en la primera etapa (sección 2.3.1). Estas plantas se dejaron 45 días en germinador, una vez transcurrido este período, cada plántula se transplantó a bolsas plásticas con una capacidad de 2 Kg en los diferentes sustratos (Tabla 2). En el momento del transplante, se retiró de cada pozo de la bandeja la planta con el pilón, tratando de no disturbar el sustrato ni las raíces de las plantas (Figura 7). Las plantas permanecieron en condiciones de casa de malla, por un período de seis meses.

Figura 7. A. Planta de Guayacán con el pilón. B. transplante a bolsa.



Treinta días después de la siembra de las plantas en la bolsa, se realizó la inoculación del nematodo en las raíces, en aquellos tratamientos que debían ser inoculados. Con este propósito se retiró parte del sustrato hasta encontrar raíces secundarias a las cuales se les inoculó con una micropipeta una suspensión de 2500 huevos de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Posteriormente, se taparon las raíces con el mismo sustrato (Figura 8). El nematicida se aplicó (1 g/planta) a los tratamientos correspondientes una semana después de la inoculación con los huevos.

Figura 8. Inoculación de huevos de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en raíces de Guayacán rosado.



Durante la etapa de almácigo, se regaron las plantas manteniendo una adecuada humedad en el sustrato. El riego se hizo con agua de la llave (pH de 7.5 a 24°C). El volumen de agua que se aplicó estuvo entre 60 y 100 ml/planta, según la edad de las plantas y las condiciones de humedad del sustrato.

Treinta días después del transplante, se realizó una vez por semana hasta terminar el experimento, la fertilización con la solución nutritiva de Hoagland's al 25%, la cual tuvo la adición de macro y micro elementos (Anexo B). Se aplicaron 30 ml/planta directamente al suelo hasta la sexta semana, y a partir de ese momento se incrementó la cantidad de acuerdo al crecimiento de las plantas (40 ml/planta) hasta la novena semana.

Se realizaron dos evaluaciones en las plantas a los tres y seis meses después de sembradas en el almácigo, tomando aleatoriamente 6 unidades experimentales por tratamiento, en cada evaluación.

Las variables de respuesta fueron:

1. Porcentaje de Colonización de raíces por la MA (Tinción de raíces).
2. Número de estadios del nematodo.

Las variables complementarias fueron:

1. Porcentaje de unidades experimentales en cada grado de ataque de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*.
2. Diámetro del tallo
3. Altura
4. Peso fresco y seco (raíz y parte aérea).

2.3.2.1 Análisis estadístico (Etapa II). Para cada tratamiento, se determinaron promedios y variación, tanto en las variables de respuesta como en las variables complementarias.

Se realizó un análisis de varianza bajo el diseño completamente aleatorizado en arreglo factorial 5X2, con las variables de respuesta.

Se evaluó la interacción tratamiento por modalidad y el efecto de los factores por separado, aplicando la prueba de Duncan al 5%, para seleccionar el tratamiento de mayor porcentaje de colonización y el de menor número de estadíos.

2.3.3 Germinación de semillas (%). La germinación de las semillas se evaluó diariamente en todos los tratamientos, a través del conteo de las semillas germinadas. Se consideró germinación a la emergencia de la radícula y la plúmula a partir del embrión. En estas se determinó la presencia de semillas que germinaron de manera irregular, haciendo las observaciones pertinentes. La fórmula que se utilizó para la germinación fue la de Trujillo⁹⁶:

$$G (\%) = \frac{\text{Semillas germinadas} / \text{Tratamiento}}{\text{Número de semillas sembradas}} \times 100$$

2.3.4 Vigor germinativo. Este parámetro se evaluó por medio del Índice de Czabator⁹⁷ (I.C). Este índice se halló para cada unidad de muestreo, con el fin de medir la rapidéz y uniformidad en el crecimiento de las semillas.

El vigor germinativo se determinó con la fórmula:

$$VG = VM * GDM$$

VM correspondió al valor máximo que se presentó entre los valores producto de la división del porcentaje acumulado de germinación y la cantidad de días que tardó en obtenerse; y **GDM** es la germinación media diaria, calculada como la razón entre el porcentaje final de germinación y el número de días transcurridos hasta llegar a ese valor.

2.3.5 Ataque de *Rhizoctonia solani*. Durante el proceso de germinación de las semillas se evaluó la presencia del hongo *Rhizoctonia solani* (presencia o ausencia), el cual produce lesiones en estadíos tempranos de germinación o el volcamiento cuando la semilla ya ha germinado.

⁹⁶ TRUJILLO, E. Manejo de semillas, viveros y plantación inicial. Reproducción sexual y vegetativa. Bogotá: SEMICOL, 1989. 52 p. (Serie Técnica no. 1).

⁹⁷ CZABATOR, F. Germination Value: An Index Combining Speed and Completeness of Pine Seed Germination. In: *Forest Science*. Vol. 8, No. 4 (1962); p.386–396.

2.3.6 Determinación del peso fresco de la planta. Esta variable se procesó para las raíces y parte aérea de cada una de las plantas. La parte aérea se separó de las raíces y éstas se lavaron con agua de la llave para eliminarles el suelo adherido a ellas. Una vez lavadas y sin exceso de humedad (puestas sobre toallas de papel) se tomó el peso fresco de cada planta por tratamiento y repetición.

2.3.7 Determinación del peso seco de la planta. Esta variable se determinó tanto para la parte aérea (tallo y hojas) como para las raíces. La parte aérea de la planta se separó de las raíces por el cuello. Las raíces se lavaron con agua a presión con el fin de desprender el suelo que queda en ellas para luego ser pesadas. Después de obtenida la cantidad de raíz necesaria para la tinción y para estadíos, se llevaron las raíces dentro de bolsas de papel a una estufa a 80°C durante 3 días. Luego de esto se tomó el peso seco de cada planta.

2.3.8 Determinación de la altura. La altura de cada una de las plantas se midió (decámetro) desde la base del cuello de la raíz hasta la yema apical.

2.3.9 Determinación del diámetro del tallo. El diámetro del tallo (mm) se midió en la base del cuello de la raíz de cada planta, empleando un nonio digital.

2.3.10 Presencia de *Meloidogyne* spp. Para evaluar la susceptibilidad de *Tabebuia rosea* a *Meloidogyne* spp, se utilizó la escala de calificación para la infección de *Meloidogyne* propuesta por Taylor⁽⁹⁸⁾, la cual fue modificada para café por Leguizamón y ajustada para las raíces de Guayacán rosado por Yandar⁹⁹ y Rivillas¹⁰⁰ (Tabla 3).

⁽⁹⁸⁾ TAYLOR, citado por LEGUIZAMÓN C., J. E. Efecto de *Meloidogyne* en plantaciones establecidas de café var. Caturra. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná: Cenicafé, 1991.

⁹⁹ ENTREVISTA con Silvana Yandar Erazo, Ingeniera Agroforestal, Centro Nacional de Investigaciones de Café. Chinchiná, marzo de 2006.

¹⁰⁰ ENTREVISTA con Carlos Rivillas Osorio, Investigador Centro Nacional de Investigaciones de Café. Chinchiná, marzo de 2006.

Tabla 3. Escala de calificación para la infección de *Meloidogyne* spp.

Grado	Descripción del daño
1	Ausencia de daño.
2	Con una nudosidad y hasta el 10% de las raíces laterales afectadas. Sin nudos en la raíz pivotante. Ausencia de bifurcación en la raíz principal.
3	Entre el 11 y el 25% de las raíces laterales con nudosidades. Raíz pivotante sin nudosidades. Ausencia de bifurcación en la raíz principal.
4	Entre el 26 y el 50% de las raíces laterales con nudosidades. Presencia ocasional de nudos en la raíz pivotante. Inicio de bifurcación en la raíz principal.
5	Entre el 51 y 75% de las raíces laterales con nudosidades. Presencia de nudos en la raíz pivotante y bifurcación en la raíz principal.
6	Más del 76% de las raíces laterales con nudosidades. Presencia de abundantes nudos en la raíz pivotante y bifurcación de ésta.

2.3.11 Tinción de raíces. El porcentaje de colonización de la MA, fue determinado mediante la técnica de tinción con azul de tripano de Phillips y Hayman¹⁰¹, modificada por Rivillas¹⁰²:

Las raíces fueron separadas del suelo y lavadas con agua de la llave, para desprender de éstas todas las partículas de suelo adheridas. Se hizo un muestreo al azar de todo el sistema radical de la planta, y se tomó 1 g de raíz, el cual se colocó en tubos de ensayos debidamente rotulados.

Luego, se aplicó una solución de KOH al 2.5% en cada uno de los tubos de ensayo hasta que todas las raíces quedaron con el reactivo y se llevaron al baño maría a 90°C durante 1 hora. Después de ese tiempo, se decantó el KOH y se adicionó nuevo KOH a cada una de las muestras. El procedimiento antes descrito fue repetido dos veces, con el propósito de observar con claridad los diferentes propágulos del hongo en las raíces.

Posteriormente, se aplicó una solución de HCL al 2.0% a las raíces en los tubos de ensayo y se dejó por 1 hora a temperatura ambiente, con el fin de lograr buena saturación. Luego, se decantó el HCL y las raíces fueron lavadas con agua de llave. Inmediatamente se aplicó una solución de Azul de tripano al 0.05% y las raíces se llevaron a baño maría a 90°C por 1 hora. Finalmente, se decantó

¹⁰¹ PHILLIPS, J.M.; y HAYMAN, D.J. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *In: Transactions of the British Mycological Society*. Vol. 55 (1970), p.158-161.

¹⁰² RIVILLAS, The effects of arbuscular mycorrhizal fungi on two different coffee varieties from Colombia and their biochemical detection in roots, *Op. Cit.*, p.88.

el Azul de tripano y las muestras de raíces se dejaron en cajas petri con glicerol (50%) para removerles el exceso de colorante.

Por cada planta se hicieron 3 placas, en las cuales se colocaron 5 raíces (cada una de 2 cm de longitud) por cada placa. Las raíces se observaron al microscopio de luz (10X, 40X, 100X) y se contaron los campos totales observados y los campos colonizados con algunas de las estructuras de la MA (hifa, arbúsculos, vesículas, esporas). El porcentaje de colonización se obtuvo por medio de la siguiente relación:

$$\text{Colonización (\%)} = \frac{\text{Campos colonizados}}{\text{Campos observados}} \times 100$$

2.3.12 Estadíos del nematodo agallador (técnica enzimática). Para determinar el número de estadíos, se tomó aleatoriamente 1 g de raíz con y sin nudosidades y se fijó para su montaje, siguiendo el método rápido con lactofenol de Franklin y Goodey:

Este método usa un medio que contiene:

- Phenol (líquido): 1 parte
- Acido láctico: 1 parte
- Glicerol: 2 partes
- Agua destilada: 1 parte

Las raíces se colocaron en frascos con lactofenol para su conservación hasta el momento de su uso. Posteriormente se sacaron las raíces de los frascos con lactofenol y se enjuagaron con agua destilada y se colocaron en un vaso de precipitado.

Separadamente, se preparó una mezcla con las enzimas celulasa y pectinasa al 1% (peso/volumen). Para ello se mezcló 1 g de cada enzima diluido en 100 ml de agua destilada. A cada muestra de raíz se le agregó 5 ml de cada una de las enzimas y se le adicionó sulfato de estreptomycin (0.1g/100ml) para evitar contaminación bacteriana. Los trozos de raíces sumergidos en esta solución de enzimas se incubaron durante seis días (150 horas) a 28°C.

Posteriormente las raíces se removieron de la solución y se colocaron en agua de la llave. Luego se seccionaron los trozos de raíces recuperando los diferentes estadíos. Estos se mantuvieron a 5°C hasta el momento de su lectura. La suspensión de estadíos se pasó por los tamices de 710µm, 250µm, 75µm y 25µm.

El material recolectado en los dos últimos tamices se pasó a un vaso de precipitado y se le adicionó 20 ml de agua destilada, se agitó con una pipeta para homogeneizar, la solución y se tomó una alícuota de 1 ml, la cual se depositó en una cámara de recuento de nematodos, contándose los diferentes estadios bajo el microscopio con el objetivo de 10X. De cada muestra se hicieron tres recuentos y se promediaron⁽¹⁰³⁾.

⁽¹⁰³⁾ FRANKLIN Y GOODEY. Laboratory methods for work with plant and soil nematodes, citados por VERGEL C., D.M. Metodología de evaluación de la resistencia a nematodos del nudo radical (*Meloidogyne* spp.) en *Coffea* spp y evaluación de germoplasma de café. Santafé de Bogotá, 1999, 129 p. Trabajo de grado (M. Sc. en Fitopatología). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 ETAPA I (GERMINADOR)

En la variable porcentaje de germinación (Tabla 4), la prueba de Tukey al 5% no presentó diferencias estadísticas significativas entre las MA en los sustratos arena esterilizada, arena sin esterilizar y suelo+arena esterilizados. En estos sustratos, las semillas de *T. rosea* germinaron de igual manera, con y sin la asociación de las MA (*Glomus manihotis* y el inóculo comercial). En el sustrato suelo+arena sin esterilizar, se presentaron diferencias estadísticas con el inóculo comercial, el cual tuvo el menor porcentaje de germinación. Estos resultados mostraron que las semillas de *T. rosea* no dependieron para su germinación de la presencia de la MA, ya que estos microorganismos establecen la simbiosis con las raíces de la planta. Correa, menciona que: “La germinación de una semilla se considera como la emergencia de la radícula y plúmula a partir del embrión”¹⁰⁴, y en este proceso aún no hay presencia de raíces secundarias. De acuerdo con Brundrett¹⁰⁵ *et al.*, los hongos micorrícicos únicamente colonizan a partir de raíces secundarias.

De este modo, la MA influye en una fase posterior a la germinación, es decir cuando en la plántula hay formación de pelos absorbentes y las hifas del hongo puedan establecer contacto con ellos.

¹⁰⁴ CORREA, J. Fisiología de semillas y plántulas. Medellín: Universidad Nacional de Colombia, 2002. 153 p.

¹⁰⁵ BRUNDRETT, M.C.; PICHÉ, Y.; y PETERSON, R.L. A developmental study of the early stages in vesicular-arbuscular mycorrhiza foramtion. Can. J. Bot. Vol. 63 (1985); p. 184-194.

Tabla 4. Germinación (%) y vigor (I.C) de las semillas de *T. rosea*, en los tratamientos con las MA y el testigo, en cada uno de los sustratos (Anexo C y D).

Sustrato	Micorriza arbuscular	Germinación (%)		Vigor semilla (I.C)	
		Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)
Arena esterilizada	<i>Glomus manihotis</i>	72.5 edf	30.43	0.63 e	49.79
	Inóculo comercial	76.9 bcdef	23.46	0.89 cde	81.35
	Sin micorriza	70.0 ef	26.01	0.78 de	46.52
Arena sin esterilizar	<i>Glomus manihotis</i>	90.6 abc	12.15	1.39 ab	30.85
	Inóculo comercial	75.9 cdef	33.38	1.00 bcde	52.38
	Sin micorriza	84.6 abcde	21.75	1.25 abcd	42.47
Suelo+arena esterilizados	<i>Glomus manihotis</i>	96.6 a	4.44	1.63 a	16.36
	Inóculo comercial	93.4 ab	10.06	1.36 abc	34.65
	Sin micorriza	89.7 abc	12.02	1.02 bcde	41.6
Suelo+arena sin esterilizar	<i>Glomus manihotis</i>	87.5 abcd	15.55	1.34 abc	42.04
	Inóculo comercial	66.6 f	26.61	0.7 e	43.66
	Sin micorriza	80.9 abcdef	20.73	1.04 bcde	41.94

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Tukey al 5%.

El vigor de las semillas de *T. rosea* (Tabla 4) evaluado mediante los indicadores IC, GDM y VM (Anexo E), no mostró diferencias estadísticas significativas entre los inóculos de MA en los sustratos arena esterilizada y arena sin esterilizar. En suelo+arena sin esterilizar con el inóculo comercial, se presentó el valor más bajo en el índice de vigor (0.7), resultado que se asoció con el bajo porcentaje de germinación que presentó ese tratamiento. Hubo diferencias estadísticas significativas a favor de *G. manihotis* con respecto al testigo en el sustrato suelo+arena esterilizados, el cual tuvo el más alto índice de vigor (1.63). Este resultado se puede atribuir al efecto del sustrato en el cual se formuló *G. manihotis*, el cual permitió que las semillas de *T. rosea* fueran más vigorosas. Al igual que para la variable germinación, el vigor de la semilla no se favoreció por la presencia de la MA, debido a que estos organismos sólo establecen simbiosis con las raíces secundarias y terciarias de las plantas.

Un aspecto de interés en esta parte del trabajo, fue el hecho que a pesar de no haber diferencias estadísticas entre las MA en cada sustrato, los mayores porcentajes de germinación se presentaron con *G. manihotis*, lo cual no se debió seguramente al efecto de la simbiosis con el hongo, sino probablemente a que el sustrato en el que se produjo el inóculo de ésta MA fue un suelo con mayor materia orgánica y mejor retención de humedad, lo cual facilitó la germinación de la semilla (apreciación visual). En este estudio se presentaron diferencias estadísticas entre *G. manihotis* y el inóculo comercial en la variable germinación de la semilla, las cuales en contacto con *G. manihotis* presentaron el mayor porcentaje de germinación (Tabla 5). Este resultado evidencia que el suelo donde se produjo *G. manihotis* tuvo un efecto favorable durante el proceso de germinación de la semilla de *T. rosea*.

Tabla 5. Germinación de las semillas de *T. rosea* (%) inoculadas con las dos MA (Anexo F).

Micorriza arbuscular	Germinación (%)
<i>G. manihotis</i>	87 a
Inóculo comercial	78 b

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Duncan al 5%.

Al comparar los sustratos evaluados, la germinación de las semillas mostró diferencias estadísticas significativas entre los sustratos arena esterilizada y sin esterilizar. De igual manera, se presentaron diferencias estadísticas significativas entre los sustratos suelo+arena esterilizados y sin esterilizar (Tabla 6). En arena sin esterilizar se tuvo un alto porcentaje de germinación; sin embargo, al incorporar el suelo a la arena se hace necesario un manejo de desinfección debido a la presencia de microorganismos patógenos que pueden afectar la germinación. Según los resultados obtenidos en este estudio, el mayor porcentaje de germinación se presentó en el sustrato suelo+arena esterilizados (97%), seguido de los sustratos de arena sin esterilizar y suelo+arena sin esterilizar (91% y 88%, respectivamente). En estos dos últimos sustratos, no se presentaron diferencias estadísticas en las variables porcentaje de germinación y vigor. Los porcentajes de germinación obtenidos coinciden con los reportados por Miranda¹⁰⁶, quien obtuvo germinación del 79 al 90%, en semillas de Guayacán rosado recién colectadas.

Tabla 6. Germinación y vigor de las semillas de *T. rosea* en cada uno de los sustratos evaluados (Anexo G y H).

Sustrato	Germinación (%)	Vigor semilla (I.C)
	Promedio	Promedio
Arena esterilizada	77 c	0.9 b
Arena sin esterilizar	91 ab	1.4 a
Suelo+arena esterilizados	97 a	1.6 a
Suelo+arena sin esterilizar	88 b	1.3 a

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Duncan al 5%.

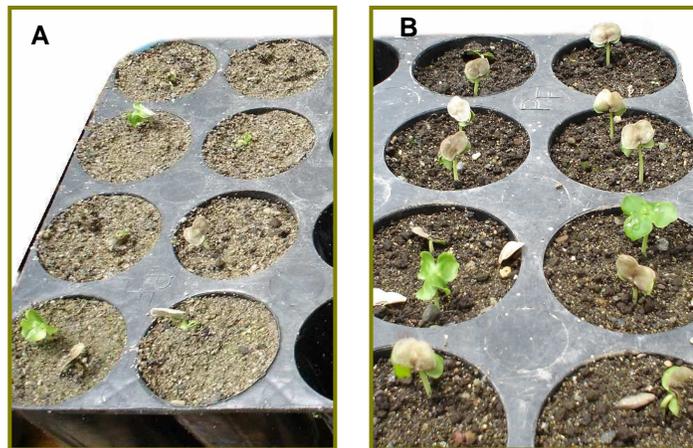
Considerando que la esterilización del sustrato se hizo sólo para el efecto de establecer comparaciones entre algunos tratamientos, ya que este procedimiento no es una labor práctica para el productor, se recomienda el uso del sustrato suelo+arena sin esterilizar como el más adecuado para la germinación y vigor de las semillas de *T. rosea*, teniendo en cuenta que en este sustrato se presentaron

¹⁰⁶ MIRANDA, F. Especies Forestales Estratégicas. México: Gaceta de la Red Mexicana de Germoplasma Forestal – SEMARNAP - PRONARE. 1999. (Fichas Técnicas no. 3-7).

los más altos valores en la variable colonización radical (Tabla 7), condición esencial para cumplir con el objetivo de esta investigación.

Los resultados de este estudio, indican que la germinación de las semillas de *T. rosea* se afectó por el sustrato, y por tanto, este material debe ser tenido en cuenta en la preparación de un germinador para esta especie forestal (Figura 9).

Figura 9. Germinación de las semillas de *T. rosea*, 9 días después de la siembra. **A.** Sustrato de arena. **B.** Sustrato de suelo+arena.



Toumry y Korstian¹⁰⁷, mencionan que la energía germinativa “vigor” es el factor más importante que se debe considerar en la calidad de la semilla, incluso superior al de la capacidad de germinación. Según Czabator¹⁰⁸, conocer el valor absoluto de la germinación total no es significativo, ya que un lote de semilla que obtiene un 95% de germinación en 15 días, obviamente tiene un componente más alto de semillas vigorosas que uno que requiere 45 días para lograr el mismo porcentaje de germinación. En este estudio, la velocidad de germinación tuvo un alto potencial germinativo, el cual comenzó a los 7 días y completó el proceso a los 15 días después de la siembra (Figura 10). Según lo reportado por Méndez y Soihet¹⁰⁹ y Miranda¹¹⁰, el tiempo necesario para que se inicie la germinación de las semillas de *T. rosea* es a los 25 días después de la siembra.

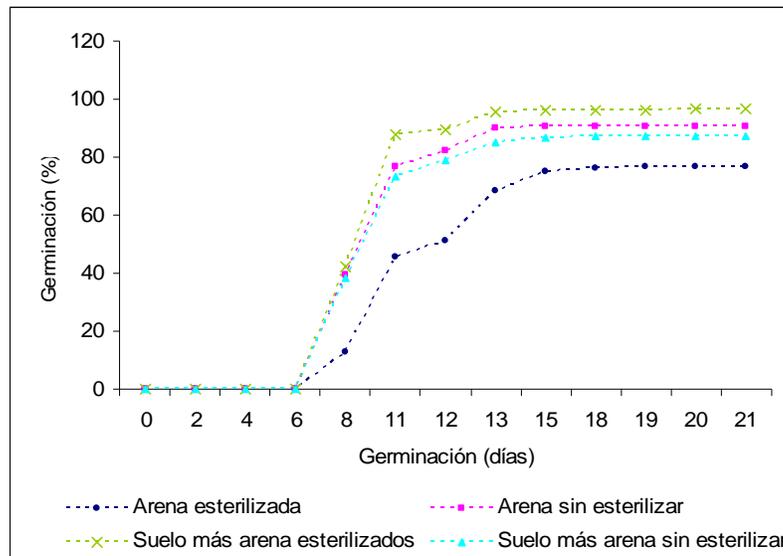
¹⁰⁷ TOUMEY, J. W., y KORSTIAN, C. F. Seeding and planting in the practice of forestry. 3rd ed. New York: Wiley, 1942. 520 p.

¹⁰⁸ CZABATOR, Op. cit., p.386–396.

¹⁰⁹ MÉNDEZ, J. M.; y SOIHET, C. Manejo de Semillas Forestales. Costa Rica: CATIE. 1997. (Nota Técnica no. 8).

¹¹⁰ MIRANDA, Op. cit., p. 3-7.

Figura 10. Vigor germinativo de las semillas de *T. rosea* (%) en los sustratos evaluados.



Durante el proceso de germinación de las semillas se evaluó la presencia del hongo patógeno *Rhizoctonia solani*, y de algún otro organismo que pudiera producir en las semillas Damping-off. A los 15 días después de la siembra de la semilla, se observó que algunas plantas en el sustrato de arena presentaron quemazón en las hojas y daño en el cuello, observándose una mancha negra que lo rodeó completamente y produjo un estrangulamiento que provocó el volcamiento de 15 plántulas de un total de 1598. Se identificaron como los agentes causales a los hongos *Curvularia* spp, *Fusarium* spp, y *Pythium* spp. (Figura 11). En este experimento el hongo *R. solani* no se encontró en la fase de germinador.

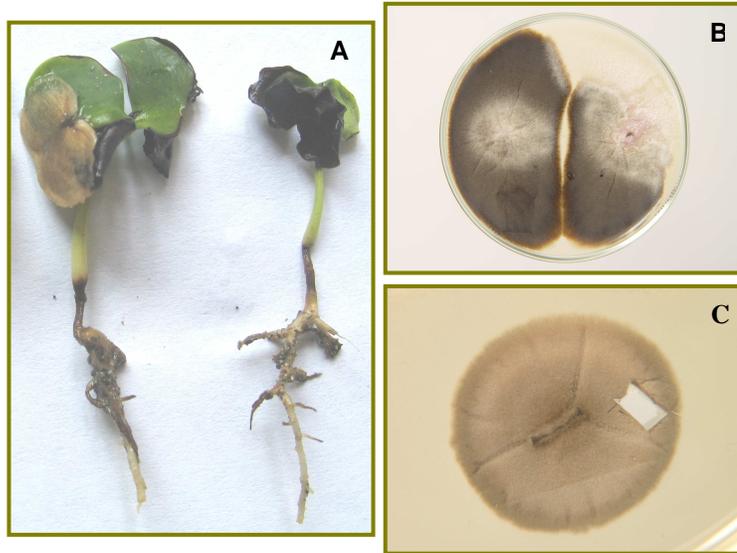
En estudios realizados a lotes de semillas de *T. rosea* en otros países han encontrado resultados similares. Méndez y Soihet¹¹¹, Miranda¹¹², han reportado como los hongos de mayor incidencia a *Fusarium* sp., *Cladosporium* sp., *Nigrospora* sp. y *Curvularia* sp; en menor proporción *Ascochyta* sp. y *Phomosis* sp. Avila¹¹³ menciona como agentes causales de damping off a *Phytium*, *Phytophthora*, *Fusarium* y *Rhizoctonia*, que en forma conjunta engloban casi las dos terceras partes de los problemas de enfermedades fungosas en raíces de especies forestales

¹¹¹ MÉNDEZ y SOIHET, Op. cit.

¹¹² MIRANDA, Op. cit.

¹¹³ ÁVILA, G. Plagas, enfermedades y micorrizas en viveros forestales. [en línea]. [Chile]: Universidad de Chile, 2004. [Citado el 22 de febrero de 2006]. Disponible en Internet. URL : <<http://146.83.41.79/pforestal/archiv.htm>>

Figura 11. **A.** Necrosis de la hoja de *T. rosea* y estrangulamiento en el cuello de la planta. **B.** Aislamiento de los hongos *Curvularia* spp. (izquierda) y *Fusarium* spp. (derecha). **C.** Aislamiento de *Pythium* spp.



El grado de ataque de *Meloidogyne* nativo que pudiera estar presente en los sustratos sin esterilizar, mostró que en ninguno de los tratamientos se presentaron nudosidades en las raíces laterales ni daño en el cuello y raíz pivotante a los 45 días después de la siembra de la semilla (Figura 12). Este resultado, indica que no hubo población de nematodos nativos. Rivillas¹¹⁴, en investigaciones realizadas inoculando nematodos en plántulas de café de diferentes estados de desarrollo, demostró que en la medida que las plantas están próximas al transplante (seis meses), se reduce drásticamente el daño en la raíz pivotante y en el cuello, lo cual significa que el período crítico de establecimiento de las poblaciones de *Meloidogyne* spp, es en los primeros estados de desarrollo de las plantas en el almácigo.

¹¹⁴ Rivillas, Nematodos, Op. cit.; p. 91-99.

Figura 12. Plantas de *T. rosea* sin daño por nematodos en las raíces, 45 días después de la siembra de la semilla.



La colonización de las MA, mostró efecto de éstas en cada sustrato, con diferencias a favor y valores más altos en las micorrizas arbusculares, con respecto al testigo (Anexos I, J, K, L). La prueba de contraste al 5% (*Glomus manihotis* Vs. Inóculo comercial), tuvo efecto en la colonización ($P > F$ 0.0001), mostrando que el inóculo comercial presentó los mayores porcentajes de colonización (Anexos LL, M, N, Ñ). La inoculación de cada una de las micorrizas arbusculares *G. manihotis* y el inóculo comercial tuvo efecto positivo sobre la colonización radical en las plantas de *Tabebuia rosea* presentando los valores más altos comparados con las plantas testigo (Tabla 7). Es de destacar, que las raíces de las plantas testigo (sin inoculación con la MA), fueron colonizadas por MA nativas, presentes en el sustrato suelo+arena sin esterilizar. Al respecto, Castro¹¹⁵, menciona que los microorganismos benéficos nativos del suelo, pueden asociarse con especies de MA introducidas produciendo una interacción de sinergia y potencializando la acción que estimula el crecimiento de las plantas. Turnau y Haselwandter¹¹⁶, manifiestan que aunque los hongos nativos pueden estar adaptados a las condiciones de suelo y clima, en algunos casos la inoculación con MA introducidas puede ser de mayor beneficio.

¹¹⁵ CASTRO, Op. cit., 220 p.

¹¹⁶ TURNAU, K.; y HASELWANDTER, K. Arbuscular mycorrhizal fungi, an essential component of soil microflora in ecosystem restoration. In: GIANINAZZI, S. et al. Mycorrhizal Technology in Agriculture. Boston: Birkhäuser Verlag, 2002. p. 137–149.

Tabla 7. Colonización radical (%) con las MA en cada uno de los sustratos.

Sustrato	<i>Glomus manihotis</i>		Inóculo comercial		Testigo	
	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)
Arena Esterilizada	35	48.8	83 a	12.9	1	292.0
Arena sin Esterilizar	49	37.8	62 b	27.7	7	131.0
Suelo + Arena Esterilizados	48	32.3	87 a	9.6	0.5	309.3
Suelo + Arena sin Esterilizar	85	11.3	92 a	3.9	54	30.2

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Tukey al 5%.

Al comparar los dos inóculos de micorrizas arbusculares, se observó que los mayores porcentajes de colonización radical se presentaron en los tratamientos con el inóculo comercial en cada uno de los sustratos evaluados. Sin embargo, la asociación con *G. manihotis* presentó un comportamiento importante al asociarse con las raíces de *T. rosea*, especialmente en el sustrato suelo+arena sin esterilizar. En los resultados encontrados por Cuervo¹¹⁷, *Tabebuia rosea* presentó una colonización de 86% con *G. manihotis* en un suelo esterilizado, presentando un valor de colonización más alto al obtenido con *Entrophospora colombiana* (65%). En ese estudio la eficacia de *G. manihotis* y *G. occultum* fue consistente para la variable porcentaje de colonización. Ese resultado es diferente al encontrado en este trabajo con *G. manihotis* en el sustrato suelo+arena esterilizados, que tuvo 48% de colonización radical.

En este experimento, fue evidente la efectividad del inóculo comercial por tratarse de un producto que presenta diversidad de especies de MA. Posiblemente, el efecto de sinergismo de las diferentes especies pudo contribuir a potenciar la asociación simbiótica en las raíces de Guayacán. Sánchez, Arines y Habte, mencionan que: “A pesar de su gran dispersión, las MA pueden agruparse en especies que se adaptan a condiciones muy específicas y toleran cambios considerables en las condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo”⁽¹¹⁸⁾.

Los resultados en la colonización radical producidos por las MA en esta etapa, mostraron que las plantas de *Tabebuia rosea* poseen un alto grado de dependencia a la asociación con estos organismos. Patiño y Quintero¹¹⁹, mencionan que la selección de especies y cepas de MA eficientes y su producción masiva a escala industrial, puede ser de beneficio para el éxito de la repoblación forestal, demostrándose que las MA constituyen una valiosa ayuda para mejorar

¹¹⁷ CUERVO A., J. Efecto de endomicorrizas y rizobacterias en plántulas de dos especies forestales. Costa Rica, 1997, 98 p. Trabajo de grado (M.Sc). Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza para el desarrollo y la conservación. Escuela de Postgrado.

⁽¹¹⁸⁾ SÁNCHEZ, ARINES y HABTE, citados por SÁNCHEZ, Op. cit., 227 p.

¹¹⁹ PATIÑO, H.; y QUINTERO, H. Trascendencia ecológica de la selva tropical con referencia especial al neotrópico. En: Coagro. Vol. 38, 39 (1982).

tanto el crecimiento de las especies forestales como el balance ecológico de un ecosistema.

El análisis de varianza en cada sustrato para el inóculo comercial, mostró que a pesar de las diferencias de los sustratos evaluados hubo siempre asociación micorrizal (Anexo O). La prueba de Tukey al 5%, mostró diferencias estadísticas del sustrato arena sin esterilizar comparado con los otros sustratos, presentando el valor más bajo en el porcentaje de colonización radical. El porcentaje de colonización más alto, se presentó en el sustrato suelo+arena sin esterilizar con 92% (Tabla 7, Figura 13).

En el análisis de los sustratos, se encontró que en el sustrato suelo+arena sin esterilizar se presentaron los más altos porcentajes de colonización radical con las dos micorrizas evaluadas (*G. manihotis*, 85% y el Inóculo comercial, 92%). En ese sustrato se presentó colonización radical por parte de las MA nativas (54%), con lo cual se confirma que las micorrizas arbusculares nativas influyen colonizando las raíces de las plantas y estimulando el desarrollo de las mismas, produciendo un efecto de complementariedad con las especies de MA introducidas. En algunos trabajos realizados por Rivillas¹²⁰, en dos tipos de suelos cafeteros y empleando diferentes compuestos orgánicos (lombricomposto, pulpa de café, cenichaza, etc.) se aislaron microorganismos como bacterias, hongos y MA que actúan como estimuladores del crecimiento vegetal. Esta colonización en raíces de plantas de café por especies nativas de MA, ha puesto en evidencia la presencia y efecto de estos microorganismos simbiotes en los suelos de la zona cafetera colombiana.

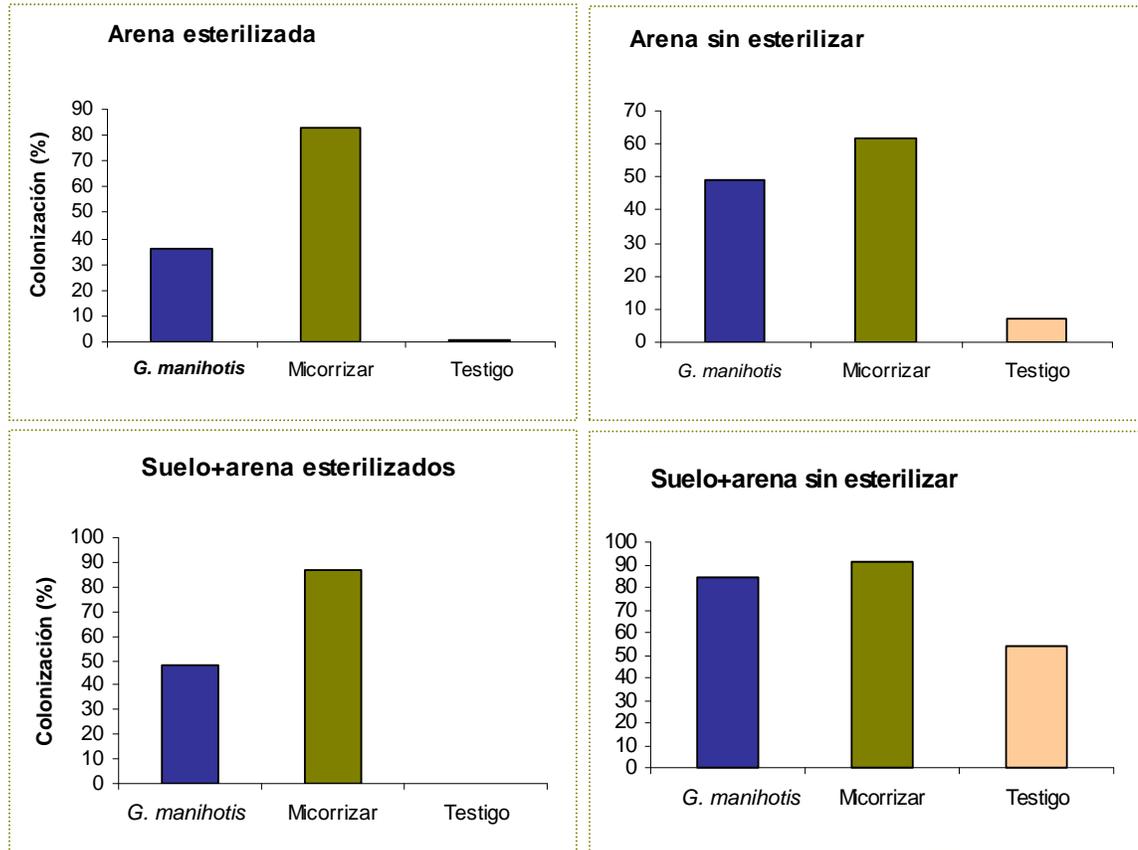
Bolaños¹²¹, afirma que los hongos formadores de micorrizas arbusculares están asociados a la rizosfera de café y pueden considerarse como habitantes naturales de los agroecosistemas cafeteros. Así mismo, Rivillas¹²² menciona que los resultados de muestreos realizados en cultivos de Musáceas (plátano y banano) en la zona cafetera central, mostraron un promedio de colonización por especies nativas de MA de 41%, con una alta producción de propágulos al interior de esas raíces.

¹²⁰ RIVILLAS, Aislamiento y funcionalidad de las endomicorrizas en la zona cafetera Colombiana. Op. cit., 9 p.

¹²¹ BOLAÑOS, Op. cit., 127 p.

¹²² RIVILLAS, Aislamiento y funcionalidad de las endomicorrizas en la zona cafetera Colombiana. Op. cit., 9 p.

Figura 13. Colonización en cada uno de los tratamientos.



Al relacionar los sustratos arena y suelo+arena, se observó que en este último se registraron los mayores porcentajes de colonización de la MA, posiblemente debido a que la incorporación del suelo mejora la textura del sustrato, proporcionando condiciones favorables para el crecimiento de las raíces. En estudios realizados por Arines¹²³, se han encontrado porcentajes de colonización por MA más bajos en suelos arenosos. En general la compactación del suelo dificulta el crecimiento del micelio de las MA.

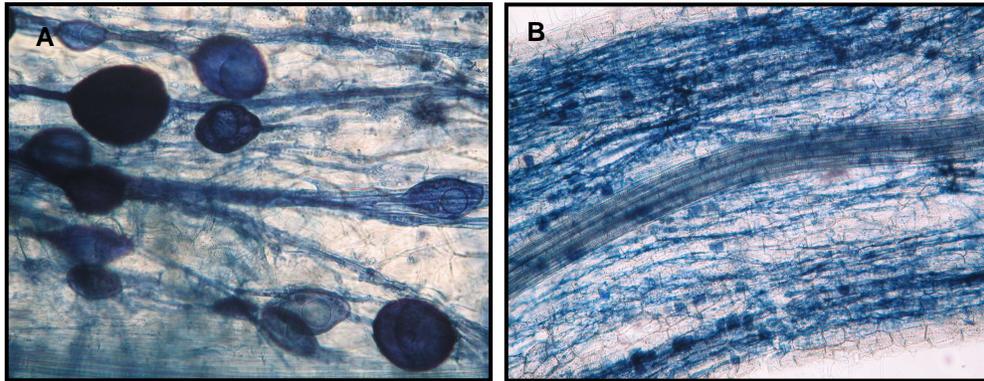
Rivillas¹²⁴, encontró que el efecto de diferentes sustratos para la germinación de semillas de café y colonización con *G. manihotis* fue mayor en los sustratos donde se mezclaron el suelo esterilizado con arena (1:1) o con vermiculita, permitiendo una alta colonización de raíces de chapolas de café desde la fase de germinador y

¹²³ ARINES, J. Aspectos físico-químicos de la fijación y movilización biológica en nutrientes en el suelo y su incidencia en la formación y efectos de las micorrizas VA. En: OLIVARES, J. y BAREA, J. M. Fijación y movilización biológica de nutrientes. Madrid: s.n, 1991. p. 203–220.

¹²⁴ RIVILLAS, El papel de los suelos en la diversidad de las endomicorrizas y sus interacciones con otros microorganismos, Op. cit., p. 19-20.

mostrando en la fase de almácigo los más altos niveles de desarrollo y de intensidad de colonización radical.

Figura 14. **A.** Vesículas en raíces de *Tabebuia rosea* en el tratamiento con el inóculo comercial, en suelo+arena (20x). **B.** Micelio interno en raíces de *T. rosea* en el tratamiento de *G. manihotis* en suelo+arena (10x).



Al analizar las variables de crecimiento (Tablas 8, 9 y 10, Figura 15), se observó que con el inóculo comercial la variable peso fresco aéreo mostró diferencias estadísticas significativas entre los sustratos en arena y en suelo+arena. En éste último hubo diferencias estadísticas significativas a favor del sustrato suelo+arena sin esterilizar (1.2 g de desarrollo aéreo), representando una ganancia en el peso aéreo de 150% con respecto al testigo. Así mismo, en este sustrato se observaron diferencias estadísticas significativas al compararlo con los otros sustratos para la variable peso fresco de raíz (0.7 g de desarrollo radical), con un incremento de 117% comparado con el testigo. En la variable altura se observaron diferencias estadísticas significativas a favor de los sustratos en suelo+arena, apreciándose el valor más alto para el sustrato suelo+arena sin esterilizar (8.1 cm) con un incremento de 117% con respecto al testigo. En este trabajo, los resultados coinciden con lo encontrado por Garyabe¹²⁵, en tres experimentos en café, donde la esterilización previa del sustrato no solo fue innecesaria para obtener un efecto positivo derivado de la inoculación con la MA sino que en algunos casos ocasiona un efecto negativo, debido a la eliminación de microorganismos que se establecen en la micorrizósfera desapareciendo las interacciones positivas y mutualistas entre ellos y la micorriza arbuscular.

¹²⁵ GARYABE, J. Biological Interactions in the Mycorrhizosphere. In: *Experientia*. Vol. 47 (1991); p.370–375.

Tabla 8. Peso fresco de raíz (g) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos (Anexos Q, T, W, Z, AC, AF).

SUSTRATO	<i>Glomus manihotis</i>		Inóculo comercial		Testigo	
	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)
Arena Esterilizada	0.5	23.1	0.5 b	25.3	0.5	20.1
Arena sin Esterilizar	0.6	10.8	0.6 ab	14.0	0.6	14.2
Suelo + Arena Esterilizados	0.5	21.2	0.6 b	12.2	0.5	18.2
Suelo + Arena sin Esterilizar	0.7	16.0	0.7 a	25.3	0.6	16.9

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Tukey al 5%.

Tabla 9. Peso fresco aéreo (g) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos (Anexos P, S, V, Y, AB, AE).

SUSTRATO	<i>Glomus manihotis</i>		Inóculo comercial		Testigo	
	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)
Arena Esterilizada	0.6	16.3	0.7 c	16.8	0.6	11.5
Arena sin Esterilizar	0.6	11.9	0.6 c	8.8	0.6	10.6
Suelo + Arena Esterilizados	0.8	18.7	1.0 b	15.3	0.7	14.3
Suelo + Arena sin Esterilizar	1.0	13.3	1.2 a	19.8	0.8	15.1

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Tukey al 5%.

Tabla 10. Altura (cm) de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos (Anexos R, U, X, AA, AD, AG).

SUSTRATO	<i>Glomus manihotis</i>		Inóculo comercial		Testigo	
	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)	Promedio	CV(%)
Arena Esterilizada	6.2	15.7	6.6 b	9.9	5.7	9.9
Arena sin Esterilizar	6.0	6.3	5.9 c	4.6	5.7	9.3
Suelo + Arena Esterilizados	7.2	6.9	8.0 a	7.7	7.0	7.2
Suelo + Arena sin Esterilizar	8.3	7.6	8.1 a	9.7	6.9	6.8

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Tukey al 5%.

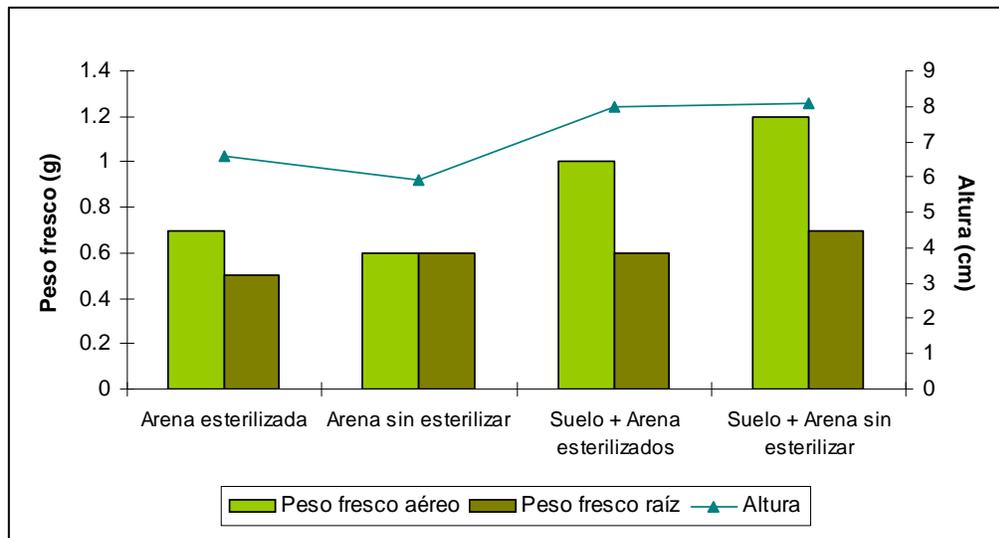
Este resultado en el crecimiento de las plantas, coincide con lo encontrado por Rivillas¹²⁶, quien evaluó el efecto de *G. manihotis*, *G. etunicatum* y el inóculo comercial Mycoral en chapolas de café en un sustrato de suelo+arena esterilizados. En relación con las variables peso fresco y seco de la raíz, tallo y hojas fueron detectadas diferencias estadísticas significativas en la raíz a favor de las plantas inoculadas con el inóculo comercial. Se evidenció que el inóculo comercial fue el más efectivo en el crecimiento de las plántulas de café. Así mismo, Jaizme y Azcón¹²⁷, reportaron que la inoculación con hongos micorrízicos

¹²⁶ RIVILLAS O, C.A. Evaluación de plantas de café de la variedad Colombia inoculadas con un inóculo comercial y *Glomus manihotis*. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la disciplina de Fitopatología. Chinchiná : Cenicafé. 1998.

¹²⁷ JAIZME V., M.; y AZCON, R. Responses of some tropical and subtropical cultures to endomycorrhizal fungi. In: Mycorrhiza. Vol. 5, No. 3 (1995); p.213-217.

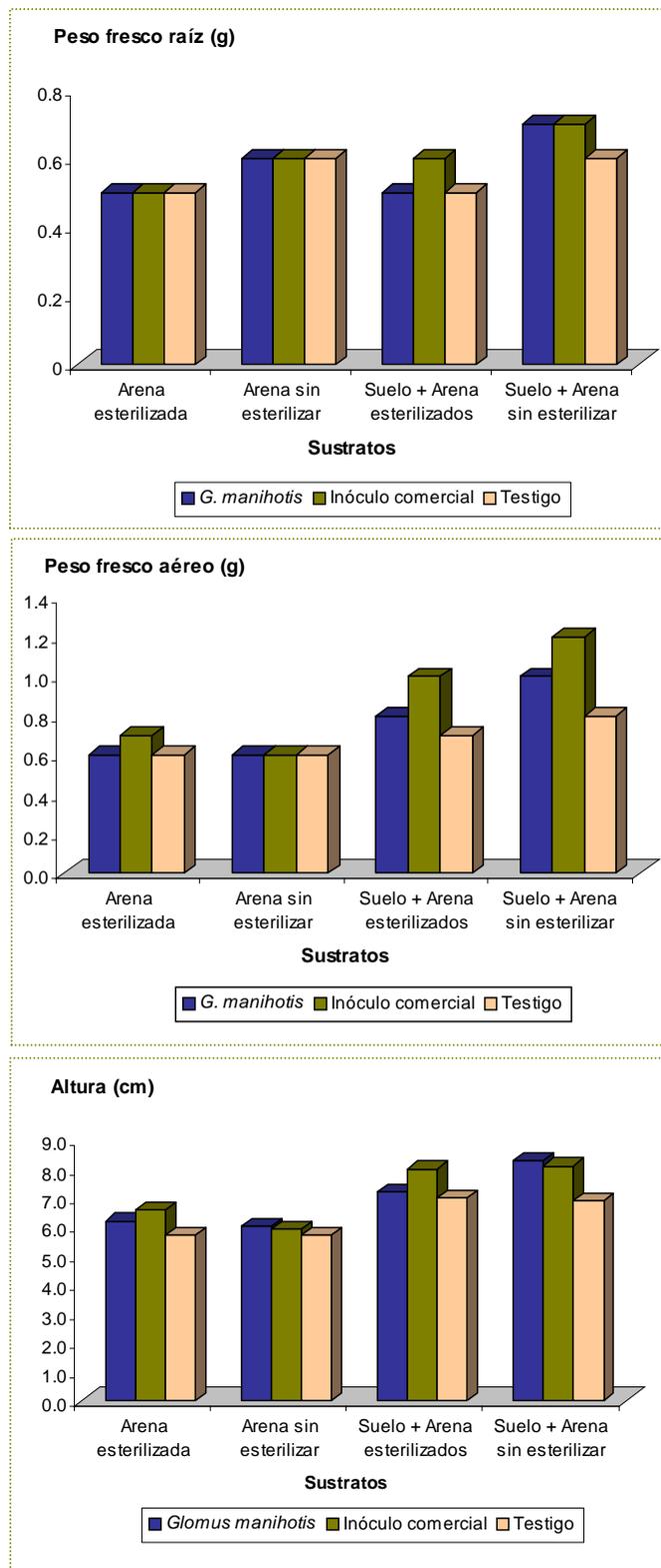
estimularon el crecimiento y nutrición en aguacate, papaya, piña y banano, dejando en evidencia que el crecimiento de los cultivos tropicales mejora cuando se inoculan con las MA durante la primera fase de crecimiento, confiriéndoles un gran beneficio. González¹²⁸ *et al.*, realizaron la inoculación en semillero de capulín (*Prunus serotina* var. capulí) encontrando respuestas en crecimiento y vigor a los 30 días después de la emergencia de las plántulas.

Figura 15. Variables de crecimiento en plantas de *T. rosea*, inoculadas con el inóculo comercial en cada uno de los sustratos.



¹²⁸ GONZÁLEZ, V.H.; GONZÁLEZ, M.C.; y FERRERA, R. Efecto de la micorriza vesículo-arbuscular en plantas de capulín (*Prunus serotina* var. capulí) In: PERÉZ, J.; y FERRERA, R. Avances de Investigación Area de Microbiología de Suelos. México: PROEDAF-Instituto de Recursos naturales, 1993.

Figura 16. Variables de crecimiento de las plantas inoculadas con las dos MA en cada uno de los sustratos.



Honrubia¹²⁹ *et al.*, mencionan que mediante la micorrización controlada en vivero se consiguen relaciones rizosféricas más potentes, que proporcionan mayor vigorosidad a la plántula, con incremento en la altura, diámetro del tallo y en el número de ramificaciones. Además el sistema radical es mucho más difícil de ser atacado por patógenos.

González¹³⁰ *et al.*, manifiestan que un aspecto que se debe tener en cuenta en la etapa de semillero es la composición de los sustratos de crecimiento, ya sea que se trate de un solo componente o de la mezcla de varios. En este sentido, los resultados de este trabajo mostraron que el inóculo comercial adicionado en el sustrato suelo+arena sin esterilizar, produjo tempranamente beneficios en las raíces de *T. rosea*, favoreciendo el desarrollo de las plantas en su peso fresco y aéreo, y en la altura (Figura 16). La estimulación del crecimiento, puede atribuirse a la habilidad del sistema radical de una planta asociada con una MA para captar y aprovechar los nutrimentos disponibles en el sustrato.

La respuesta de las plantas de *T. rosea*, al establecimiento de las micorrizas arbusculares fue considerablemente importante, debido a que las raíces de estas plantas fueron susceptibles a ser colonizadas por la MA, mostrando sanidad y un mayor desarrollo y vigorosidad de las plántulas en algunos sustratos. Alarcón y Ferrera¹³¹, indican la importancia de realizar la inoculación de hongos micorrícicos, ya que mediante su micelio externo tienen la capacidad de explorar mayor volumen de suelo y consecuentemente traslocar y abastecer de nutrimentos a su hospedante. Graham¹³² *et al.*, Estañol¹³³, Tester¹³⁴ *et al.*, Smith y Giaginazzi¹³⁵, Varela y Estrada¹³⁶, afirman que el reconocimiento, establecimiento y eficiencia de

¹²⁹ HONRUBIA, M.; TORRES, P.; DIAZ, G.; y CANO, A. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. España: Universidad Murcia, 1992. 66 p.

¹³⁰ GONZÁLEZ, M.C.; FERRERA, R.; y VILLEGAS, A. Sustratos e inoculación en el crecimiento de plántulas micropropagadas de cintrage troyer. In: TOVAR, J.L.; ORDAZ, V.; QUINETRO, R. La investigación edafológica en México. (1992-1995, Tamaulipas). Memorias XXVI Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. México: Victoria, 1995. p. 67.

¹³¹ ALARCÓN, A.; y FERRERA, R. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. Terra. Vol. 17, No. 3 (1999); p. 179-191.

¹³² GRAHAM, J.H.; LEONARD, R.T.; y MENGE, J.A. Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorus inhibition of vesicular-arbuscular formation. Plant Physiol. Vol. 68 (1981); p. 548-552.

¹³³ ESTAÑOL, B.E. Efecto de la inoculación de *Rhizobium phaseoli* y de la endomicorriza vesículo-arbuscular (V-A) sobre el parasitismo de los nematodos *Meloidogyne incognita* y *Ditylenchus dipsaci* en cultivos de frijol y cebolla. México, 1987. Trabajo de grado (Licenciatura). UNAM. ENEP Zaragoza.

¹³⁴ TESTER, M.; SMITH, S.E.; y SMITH F.A. The phenomenon of non mycorrhizal plants. Can. J. Bot. Vol. 65 (1987); p. 419-431.

¹³⁵ SMITH, S.E.; y GIANINAZZI, P. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plant. Ann. Rev. Plant Mol. Biol. Vol. 39 (1988); p. 221-244.

¹³⁶ VARELA, F.L.; y ESTRADA, A. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua. México: Memorias del X Curso-Taller de Otoño, 1991.

una asociación micorrízica dependen de factores como: a) tipo de hongo (su tasa de crecimiento interior y exterior en la raíz), b) planta hospedante (como genotipo, exudados radicales y de raíces laterales) y c) los factores biofísicoquímicos del suelo (pH, humedad, textura, fertilidad, tipo de microorganismos).

El resultado de esta primera etapa del trabajo, tiene una importante repercusión para la utilización masiva de las MA en la producción de plántulas de *T. rosea*. El inóculo seleccionado logró competir eficientemente con la micorriza nativa y producir beneficios en las plantas tratadas. La metodología de inoculación generada en este estudio, facilitó la colonización y funcionalidad de las micorrizas arbusculares, al ubicarse el inóculo muy cercano al sitio de emisión de raíces, garantizando de este modo un íntimo contacto entre los propágulos de las MA y las raíces de las plántulas. La dosificación utilizada resultó viable desde el punto de vista biológico y económico. De acuerdo con Alarcón y Ferrera¹³⁷, al mezclar el inóculo con el sustrato de siembra, el principal problema consiste en la cantidad de inoculante que se requiere para elaborar la mezcla. Si se aplican pequeñas cantidades, se puede correr el riesgo que por efecto de dilución del inóculo en el sustrato, no se produzcan los efectos en las plantas que se inoculan, debido a que el hongo puede quedar distante del sistema radical de su planta hospedante.

¹³⁷ ALARCÓN y FERRERA, Op. cit., p. 179-191.

Figura 17. Plantas de *T. rosea*, 45 días después de la inoculación con el inóculo comercial, en diferentes sustratos. **A.** Arena esterilizada. **B.** Arena sin esterilizar. **C.** Suelo+arena esterilizados. **D.** Suelo+arena sin esterilizar.



3.2 ETAPA II (ALMÁCIGO)

En la etapa I, se realizó la evaluación de los diferentes sustratos y de los dos tipos de MA, determinándose el sustrato más adecuado para la germinación y desarrollo de plantas de *T. rosea*, y su asociación con una MA, durante la fase de germinador. Teniendo en cuenta el beneficio que proporcionó la inoculación temprana de las MA en las plantas de *T. rosea*, se evaluó en la segunda etapa de este experimento (transplante a bolsa), la interacción y respuesta de las plantas asociadas con una MA en relación con la infección causada por el nematodo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en raíces de *T. rosea*.

En esta segunda etapa, se realizaron dos evaluaciones. La primera, se realizó 3.5 meses después del transplante de las plantas a la bolsa, y dos meses después de la inoculación del nematodo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*; y la segunda 5.5 meses después del transplante de las plantas a la bolsa y 4 meses después de la

inoculación del nematodo. En la primera evaluación, se determinó que la MA asociada tempranamente desde la fase de germinador desarrolla la fase exponencial a partir de la cual, su crecimiento y el de las raíces ocurre a la misma tasa, demostrando que a través de esta asociación simbiótica las plantas pueden mitigar el daño que el nematodo ocasiona durante su proceso de establecimiento y primer ciclo de vida, en comparación con las plantas sin la MA. La segunda evaluación, se realizó cuando la MA, tuvo 7 meses de estar asociada con las raíces de *T. rosea*. En esta etapa, era probable que la colonización no fuera constante, ya que el efecto del hongo podía variar al interactuar con un organismo patógeno ya establecido y en su mayor etapa de reproducción. En este caso, este proceso podía generar en el hospedante una respuesta diferente como consecuencia de la interacción planta-organismo benéfico-organismo patógeno.

3.2.1 Colonización de raíces por la MA.

▪ **Primera evaluación.** Se observó que las plantas de *T. rosea* asociadas con la MA e inoculadas con el nematodo, no mostraron diferencias estadísticas significativas en el porcentaje de colonización radical, comparadas con aquellas sin el nematodo (Anexo AR). Es decir, que la colonización de la MA, no se vió afectada por la presencia del complejo *M. incognita* y *M. javanica* (Tabla 11). Al respecto, Posta¹³⁸ *et al.*, mencionan que la asociación con una MA, también genera cambios fisiológicos en la planta, los cuales pueden modificar el reconocimiento y establecimiento de los microorganismos que habitan en la rizosfera. Nehemiah¹³⁹, dice que se ha detectado una acumulación de polisacáridos insolubles en la pared celular y un incremento en la producción de ligninas en el xilema de plantas asociadas con una MA. Por su parte, Fries¹⁴⁰ *et al.*, al asociar *Glomus intraradices* con maíz, detectaron cambios fisiológicos importantes en estas plantas al inicio de la simbiosis. Esto implica una actividad quitinolítica elevada, lo que conlleva en sí misma la presencia de enzimas capaces de inhibir el establecimiento de otros organismos. Morandi *et al.*, Dehne *et al.* y Suresh manifiestan que: “En plantas de cebolla inoculadas con MA, se ha detectado una mayor concentración de fenilalanina y serina, sustancias que son inhibitoras de nematodos. En plantas de soya (*Glycine max.* L.) asociadas con

¹³⁸ POSTA, K.; MARSCHNER, H.; y ROHELD, V. Manganese reduction in the rhizosphere of mycorrhizal and nonmycorrhizal maize. *Mycorrhiza*. Vol. 5, No. 2 (1995); p. 119-124.

¹³⁹ NEHEMIAH, J. Untersuchungen über den Einfluss des endotrophen Mycorrhizapilzes *Glomus mosseae*. Ger & Trappe (*Endogone mosseae*, Nicolson & Gerd.) auf *Zea mays* L. Doctoral Dissertation. West Germany: Rheinischen Friedrich-Wilhelms Univ. Bonn, 1977.

¹⁴⁰ FRIES, L. L.M.; PACOVSKY, R.S.; y SAFIR, G.R. Expression of isoenzymes altered by both *Glomus intraradices* colonization and formononetin application in corn (*Zea mays* L.) roots. *Soil Biology and Biochemistry*. Vol. 28 (1996); p. 981-988.

una MA, se detectó una acumulación de coumestrol, el cual inhibió la movilidad del nematodo *Pratylenchus scribneri*⁽¹⁴¹⁾.

Pozo¹⁴² *et al*, en recientes estudios indican que la bioprotección ejercida por las MA, parece ser el resultado de una combinación de mecanismos locales y sistémicos. La información disponible, indica que las MA son capaces de inducir protección sistémica contra patógenos. Los cambios metabólicos (incremento en la actividad de peroxidasa, acumulación de fitoalexinas y de proteínas, etc.) han sido relacionados con resistencia sistémica.

Tabla 11. Colonización en raíces de *T. rosea*, 5 meses después de la inoculación con la MA, bajo las modalidades con y sin nematodos.

Modalidad	Tratamiento	Colonización (%)	
		Promedio	CV (%)
Sin nematodos	Plantas + MA (suelo+arena+turba)	41 b	60.47
	Plantas + MA (suelo esterilizado)	78 a	27.25
	Plantas + MA (suelo sin esterilizar)	86 a	17.18
	Plantas - MA (suelo sin esterilizar) + nematicida	28 b	51.23
	Plantas - MA (suelo sin esterilizar)	21 b	69.04
Con nematodos	Plantas + MA (suelo+arena+turba)	38 b	62.75
	Plantas + MA (suelo esterilizado)	69 a	38.46
	Plantas + MA (suelo sin esterilizar)	80 a	14.11
	Plantas-MA (suelo sin esterilizar) + nematicida	----	----
	Plantas-MA (suelo sin esterilizar)	----	----

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba Duncan al 5%.

Sin embargo, aunque no se presentaron diferencias estadísticas significativas por este concepto, se observó que al estar presente el nematodo en las raíces de las plantas, éste provocó una tendencia a disminuir la colonización. En este resultado, pudo haber tenido efecto el nematodo sobre el hongo, disminuyéndole a éste la capacidad para colonizar nuevos espacios en las raíces. La competencia entre un patógeno y la MA por el mismo hospedante puede influir en el desarrollo de ambos. Aún cuando el sistema radical esté altamente colonizado por la MA, partes de la raíz pueden estar libres de colonización. Dehne¹⁴³, Kellam y Schenck¹⁴⁴,

⁽¹⁴¹⁾MORANDI *et al.*, DEHNE *et al.* y SURESH, citados por GARCÍA, G. J.M.; y OCAMPO, J.A. Interacción entre micorrizas VA y organismos patógenos de plantas. Ann. Edafol. Agrobiol, 1987. p. 1233-1245.

¹⁴² POZO, M.J.; DESCHAUMES, S.; DUMAS, E.; GIANINAZZI, S.; y AZCÓN, C. Plant defense responses induced by arbuscular mycorrhizal fungi. In: GIANINAZZI, S. *et al.* Mycorrhizal Technology in Agriculture. Boston : Birkhäuser Verlag, 2002. p. 103–111.

¹⁴³ DEHNE, Interaction between Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Plant Pathogens, Op. cit., p. 1115-1119.

¹⁴⁴ KELLAM, M.K.; y SCHENCK, N.C. Interaction between a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root-knot nematode on soybean. Phytopathology. Vol. 70 (1980); p. 293-296.

mencionan, que en estos sitios el desarrollo del nematodo sedentario es casi el mismo que el registrado en sitios de la raíz de plantas sin la MA.

De acuerdo con Dehne¹⁴⁵, los nematodos sedentarios como lo son las especies de *Meloidogyne* inducen la formación de hipertrofia y agallas en el tejido. El hospedante reacciona al establecimiento del nematodo con la formación de células gigantes, las cuales parecen funcionar como células de transferencia para el flujo de nutrientes hacia el parásito. El hongo, influye sobre el nematodo, actuando sobre esas células y destruyéndolas, inhibiendo así el desarrollo del nematodo. Las MA, son competidores de los nematodos sedentarios. Los parásitos están obligados a permanecer en la agalla y a estar asociados con un sistema específico de células gigantes, pero la MA no está limitada y puede colonizar continuamente nuevos sitios de la raíz.

Priestel¹⁴⁶, encontró que bajo la influencia de *Meloidogyne incognita* la colonización de raíces de pepino por *Glomus mosseae* fue adversamente afectada por el nematodo. Esto sucede, aunque el nematodo no mata las células radicales. Esta influencia negativa sobre la colonización de la MA fue mediada por la planta, así como por el antagonismo entre el endófito y el nematodo.

En este estudio, las plantas testigo inoculadas con el nematodo, presentaron un bajo crecimiento y escaso desarrollo de raíces, las cuales mostraron altos porcentajes de infección causada por *M. incognita* y *M. javanica*. En consecuencia, la poca disponibilidad de raíces de esas plantas, no permitió medir la colonización, y por ello se utilizaron solamente para realizar la evaluación de los estadios del nematodo. Es evidente que cuando las raíces no se asocian con una MA, y son inoculadas con un nematodo como *Meloidogyne*, éste se alimenta y se reproduce libremente, destruyendo severamente el sistema radical; mientras que cuando se asocia una MA a las raíces de las plantas, el nematodo es probable que disponga de un mayor sistema radical y por ende de alimento, pero el daño se ve compensado con la producción de nuevas raíces y de un sistema radical abundante, vigoroso y con algunas características de tener inducción de resistencia debido a la acción de estos hongos.

En este sentido, Azcón, Jaizme y Calvet¹⁴⁷, mencionan que el incremento en la capacidad para la adquisición de nutrientes por la asociación con una MA, puede ayudar a la planta hospedante a superar ataques de patógenos. Adicionalmente,

¹⁴⁵ DEHNE, Interaction between Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Plant Pathogens, Op. cit., p. 1115-1119.

¹⁴⁶ PRIESTEL, G. Wechselbeziehung zwischen der endotrophen Mycorrhiza und dem Wurzelfallennematoden *Meloidogyne incognita*. Germany: Dissertation, Univ., 1980. p. 103.

¹⁴⁷ AZCÓN A, C.; JAIZME V, M.C.; y CALVET, C. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. In: GIANINAZZI, S. et al. Mycorrhizal Technology in Agriculture. Boston: Birkhäuser Verlag, 2002. p. 187-197.

el incremento en la biomasa radical puede compensar el daño de los tejidos y el deterioro de secciones de la raíz por un patógeno y en consecuencia reducir significativamente los síntomas de una enfermedad.

Las plantas de *T. rosea* que se asociaron con la MA, mostraron diferencias estadísticas significativas en el porcentaje de colonización, presentando valores altos (78% en suelo esterilizado y 86% en suelo sin esterilizar), con respecto a las que no se asociaron con la MA (testigo absoluto 28% y testigo relativo 21%) (Tabla 11). Con este resultado se pone en evidencia el beneficio de asociar MA introducidas, en suelo sin esterilizar, las cuales producen un efecto de complementariedad con las MA nativas presentes en el sustrato. Del resultado anterior, cabe resaltar que la capacidad de la MA, en establecerse en las raíces de las plantas de *T. rosea* fue mayor en el suelo sin esterilizar.

Según Hayman¹⁴⁸, varios estudios reportan que la población de MA nativas del suelo pueden o no ser efectivas en la estimulación del crecimiento de una especie cultivada en un determinado suelo. Barea, Azcón y Hayman¹⁴⁹, mencionan que la microflora del suelo también afecta el sistema de funcionamiento de la MA, actuando sobre la translocación de nutrientes por el micelio externo. Algunos microorganismos del suelo pueden suprimir este micelio directamente o competir con éste por los nutrientes del suelo, incluyendo el fósforo. Otros, por el contrario, pueden actuar sinérgicamente con la MA, combinando sus efectos sobre el crecimiento de las plantas.

Las plantas en el sustrato suelo+arena+turba, presentaron un nivel más bajo de colonización en comparación con los otros sustratos (41%), sin presentar diferencias estadísticas significativas con los testigos. Posiblemente, la condición inerte de este sustrato, donde no están presentes otros microorganismos, y las características físicas (textura) no favorecieron el desarrollo de las hifas de la MA. Castro¹⁵⁰, expresa que esta es una de las razones por las cuales el resultado biológico con las micorrizas arbusculares es relativo, pues los cambios en las condiciones básicas para su desarrollo, tales como pH del suelo, contenido de macro y micronutrientes, textura, interacción con otros microorganismos y tipo de hospedante hacen que los resultados sean diferentes.

Sin embargo no existe una correlación precisa que defina el grado de colonización requerido para lograr una eficiente acción de la MA en el desarrollo de las plantas.

¹⁴⁸ HAYMAN, Influence of Soils and Fertility on Activity and Survival of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi, Op. cit., p. 1119-1125.

¹⁴⁹ BAREA, J.M.; AZCÓN, R.; y HAYMAN, D.S. Possible synergistic interactions between *Endogone* and phosphate-solubilizing bacteria in low-phosphate soils. In: SANDERS, F.E.; MOSSE, B. y TINKER, P.B. Endomycorrhizas. London: Academic Press, 1975. p. 626.

¹⁵⁰ CASTRO, Op. cit., 220 p.

A pesar que el grado de colonización que tuvieron las raíces de *T. rosea* en el sustrato suelo+arena+turba fue más bajo que en los otros sustratos, la asociación produjo un resultado igualmente efectivo en el crecimiento de las plantas como el obtenido con los sustratos en suelo. Conviene, sin embargo no confundir algunos conceptos. Alarcón¹⁵¹ *et al.*, González¹⁵² *et al.*, manifiestan el caso de la capacidad colonización con la capacidad efectiva de las micorrizas arbusculares. El hablar de que un determinado hongo no coloniza en abundancia, no es sinónimo de que no sea efectivo. En contraste, Alarcón y Ferrera¹⁵³, mencionan que se puede encontrar hongos que colonizan en baja proporción, pero que sus efectos son altamente significativos en su potencial de estimulación del crecimiento o como agentes de control biológico. Por el contrario, existen hongos que llegan a colonizar a sus hospedantes abundantemente y sus efectos en la promoción del crecimiento son bajos o nulos.

Los resultados obtenidos en la primera evaluación, mostraron que las plantas de *T. rosea* fueron altamente susceptibles a la colonización, y que las condiciones del sustrato jugaron un papel importante en el establecimiento y actividad metabólica de la MA. Según Thomas¹⁵⁴ *et al.*, los diversos factores de respuesta a la inoculación con una MA pueden ser de origen genético o debido a la discrepancia en la afinidad entre el hospedante y el microsimbionte bajo las condiciones particulares de un sustrato.

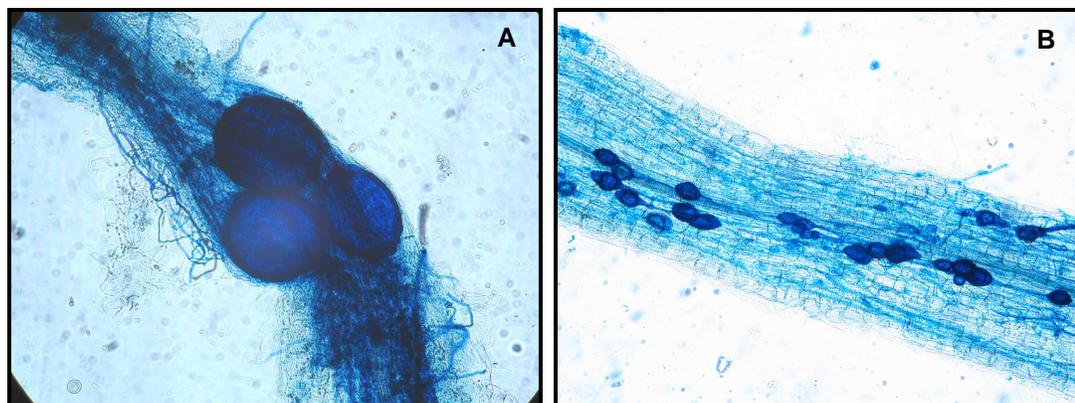
¹⁵¹ ALARCÓN, A.; GONZÁLEZ, M.; FERRERA, R.; y VILLEGAS, A. Inoculación de hongos micorrízicos vesículo arbusculares en vid y piña obtenidos por cultivo *in vitro*. In: PÉREZ, J.; y FERRERA, R. Avances de investigación Área de Microbiología de Suelos. México: PROEDAF-Instituto de Recursos Naturales, 1993b. p. 113-122.

¹⁵² GONZÁLEZ, M.C.; FERRERA, R.; y PÉREZ, J. Biotecnología de la micorriza en fruticultura. México: Colegio de Postgraduados, 1998.

¹⁵³ ALARCÓN, y FERRERA, Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. Op. cit., p. 179-191.

¹⁵⁴ THOMAS, G. V.; SUNDARARAJU, P.; ALI, S. S.; y GHAI, S. K. Individual and interactive effects of VA mycorrhizal fungi and root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, on cardamom. Tropical Agriculture. Vol. 66, No. 1 (1989); p. 21-24.

Figura 18. Estructuras de la MA, 5 meses después de la inoculación con el inóculo comercial, en las raíces de *T. rosea*. **A.** Esporas, en el sustrato suelo sin esterilizar (40X). **B.** Vesículas en esas mismas raíces y sustrato (10X).



▪ **Segunda evaluación.** En esta evaluación, realizada 7 meses después de la inoculación de la MA, la colonización radical de las plantas de *T. rosea* no se vió afectada por la presencia o ausencia del nematodo (Tabla 12), resultado similar a lo obtenido en la primera evaluación, donde se encontró que el proceso de colonización radical no se afectó por la presencia del nematodo (Anexo AS). Coincide este resultado a lo encontrado por Jaizme¹⁵⁵ *et al.*, quienes mencionan que la respuesta de la colonización por *G. mosseae* en plantas de banano fue alta para todos los tratamientos, con y sin presencia del nematodo *M. incognita*. En ese trabajo el nematodo no afectó el desarrollo micorrizal.

Tabla 12. Colonización en raíces de *T. rosea*, 7 meses después de la inoculación con la MA, bajo las modalidades con y sin nematodos.

Modalidad	Tratamiento	Colonización (%)	
		Promedio	CV (%)
Sin nematodos	Planta+MA (suelo+arena+turba)	43 c	43.2
	Planta+MA (suelo esterilizado)	76 a	14.4
	Planta+MA (suelo sin esterilizar)	78 a	25.8
	Planta-MA (suelo sin esterilizar) + nematicida	50 bc	42.9
	Planta-MA (suelo sin esterilizar)	37 c	77.1
Con nematodos	Planta+MA (suelo+arena+turba)	71 ab	27.7
	Planta+MA (suelo esterilizado)	81 a	10.3
	Planta+MA (suelo sin esterilizar)	90 a	5.9
	Planta-MA (suelo sin esterilizar) + nematicida	40 c	55.3
	Planta-MA (suelo sin esterilizar)	52 bc	26.4

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente, según prueba de Duncan al 5%.

¹⁵⁵ JAIZME V, M.C.; TENOURY, P.; PINOCHET, J.; y JAUMONT, M. Interactions between the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* and *Glomus mosseae* in banana. *In*: Plant and Soil. Vol. 196, No.1 (1997); p.27-35.

En las plantas testigo (sin la MA) con y sin nematodos, hubo colonización de las raíces por las MA nativas, valor que aumentó (40% testigo relativo y 52% testigo absoluto), con respecto a la primera evaluación. En este resultado, se considera influyó la disponibilidad de espacio en la bolsa que tuvieron las raíces de las plantas testigo para continuar su crecimiento y colonización. Esto hizo que el crecimiento de las raíces asociadas con la MA fuera a una tasa de desarrollo alta, haciendo que las raíces rápidamente llegaran al fondo de la bolsa, lo cual se convirtió en una barrera física para el crecimiento y producción de nuevas raíces, y capacidad colonizadora del hongo. Para estudios posteriores de este tipo, se recomienda utilizar un tamaño de bolsa (10 Kg) superior al utilizado en este trabajo (2 kg), especialmente cuando se trabaja con organismos promotores del crecimiento de las raíces (Figura 19).

Figura 19. Crecimiento de las plantas de *T. rosea*. **A.** Plantas+MA, 3.5 meses después del tranplante. **B.** Plantas+MA, 5.5 meses después del transplante. **C.** Planta-MA, 3.5 meses después del transplante. **D.** Plantas-MA, 5.5 meses después del transplante.



Durante el tiempo transcurrido desde la primera hasta la segunda evaluación, la colonización registró valores similares sobre una biomasa radical mucho mayor, en las plantas tratadas con la MA y sin el nematodo. El porcentaje de colonización de la MA no se afectó por la presencia del nematodo, indicando que la alimentación de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en los tejidos de las raíces no tuvo un efecto negativo sobre la colonización de la MA, 4 meses después de la inoculación del nematodo. Por el contrario, se observó una tendencia a incrementar el porcentaje de colonización, en presencia del nematodo (Tabla 12).

Es posible que 7 meses después de la inoculación con la MA, el hongo alcanzó la fase plateau y por lo tanto, el crecimiento de la la raíz y del hongo ocurrió a la misma tasa. Además Sieverding¹⁵⁶, menciona que la colonización no siempre es estable, pudiendo aumentar o disminuir. Jaizme¹⁵⁷ *et al.*, Pinochet¹⁵⁸ *et al.*, demostraron que en banano, no hubo efectos adversos de los nematodos noduladores sobre el porcentaje de colonización de la micorriza arbuscular. Pinochet¹⁵⁹ *et al.*, encontraron que en cultivos perennes, como ciruelo, melocotón, cereza, manzana, membrillo y cítricos, la presencia de nematodos endoparásitos migratorios no tuvo influencia sobre la colonización o reducción del porcentaje de colonización, en ninguno de esos cultivos.

Se resalta, que la colonización de las raíces por la MA, en esta segunda evaluación, se cuantificó sobre un mayor volumen de raíces; sin embargo, la eficiencia de la simbiosis se mantuvo, durante el tiempo de las dos evaluaciones. De este modo, no es igual tener un mismo valor de colonización sobre diferentes densidades de raíces, con lo cual el hongo demostró su capacidad de colonización sobre un mayor volumen de sistema radical.

En los sustratos en suelo, las plantas asociadas con la MA, con y sin nematodos, presentaron los más altos niveles de colonización, con diferencias estadísticas significativas, con respecto a los testigos (Tabla 12). Es de destacar la capacidad que tuvo la MA utilizada, en formar simbiosis con las raíces de Guayacán rosado. La presencia del nematodo no afectó el proceso de colonización del hongo, mostrando que esta especie forestal tuvo señales favorables para la asociación con el inóculo de la MA.

¹⁵⁶ SIEVERDING, E. Vesicular Arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems. Germany: GTZ Federal Republic of Germany, 1991. p. 370.

¹⁵⁷ JAIZME, TENOURY, PINOCHET, y JAUMONT, Op. cit., p.27-35.

¹⁵⁸ PINOCHET, FERNANDEZ, JAIZME y TENOURY, Op. cit., p. 101-103.

¹⁵⁹ PINOCHET, J.; CALVET, C.; CAMPRUBI, A.; y FERNANDEZ, C. Interactions between migratory endoparasitic nematodes and arbuscular mycorrhizal fungi in perennial crops. Plant and Soil. Vol. 185 (1996); p. 183-190.

En este sentido Castro¹⁶⁰, menciona que con un inóculo comercial de MA, se logra un efecto de complementariedad, en el cual si una de las especies no es eficiente en alguna de sus funciones (toma, transporte y translocación de nutrimentos, competencia con organismos patogénicos, formación de agregados del suelo, etc.), las otras pueden realizarlas.

En suelo sin esterilizar se presentaron similares valores de colonización de la MA, tanto en las plantas sin nematodos (78%) como con nematodos (90%), estimulando de igual manera su crecimiento (Tabla 12). Al igual que lo comentado en la primera evaluación, la condición del sustrato sin esterilizar, favoreció el establecimiento, desarrollo y efectividad de la colonización en las raíces, demostrando la importancia de los microorganismos nativos colonizadores de la rizosfera, dentro de los cuales las MA ocupan una posición ecológica única en la parte interna y externa del hospedante.

Como lo menciona Redhead¹⁶¹, numerosas plantas son micorrizadas anualmente, y los sistemas de raíces micorrizadas son continuamente incorporados en los suelos y degradados por los microorganismos presentes en éste, además que los residuos de raíces micorrizadas pueden ser un importante reservorio de inóculo. Esto facilita la producción de una biomasa funcional que produce cambios y un efecto positivo en las plantas.

Castro¹⁶², comparó el efecto de las micorrizas arbusculares introducidas con las especies nativas presentes en un suelo, demostrando que la complementariedad de especies de MA proporcionan un beneficio para las plantas de café. En este trabajo, las MA presentes en suelo nativo, junto con la inoculación de MA introducidas, proporcionaron un mayor beneficio en el desarrollo de las raíces de Guayacán rosado, en las dos evaluaciones realizadas.

En las raíces de las plantas asociadas con la MA, predominó la producción de micelio interno, localizado inter e intracelular; esporas y arbusculos en alta intensidad a través de la raíz, lo que muestra el intercambio que se generó entre la planta y el hongo (Figura 20). De acuerdo con Barea¹⁶³ *et al*, en el arbusculo ocurren modificaciones muy intensas en la estructura y arquitectura de la pared del hongo, se desarrollan interfases y redistribuye la actividad enzimática. Estos cambios buscan facilitar el proceso de transferencia de nutrimentos entre los

¹⁶⁰ CASTRO, Op. cit., 220 p.

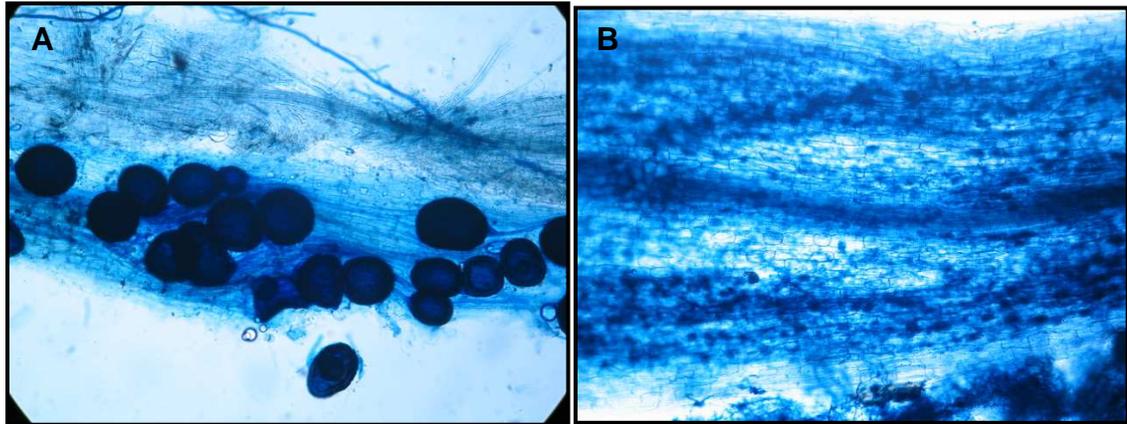
¹⁶¹ REDHEAD, J.F. Endotrophic mycorrhizas in Nigeria: Species of the Endogonaceae and their distribution. Mycol. Soc. Vol. 69 (1977); p. 275-280.

¹⁶² CASTRO, Op. cit., 220 p.

¹⁶³ BAREA, AZCÓN, y HAYMAN, Op. cit., p. 626.

simbiotes y su ocurrencia refleja una vez más la elevada compatibilidad anatómica y fisiológica entre los organismos asociados.

Figura 20. Colonización de raíces de *T. rosea*, 7 meses después de la inoculación con la MA. **A.** Esporas y vesículas. **B.** Arbúsculos.



3.2.2 Infección de raíces causada por *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*.

▪ **Primera evaluación.** Dos meses después de la inoculación con el nematodo, las raíces de las plantas que no se inocularon con el nematodo, no presentaron nudosidades, como consecuencia de un ataque producido por nematodos nativos. Se observó solo infección en las raíces de las plantas que se inocularon con el nematodo.

Tabla 13. Infección de las raíces de *T. rosea*, 2 meses después de la inoculación con *M. incognita* y *M. javanica*.

Modalidad	Tratamiento	Infección (%)	
		8	CV (%)
Con nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	26 a	36
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	28 a	30
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	26 a	63
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar + Nematicida)	26 a	0
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	44 a	12

Las raíces de las plantas de *T. rosea* inoculadas con el nematodo, no mostraron efecto en el porcentaje de infección ($Pr > F 0.9924$), observándose valores similares entre ellos (Tabla 13, Anexo AT). Sin embargo, se resaltan dos hechos importantes. En primer lugar, se observó un valor más alto de infección (44%), en las raíces de las plantas que solo tuvieron al nematodo (Testigo absoluto), lo cual indica que al no asociar las raíces con la MA, el ataque del nematodo fue más

severo y causó una notoria disminución en el número de raíces como consecuencia de su alimentación. Cuando las raíces de las plantas se inocularon con el nematodo y se aplicó nematicida (Testigo relativo), se observó una tendencia en la disminución de la infección provocada por el nematodo (26%), dejando entrever una posible acción del producto sobre el ciclo de vida de éste patógeno. Sin embargo, independientemente de la infección, las plantas correspondientes a los dos testigos evaluados, mostraron un menor desarrollo de las raíces y aéreo, en comparación con aquellas que se asociaron con la MA y que tuvieron la inoculación del nematodo.

En segundo lugar, se evidenció el papel importante que tuvo la MA, al proteger las raíces de las plantas de un ataque que pudo ser más severo, como el presentado en las raíces del testigo absoluto. Las raíces de las plantas con la MA, presentaron porcentajes de infección similares a los obtenidos en las plantas que fueron tratadas con el nematicida, pero con una notoria diferencia en el crecimiento y desarrollo de éstas, a favor de las plantas en simbiosis con la MA. Este resultado muestra la importancia de la utilización de un organismo biológico en el antagonismo de un nematodo nodulador, en comparación con lo que se puede obtener utilizando un producto químico.

Halbrendt y Lamondia¹⁶⁴, manifiestan que a pesar de las ventajas y simplicidad del control químico, hay numerosas razones por las cuales, los productores pueden manejar los nematodos fitoparásitos sin el uso de productos químicos. El factor económico es una consideración importante, debido al costo de los nematicidas, el cual no puede ser justificado para cultivos de bajo ingreso, y en segundo lugar el impacto negativo sobre el ambiente y la salud humana. Como una consecuencia de todos estos aspectos, la agricultura moderna busca reducir el uso de estos productos, desarrollando alternativas de manejo basadas en principios biológicos y ecológicos.

En este sentido Rivillas¹⁶⁵ *et al.*, mencionan que las MA son consideradas como insumos biológicos de enorme potencial en la agricultura gracias a sus efectos positivos sobre la adaptabilidad y crecimiento de las plantas, y a la tolerancia de éstas frente al ataque de algunos patógenos del suelo.

En este estudio, los resultados obtenidos provienen de la inoculación del nematodo en una dosis muy alta (2.500 huevos/planta), presión de inóculo que no se presenta bajo condiciones naturales. Es decir, las plantas en este experimento estuvieron sometidas a una fuerte presión, ejercida en las raíces por parte del

¹⁶⁴ HALBRENDT, J.M.; y LAMONDIA, J.A. Crop rotation and Other Cultural Practices. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 909-910.

¹⁶⁵ RIVILLAS, GUERRERO, y RIVERA, Op. cit., p. 181 - 208.

nematodo. Esto indica que el nematodo tubo una gran posibilidad de encontrar mayores sitios en las raíces para iniciar su proceso de infección. Pinochet, Camprubi y Calvet¹⁶⁶, sugieren que la habilidad del nematodo para infectar las raíces en áreas donde la MA esta totalmente establecida depende de la susceptibilidad del hospedante al nematodo.

Manzanilla, Evans y Bridge¹⁶⁷, mencionan que la hembra inmadura o los juveniles de *Meloidogyne* penetran en el tejido de la planta donde desarrollan una permanente alimentación en el sitio, llegando a inmovilizarse, hincharse, y volverse obesos. El nematodo induce volúmenes más altos de citoplasma sobre los cuales se alimenta, y puede igualmente alimentarse de las células del hospedante sin matarlas. Las hembras se agrandan enormemente y se vuelven sedentarias, con una fuente de alimento seguro que les permite incrementar la producción de huevos.

Las nudosidades son formadas debido a la hipertrofia e hiperplasia de las células (un incremento en el tamaño y número de células), las cuales son dos de las más notables respuestas de la planta al ataque del nematodo, que pueden o no ocurrir conjuntamente en los sitios de alimentación. Los cambios morfológicos en la raíz dependen del hospedante y de la especie del nematodo involucrado, y estos incluyen la cantidad, grado y el tipo de nudosidad. En algunos casos, se presenta la supresión de las raíces secundarias y el desarrollo de raíces laterales finas alrededor del área afectada.

Al evaluar el **número de estadíos**, las plantas de *T. rosea* inoculadas con el nematodo no mostraron diferencias estadísticas significativas por efecto del sustrato o la MA, en el número de huevos ($Pr > F$ 0.0678), larvas ($Pr > F$ 0.1065) y hembras ($Pr > F$ 0.2340) (Anexos AU, AV, AW), lo cual estadísticamente se entiende por los amplios coeficientes de variación obtenidos (Tabla 14). La asociación de las raíces con la MA, no afectó la proporción de huevos, larvas y hembras de *M. incognita* y *M. javanica*.

A pesar de no existir entre tratamientos diferencias estadísticas significativas por este concepto, se observó un incremento en el número de huevos y hembras del nematodo en las raíces con presencia de la MA, lo cual coincide con lo encontrado por Estañol¹⁶⁸ *et al*, quienes al combinar el hongo *Glomus intraradices* y *Glomus*

¹⁶⁶ PINOCHET, CAMPRUBI, y CALVET, Op. cit., p. 79-83.

¹⁶⁷ MANZANILLA L., R. H.; EVANS, K., y BRIDGE, J. Plant Diseases Caused by Nematodes. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 651-653.

¹⁶⁸ ESTAÑOL B, E.; FERRERA C, R.; SOSA M, C.; SANTIZO R, J.A.; y QUINTERO L, R. Interacción del nematodo *Meloidogyne chitwoodi* con tres especies de hongo *Glomus* sp. en la producción y distribución de materia seca de plantas jóvenes de maíz. Terra. Vol. 17, No. 1 (1999); p. 17-25.

spp, con el nematodo *M. chitwoodi*, se incrementó el número de hembras en el interior de la raíz de las plantas de maíz. Ese resultado se asoció al hecho que la mayor cantidad de agua, nutrimentos y asimilados propios de la planta e implicados en la asociación micorrízica es aprovechado en el establecimiento del nematodo a nivel radical. A este respecto se conoce que la reproducción de nematodos puede ser estimulada por la presencia de ciertos hongos micorrícicos.

Hussey y Roncadori¹⁶⁹, al trabajar con *Arachis hypogaeae* L., observaron un incremento ocho veces mayor en el número de huevecillos por gramo de raíz, comparado con las plantas no micorrizadas.

Tabla 14. Estadíos del nematodo encontrados en 1 g de raíz de *T. rosea*, 2 meses después de la inoculación con *M. incognita* y *M. javanica*.

Modalidad	Tratamiento	Huevos		Larvas		Hembras	
		g	CV (%)	g	CV (%)	g	CV (%)
Con nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	232 a	81	51 a	69	5 a	163
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	455 a	60	139 a	54	4 a	245
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	1432 a	95	140 a	60	37 a	145
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar) + nematicida	442 a	130	177 a	70	22 a	119
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	----	----	----	----	----	----

En este trabajo, la asociación temprana de las raíces de *T. rosea* con la MA, estimuló notoriamente el desarrollo radical y aéreo de las plantas, siendo ésta, una condición favorable para la reproducción del nematodo, debido a la abundante y permanente disposición de alimento que le ofreció la planta. Sin embargo el daño ocasionado por el nematodo, fue compensado con una mayor nutrición y tolerancia adquirida por las plantas con la MA para afrontar ese parasitismo, sin presentarse una depresión en el crecimiento, a diferencia de las plantas sin la MA.

Cooper¹⁷⁰, en un estudio realizado en tamarillo, menciona que la precolonización con las MA no previno la depresión del crecimiento, aunque el daño en las raíces (decaimiento y formación de agallas) fue menor. Los resultados obtenidos en este trabajo confirman lo manifestado por Cooper¹⁷¹; Cooper y Grandison¹⁷², Hussey y Roncadori¹⁷³, quienes afirman que la habilidad de las plantas micorrizadas para

¹⁶⁹ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p. 9-14.

¹⁷⁰ COOPER, K.M. Effects of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Infection of Tamarillo (*Cyphomandra betacea*) by *Meloidogyne incognita* in Fumigated Soil. Plant Disease. Vol. 71, No. 12 (1987); p. 1101-1106.

¹⁷¹ Ibid., p.1101-1106.

¹⁷² COOPER, K.M.; y GRANDISON, G.S. Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi with root-knot nematode on cultivars of tomato and white clover susceptible to *Meloidogyne hapla*. Ann. Appl. Biol. Vol 108 (1986); p. 1-11.

¹⁷³ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p. 9-14.

crecer adecuadamente, desafiando la infección causada por los nematodos es considerada el principal beneficio de las MA en la interacción de las plantas hospedantes con los nematodos fitoparásitos.

Similares resultados han sido registrados por Linderman quien demostró que: “Las plantas con la presencia de la MA, presentaron altas tasas de reproducción del nematodo. Sin embargo, el daño fue menor con respecto a las plantas testigo carente de simbiosis (nematodo solo)”⁽¹⁷⁴⁾. Pinochet¹⁷⁵ *et al.*, encontraron que *M. javanica* interactuando con *G. mosseae* en banano mostró una mayor población final del nematodo en presencia del hongo; pero la densidad dentro de las raíces fue menor debido a un efecto de dilución que se produjo por el incremento en el tamaño de las raíces pertenecientes a las plantas con la MA.

En igual sentido, Jaramillo¹⁷⁶ demostró que plantas de banano inoculadas con una especie de micorriza tienden a albergar mayores cantidades de *Meloidogyne* o de *Pratylenchus* en sus raíces. Esto indica posiblemente una mayor tasa o una alta tasa de multiplicación de estos nematodos en las plantas con la MA, debido al efecto del hongo de producir una mayor cantidad de raíces y a la disponibilidad de alimento.

En las plantas de *T. rosea* no asociadas con una MA e inoculadas con el nematodo, se presentaron también altas poblaciones del nematodo, pero el desarrollo y crecimiento de las plantas fué limitado por la presencia y reproducción del patógeno, ocasionando un efecto detrimental sobre las raíces, que limitó la evaluación de los estadíos del nematodo en este tratamiento. Cuando las raíces de las plantas sin la MA, se inocularon con el nematodo y fueron tratadas con el nematicida, la proporción de estadíos fue alta, y el crecimiento de las plantas se vió afectado, aunque hubo disponibilidad de raíces para realizar esa evaluación.

El proceso infectivo del nematodo en las raíces de las plantas sin la MA (Testigos absoluto y relativo), generó rápidamente un detrimento en la capacidad de absorción de nutrientes por parte de las raíces, afectando notoriamente su crecimiento y desarrollo, mostrando que en ausencia del simbiote, no hubo tolerancia de las plantas al ataque del nematodo. Estañol¹⁷⁷ encontró, que el nematodo durante la formación de sitios de alimentación en el interior de la raíz, afectó el rendimiento del cultivo de maíz, debido a que posiblemente alteró el transporte de agua y nutrimentos por el cilindro vascular.

⁽¹⁷⁴⁾ LINDERMAN, citado por HIDALGO, E. *et al*, Op. cit., p. 78-83.

¹⁷⁵ PINOCHET, FERNANDEZ, JAIZME, y TENOURY, Op. cit., p. 101-103.

¹⁷⁶ JARAMILLO, Op. cit., 91 p.

¹⁷⁷ ESTAÑOL, FERRERA, SOSA, SANTIZO, y QUINTERO, Op. cit., p. 17-25.

Una explicación a este comportamiento lo señala Estañol¹⁷⁸ al trabajar con *Phaseolus vulgaris* L., bacterias del género *Rhizobium phaseoli* y el nematodo *Meloidogyne incognita*. Al comparar tratamientos solos y en combinación, observó que los nódulos bacterianos fijadores de nitrógeno, que normalmente son de color rosa y en pocas ocasiones blancos o verdes y de consistencia blanda, en los tratamientos asociados con el nematodo, éstos nódulos eran blanquecinos y de consistencia dura. Al realizar observaciones histológicas a los nódulos bacterianos, se detectó la presencia de nematodos hembra, y de células gigantes bloqueando el haz vascular involucrado.

Alam¹⁷⁹ *et al.*, mencionan que disminuciones en la toma de agua han sido demostradas por *Meloidogyne incognita*; Meon¹⁸⁰ *et al.*, en *M. javanica*; Islam y Alam¹⁸¹, en *Rotylenchus reniformis*, en plantas de tomate. Melakeberban¹⁸², dice que sin considerar el comportamiento alimenticio del nematodo, las plantas parasitadas por estos patógenos interrumpen la toma de nutrientes y se crea un desbalance de macro y micronutrientes en la planta. Melakeberhan: “El amarillamiento y el retardo en el crecimiento de la planta son manifestaciones de la destrucción de las raíces, lo cual impide la toma de nutrientes y altera la fisiología y metabolismo de la planta”¹⁸³.

En los sustratos sin esterilizar, las raíces presentaron una tendencia de mayor número de estadios del nematodo, en comparación a los sustratos esterilizados (Figura 21). De acuerdo con lo mencionado por Norman y Hooker¹⁸⁴, diferentes estudios sobre las interacciones en plantas parasitadas por nematodos, han indicado cambios en la microrrizosfera. La condición de sustrato esterilizado, restringe las posibles interacciones entre organismos naturales que habitan en el suelo, las cuales pueden afectar o no el desarrollo del nematodo. Al parecer en

¹⁷⁸ ESTAÑOL, Op. cit.

¹⁷⁹ ALAM, M.M., ALI, Q.; MASSOD, A., y KHAN, A.M. Studies on the changes induced by the infection of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in tomato and egg-plant and the stunt nematode (*Tylenchorhynchus brassicae*) in cabbage and cauliflower roots. Indian Journal of Nematology. Vol. 14 (1975); p. 715-718.

¹⁸⁰ MEON, S.; FISHER, J.M; y WALLACE, H.R. Changes in free proline following infection of plants with either *Meloidogyne incognita* or *Agrobacterium tumefaciens*. Physiological Plant Pathology Vol. 12 (1978); p. 251-256.

¹⁸¹ ISLAM, W.; y ALAM, M.M. Inhibition in water absorption capacity of castor and tomato roots by the infection of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. Geobios. Vol. 2 (1975); p. 23-24.

¹⁸² MELAKEBERHAN, H. Plant, nematode and nutrient relations: an overview. Japanese Journal of nematology. Vol. 27 (1997); p. 41-51.

¹⁸³ MELAKEBERHAN, H. Physiological Interactions between Nematodes and Their Host Plants. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 775-776.

¹⁸⁴ NORMAN y HOOKER, Op. cit., p. 1069-1073.

este estudio, la condición esterilizada del sustrato, afectó la reproducción del nematodo.

En los sustratos sin esterilizar, la presencia de otros organismos nativos del suelo, algunos de ellos promotores de crecimiento, pueden generar interacciones positivas para el desarrollo de las plantas, y por ende favorecer la alimentación y reproducción del nematodo. Muchos organismos que se asocian con las raíces de las plantas presentan primero una fase de reconocimiento, atraídos por los exudados radicales de las mismas. Inclusive, según Taylor y Sasser¹⁸⁵, la eclosión de algunos géneros de nematodos es afectada por la composición de los exudados. Inserra¹⁸⁶ *et al.*, indican que la temperatura del suelo es un factor determinante para la eclosión y el establecimiento del nematodo.

Norman y Hooker¹⁸⁷, en el caso de una simbiosis activa con una MA, los exudados de la raíz son alterados cuantitativamente así como cualitativamente. Filion¹⁸⁸ *et al.*, expresan que el efecto supresivo de las sustancias producidas por la MA, sugieren que existen interacciones directas entre las MA y otros microorganismos del suelo.

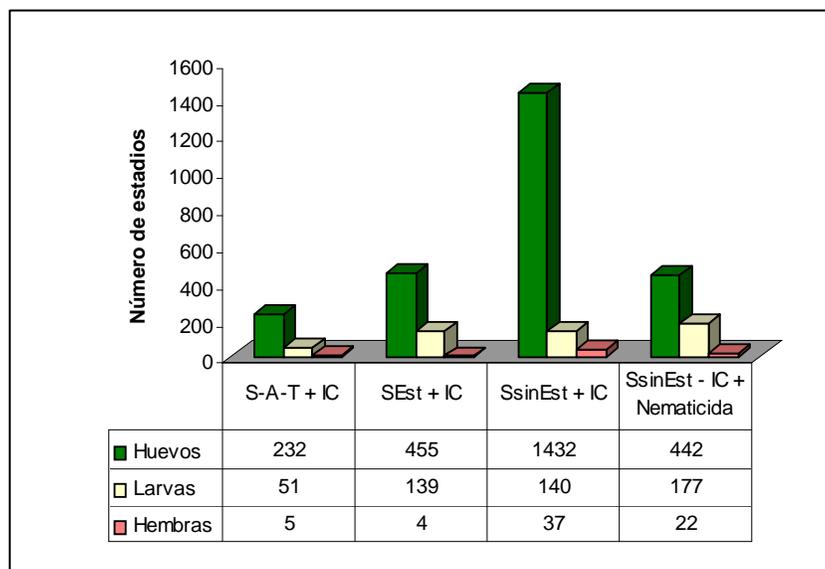
¹⁸⁵ TAYLOR y SASSER, Biología, identificación y control de los nematodos de nódulos de la raíz (especies de *Meloidogyne*), Op. cit.

¹⁸⁶ INSERRA, R.N.; VOVLAS, N.; O'BANNON, J.H.; y GRIFFIN, G.D. Development of *Meloidogyne chitwoodi* on wheat. J. of Nem. Vol. 17 (1985); p. 322-326.

¹⁸⁷ NORMAN y HOOKER, Op. cit., p. 1069-1073.

¹⁸⁸ FILION, ARANAUD, y FORTIN, Op. cit., p.525-533.

Figura 21. Población de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, encontrada en 1 g de raíz de *T. rosea*, 2 meses después de la inoculación con el nematodo, en sustratos con el inóculo comercial y el testigo de referencia.



En general, las raíces de las plantas de *T. rosea* asociadas con la MA, mostraron valores más bajos en el porcentaje de infección, lo cual pudo estar asociado a lo comentado por Hayman¹⁸⁹, Jalali y Jalali¹⁹⁰, Smith¹⁹¹, de una fortificación de las paredes celulares por un incremento en la producción de polisacáridos y un incremento de la lignificación o suberización, inducidos por la MA, lo cual impide la penetración del nematodo fitoparásito. El número de estadios en las plantas con la MA, fue alto al igual que las plantas sin MA. De la asociación simbiótica se generó un sistema radical vigoroso, que propició una mayor y segura disponibilidad de alimento para las hembras del nematodo, incrementando la producción de huevos.

De acuerdo con Inserra¹⁹² *et al.*, al estar el nematodo penetrando la raíz, se modifica la fisiología de su hospedante, pues transforma las células no diferenciadas en células gigantes altamente especializadas que van a ser sus fuentes de alimentación. En estas células ocurre una intensa división mitótica con

¹⁸⁹ HAYMAN, D.S. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.* Vol. 6 (1982); p. 944-963.

¹⁹⁰ JALALI, B.L.; y JALALI, I. Mycorrhiza in plant disease control. In: ARORA, K.; RAI, B.; MUKERJI, K.G.; y KNUDSEN, G.R. *Handbook of Applied Mycology*. New York: Dekker, 1991. p. 305-332.

¹⁹¹ SMITH, G.S. Interactions of nematodes with mycorrhizal fungi. In: VEECH, J.A.; y DICKSON, D.W. *Vistas on Nematology USA: Society of Nematologist*, 1987. p. 307-312.

¹⁹² INSERRA, VOVLAS, O'BANNON y GRIFFIN, *Op. cit.*, p. 322-326.

agrandamiento del núcleo como del nucléolo y cambios en la composición celular, acompañados por un engrosamiento de la raíz y la formación de agallas.

En las plantas en simbiosis, el daño se vió compensado por el efecto benéfico de la MA, ya que en los testigos la infección y la población del nematodo también fué alta, pero las plantas no toleraron el ataque. La protección efectiva de las MA contra nematodos fitoparásitos es probablemente una consecuencia de algunos mecanismos. Según, Azcón¹⁹³ *et al.*, un incremento del estado nutricional, competencia por nutrientes y sitios de penetración, cambios anatómicos en las raíces, cambios microbiales en la rizosfera y activación de los mecanismos de defensa, han sido propuestos como posibles mecanismos anti-nematodos.

Benhamou¹⁹⁴ *et al.*, mencionan que la colonización de la MA causa una leve y transitoria activación de la ruta metabólica, relacionada con los mecanismos de defensa a la enfermedad. Esta respuesta ha sido con frecuencia interpretada como un proceso de elicitación, predisponiendo a la planta a ser más resistente a los cambios producidos por el patógeno. Pozo¹⁹⁵ *et al.*, han sugerido la acumulación de compuestos, tales como compuestos fenólicos, hormonas y fitoalexinas, las cuales están involucradas en la respuesta de defensa normal de la planta.

Esta evaluación, permitió conocer la respuesta y el comportamiento de plantas de *T. rosea*, a las interacciones entre el nematodo y la MA, surgidas durante el establecimiento y el inicio del proceso de infección, dos meses después de la inoculación *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*.

¹⁹³ AZCÓN A, C.; y BAREA, J.M. Interactions between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms. In: ALLEN, M.J. Mycorrhizal functioning, an integrative plant-fungal process. New York: Routledge, Chapman and Hall Inc., 1992. p. 163-198.

¹⁹⁴ BENHAMOU, N.; FORTIN, J.A.; HAMEL, C.; ARNAUD, M.; y SHATILA, A. Resistance response of mycorrhizal Ri T-DNA transformed carrot roots to infection by *Fusarium oxysporium* f. sp. *Chrysanthemi*. Phytopathology. Vol 84 (1994); p. 958-968.

¹⁹⁵ POZO, DESCHAUMES, DUMAS, GIANINAZZI y AZCÓN. Op. cit., p. 103-111.

Figura 22. Crecimiento de plantas de *T. rosea* (raíz y aéreo), 2 meses después de la inoculación del nematodo. **A.** Planta+MA en el sustrato suelo+arena+turba. **B.** Planta+MA en el sustrato suelo esterilizado. **C.** Planta+MA en el sustrato suelo sin esterilizar. **D.** Planta-MA+nematicida en el sustrato suelo sin esterilizar. **E.** Planta-MA en el sustrato suelo sin esterilizar.



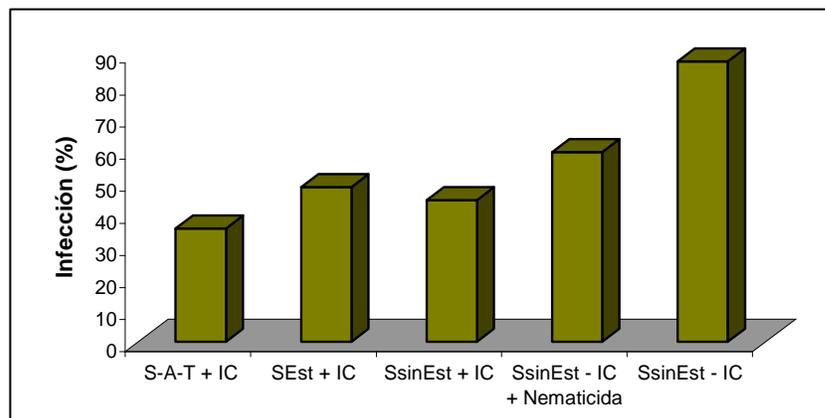
▪ **Segunda evaluación.** Cuatro meses, después de la inoculación con *M. incognita* y *M. javanica*, las raíces de las plantas de *T. rosea*, presentaron infección cuando se inocularon con el nematodo. Se observó que tanto en la primera como en la segunda evaluación no hubo presencia de nematodos nativos ya que las plantas no inoculadas, no mostraron infección en las raíces.

En esta segunda evaluación, las plantas que fueron inoculadas con el nematodo, no mostraron diferencias estadísticas significativas por efecto de los diferentes sustratos y la interacción con la MA en el porcentaje de infección ($P > F 0.0078$) (Anexo AX). La infección provocada por el nematodo en las raíces aumentó en todos los tratamientos, con respecto a la primera evaluación, mostrando que a través del tiempo, el nematodo continuó su ciclo de reproducción, y se produjeron nuevos juveniles que infectaron otros sitios en la raíz. Sin embargo, el incremento en la infección fue considerablemente más alto, en las plantas testigo, mostrando que no tuvieron protección y tolerancia a la actividad del nematodo. En estas plantas se registraron los valores más altos de infección para el testigo relativo (59%) y el testigo absoluto (88%). En las plantas asociadas con la MA, la infección tuvo valores más bajos (Tabla 15, Figura 23).

Tabla 15. Infección en las raíces de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con *M. incognita* y *M. javanica*.

Modalidad	Tratamiento	Infección (%)	
		\bar{x}	CV (%)
Con nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	35 a	58
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	48 a	56
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	44 a	43
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar + Nematicida)	59 a	58
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	88 a	9

Figura 23. Porcentaje de infección en las raíces de *T.rosea*, 4 meses después de la inoculación con *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, en los tratamientos tratados con el inóculo comercial y los testigos.



Al igual que lo obtenido en la primera evaluación, la presencia del nematodo en las raíces de las plantas no asociadas con la MA, produjo un mayor nivel de infección en las raíces, mostrando sus consecuencias en un pobre desarrollo de la planta, debido a la destrucción severa del sistema radical. Las plantas de *T. rosea* inoculadas con el nematodo y en ausencia de la MA, tuvieron escaso desarrollo de raíces, las cuales fueron en su mayoría infectadas por el nematodo; mientras que esas raíces en simbiosis con el hongo, tuvieron un sistema radical abundante a pesar de presentar también infección por el nematodo.

Es de destacar, en esta evaluación un mayor beneficio de la MA en las raíces, con respecto a la primera evaluación, ya que éstas tuvieron mayor protección, comparada con la ofrecida en las plantas tratadas solamente con el nematicida. En la primera evaluación, la infección en las raíces fue similar en las plantas con la MA, y en las plantas aplicando el nematicida. Estos resultados, dejan entrever que el tiempo transcurrido entre las dos evaluaciones, fortaleció la colonización de las raíces en las plantas con nematodos, debido al incremento de la colonización que tuvieron las plantas en la segunda evaluación.

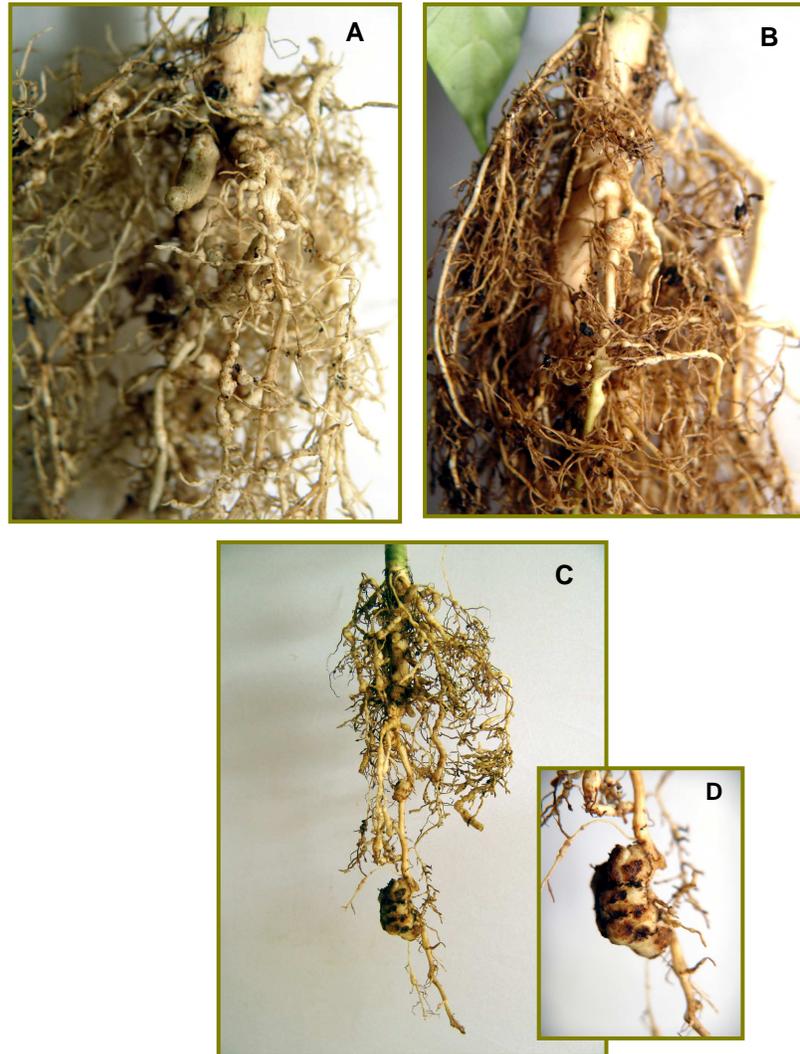
En la primera evaluación ya fueron comentados estos resultados, los cuales son similares a los obtenidos por Jaizme¹⁹⁶ *et al.*, quienes mencionan que las MA afectan negativamente los nódulos y la reproducción del nematodo. En los trabajos de estos autores, la nodulación fue más alta en ausencia de micorrizas arbusculares (100%), mientras que en las plantas asociadas con *G. mosseae*, fue de 54%. Así mismo, Al-Raddad¹⁹⁷, encontró que *G. mosseae* en plantas de tomate suprimió el número de nódulos en 50% comparado con el testigo sin MA. Francl y Dropkin¹⁹⁸, observaron que *Glomus fasciculatum* disminuyó el número de adultos femeninos de la primera generación en 26% comparados con el testigo no micorrizado.

¹⁹⁶ JAIZME, TENOURY, PINOCHET, y JAUMONT, Op. cit., p.27-35.

¹⁹⁷ AL-RADDAD, M, Op. cit., p.233-236.

¹⁹⁸ FRANCL, L.; y DROPKIN, V. *Glomus fasciculatum*, a week pathogen of *Heterodera glycines*. In: Journal Nematology. Vol. 17 (1985); p.470-475.

Figura 24. Desarrollo de plantas de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. **A.** Plantas+MA, en el sustrato suelo sin esterilizar **B.** Plantas+MA en el sustrato suelo+arena+turba **C.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar **D.** Hipertrofia causada por el nematodo en las plantas testigo.



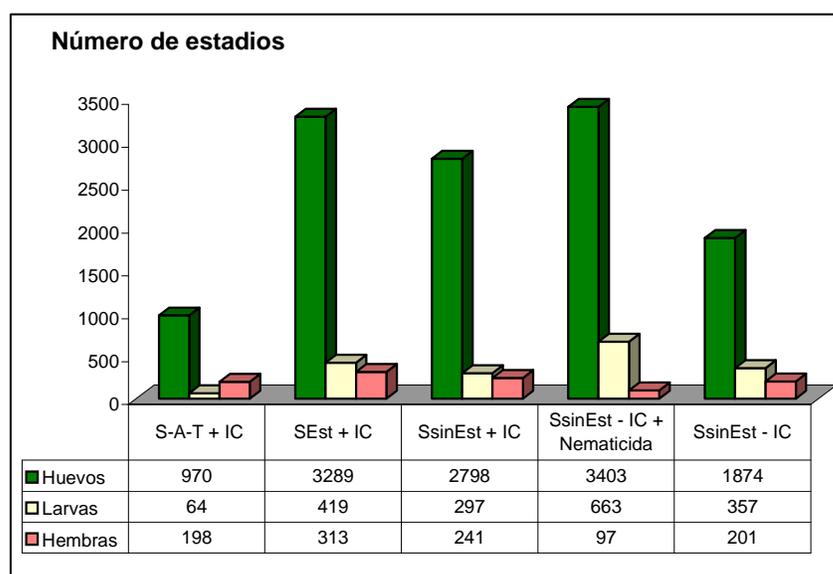
Al evaluar los **estadios del nematodo**, las plantas de *T. rosea* inoculadas con el nematodo, no mostraron diferencias estadísticas significativas por efecto de los sustratos y las MA para el número de huevos ($Pr > F$ 0.1146), larvas ($Pr > F$ 0.4252), y hembras ($Pr > F$ 0.1369) (Tabla 16, Anexos AY, AZ, BA). Al igual que lo observado en la primera evaluación, la asociación de la MA en las raíces de las plantas en los diferentes sustratos, no indujo una reducción en la reproducción del nematodo, observándose la misma tendencia con valores altos en el número de hembras, huevos y larvas.

Este aspecto, ya fue discutido para la primera evaluación, al haberse determinado que la MA, debido a su efecto sobre el crecimiento y la nutrición de la planta puede brindar mejores condiciones para la alimentación y reproducción del nematodo. En esta segunda evaluación, se confirmó que las plantas asociadas con la MA y el nematodo, aunque no mostraron una tendencia descendente en la población del nematodo, la actividad reproductiva de éste, fue tolerada por las plantas, las cuales se vieron beneficiadas en la producción de materia seca de la raíz y de la parte aérea. Las plantas testigo en presencia del nematodo, fueron altamente susceptibles al daño ocasionado por éste, reflejando un escaso crecimiento y desarrollo. Los valores más altos en la producción de huevos y larvas, en las plantas testigo tratadas con nematicida, mostraron que la aplicación del nematicida no tuvo efecto sobre la reproducción del nematodo.

Tabla 16. Estadios del nematodo encontrados en 1 g de raíz de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con *M. incognita* y *M. javanica*.

Modalidad	Tratamiento	Huevos		Larvas		Hembras	
		8	CV (%)	8	CV (%)	8	CV (%)
Con nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	970 a	124	64 a	80	198 a	75
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	3289 a	39	419 a	103	313 a	58
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	2798 a	81	297 a	116	241 a	73
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar) + nematicida	3403 a	71	663 a	131	97 a	55
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	1874 a	61	357 a	162	201 a	42

Figura 25. Población de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, encontrada en 1 g de raíces de *T. rosea*, 4 meses después de la inoculación con el nematodo, en los tratamientos tratados con el inóculo comercial y los testigos.



Con los resultados obtenidos, se aprecia claramente el beneficio de la inoculación temprana con las MA (inóculo comercial), al permitirle a las plantas de *Tabebuia rosea*, desarrollar mayor tolerancia para afrontar el parasitismo causado por el nematodo y de este modo reducir los porcentajes de infección. Aunque este beneficio no se reflejó notoriamente en la reducción de la población del nematodo, lo evidente fue que las MA en presencia o ausencia del nematodo estimularon el crecimiento y desarrollo de las plantas de *T. rosea*. Los resultados de las interacciones surgidas entre ambos organismos, ya fueron discutidos anteriormente.

De acuerdo con Trotta¹⁹⁹ *et al.*, las plantas poseen una variedad de mecanismos latentes de defensa, confiriendo una protección cuantitativa contra un amplio rango de microorganismos patogénicos. Es evidente que el incremento en la capacidad de adquisición de nutrientes por esta asociación simbiótica, puede ayudar a la planta hospedante a contrarrestar el ataque de patógenos. Adicionalmente, el incremento en la biomasa radical puede compensar el daño y deterioro de las raíces causados por el patógeno, y consecuentemente reducir significativamente los síntomas de la enfermedad. Sin embargo, conviene tener presente que el incremento en la nutrición, no es la única razón para explicar la reducción en los niveles de infección del nematodo, ya que existen otros mecanismos más específicos ligados a la simbiosis de la MA.

Azcón, Jaizme y Calvet²⁰⁰, mencionan que la competencia por fotosintatos del hospedante y sitios de colonización, es uno de ellos. El crecimiento del simbionte y el patógeno, depende de los fotosintatos del hospedante. De este modo, la competencia por compuestos carbonados puede ser una de las causas de la depresión de patógenos en plantas asociadas con la MA. Las MA y los patógenos radicales, colonizan e infectan las raíces en el mismo nicho ecológico, es decir los tejidos radicales, y por lo tanto la competencia por espacio debe ser considerada.

Por ello, según, Berta²⁰¹ *et al.*, han sido sugeridos cambios en la anatomía y arquitectura del sistema radical. La MA ejerce un mayor impacto sobre la arquitectura del sistema radical, con frecuencia promoviendo incrementos en la ramificación, aunque de acuerdo con Forbes²⁰² *et al.*, el efecto opuesto también ha

¹⁹⁹ TROTТА, A.; VARESE, G.C.; GNAVI, E.; FUSCONI, A.; SAMPO, S.; y BERTA, G. Interactions between the soil-borne root pathogen *Phytophthora nicotianae* var *parasitica* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* in tomato plants. Plant. Vol. 185 (1996); p. 199-209.

²⁰⁰ AZCÓN, JAIZME.; y CALVET, Op.cit., p. 187-197.

²⁰¹ BERTA, G.; TROTТА, A.; FUSCONI, A.; HOOKER, J.E.; MUNRO, M.; ATKINSON, D.; GIOVANNETTI, M.; MORINI, S.; FORTUNA, P.; TISSERANT, B.; GIANINAZZI, V.; y GIANINAZZI, S. Arbuscular mycorrhizal induced changes to plant growth and root system morphology in *Prunus cerasifera*. Tree Physiology. Vol. 15 (1995); p. 281-293.

²⁰² FORBES, P.J.; ELLISON, C.H.; y HOOKER, J.E. The impact of arbuscular mycorrhizal fungi and temperature on root system development. Agronomie. Vol. 16 (1996); p. 617-620.

sido descrito. Cambios en la morfología del sistema radical pueden modificar la dinámica de infección del patógeno en el suelo. También, se pueden presentar cambios microbiales en la rizosfera. Bansal y Mukerji²⁰³, manifiestan que la exudación de la raíz puede ser modificada por la presencia de una simbiosis activa de una MA. Bago²⁰⁴ *et al.* y Bago y Azcón²⁰⁵, mencionan que el pH del suelo también es influenciado por el establecimiento de la MA y el desarrollo del micelio. En consecuencia, Barea²⁰⁶, indica que ciertos microorganismos pueden ser estimulados o inhibidos específicamente para crecer en la rizosfera de plantas micorrizadas o en la micorizosfera por sí mismos. De acuerdo con Linderman y Paulitz²⁰⁷; Azcón y Barea²⁰⁸, la MA induce cambios cualitativos, cuantitativos y espaciales en la población microbial presente en el suelo.

Filion²⁰⁹ *et al.*, comentan que la competencia directa o indirecta entre las MA y los microorganismos patogénicos puede tomar lugar cerca de la fase extraradical de la MA. Puede ser indirecta, porque alguno de los microorganismos estimulados por la condición de las plantas micorrizadas exhiben actividades antagónicas contra patógenos de plantas, y consecuentemente, pueden actuar sinérgicamente con la MA en la protección de las plantas. Sin embargo, la MA también puede interactuar directamente con los organismos patogénicos.

Según Azcón y Barea²¹⁰, Gianinazzi²¹¹, otro aspecto tiene que ver con la activación de mecanismos de defensa de la planta. La bioprotección, puede resultar de la preactivación de la respuesta de defensa de la planta por la MA. La

²⁰³ BANSAL, M.; y MUKERJI, K.G. Positive correlation between VAM-induced changes in root exudation mycorrhizosphere mycoflora. *Mycorrhiza*. Vol. 5 (1994); p. 39-44.

²⁰⁴ BAGO, B.; VIERHEILIG, H.; PICHÉ, T.; y AZCÓN, C. Nitrate depletion and pH changes induced by the extraradical mycelium of the arbuscular-mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture. *New Phytol.* Vol. 133 (1996); p. 273-280.

²⁰⁵ BAGO, B.; y AZCÓN, C. Changes in the rhizospheric pH induced by arbuscular mycorrhiza formation in onion (*Allium cepa* L.). *Z. Pflanzenernähr Bodenk.* Vol. 160 (1997); p. 333-339.

²⁰⁶ BAREA, J.M. Mycorrhiza/bacteria interactions on plant growth promotion. In: OGOSHI, A.; KOBAYASHI, L.; HOMMA, Y.; KODAMA, F.; KONDON, N.; y AKINO, S. Plant growth-promoting rhizobacteria, present status and future prospects. Paris: OCDE, 1997. p. 150-158.

²⁰⁷ LINDERMAN, R.G.; y PAULITZ, T.C. Mycorrhizal-rhizobacterial interactions. In: HORNBY, D.; COOK, R.J.; HENIS, Y.; KO, W.H.; ROVIRA, A.D.; SCHIPPERS, B.; y SCOTT, P.R. Biological control of soil-borne plant pathogens. Wallingford: CAB International, 1990. p. 261-283.

²⁰⁸ AZCÓN y BAREA, Interactions between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms, *Op. cit.*, p. 163-198.

²⁰⁹ FILION, ARANAUD, FORTIN, *Op. cit.*, p.525-533.

²¹⁰ AZCÓN y BAREA, Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens, *Op. cit.*, p. 457-464.

²¹¹ GIANINAZZI, V. Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: Getting to the roots of the symbiosis. *Plant Cell*. Vol. 8 (1996); p. 1871-1883.

aplicación de tales mecanismos es una aparente paradoja, ya que a etapas tempranas de colonización radical la planta hospedante induce solamente una respuesta débil y transitoria, y posteriormente de acuerdo con Kapulnik²¹² *et al.*, esta respuesta puede ser suprimida. Sin embargo, según Slezack²¹³ *et al.*, a pesar de las débiles reacciones, la colonización de la MA sensibiliza el hospedante contra el ataque de patógenos. De esta manera, la MA produce elicitores capaces de inducir respuestas de defensa en la planta. La preactivación de respuesta de defensa de la planta por la MA puede resultar en un cierto nivel de bioprotección. En este sentido, ciertos compuestos quitinolíticos y de acuerdo con Pozo²¹⁴ *et al.*, la producción de β -1,3 glucanólíticos, específicamente inducidos por la MA en la planta asociada, han sido involucrados en la bioprotección.

Harrison y Dixon²¹⁵, se refieren que en un completo establecimiento de la simbiosis micorrizal, las respuestas de los mecanismos de defensa parecen estar casi restringidas exclusivamente a las células que contienen los arbusculos, en las cuales la expresión de la defensa está relacionada con genes. Estos genes probablemente juegan un papel importante en la íntima regulación de la simbiosis.

Por otra parte, de acuerdo con Cordier²¹⁶ *et al.*, se han evidenciado efectos sistémicos de la colonización de las MA. Un estudio mostró, que la disminución en el desarrollo de *Phytophthora* en raíces asociadas con una MA y no asociadas con una MA en plantas de tomate estuvo asociada con acumulaciones fenólicas y respuestas de defensa de las células de la planta. Este es el primer reporte de inducción de resistencia sistémica por la formación de la MA. Células que contenían arbusculos, fueron inmunes al patógeno, y sistémicamente indujeron resistencia en partes de raíz no asociadas con una MA, lo cual fue caracterizado por el engrosamiento de la pared celular como reacción a la penetración intercelular de la hifa del patógeno, y a la formación de callosidad alrededor de la hifa. Las reducciones en el daño de la raíz y en el desarrollo del patógeno, en partes de raíz no colonizadas de plantas inoculadas con una MA, en comparación

²¹² KAPULNIK, Y.; VOLPIN, H.; ITZHAKI, H.; GANON, D.; GALILI, S.; DAVID, R.; SHAUL, O.; ELAD, Y.; CHET, I.; y OKON, Y. Suppression of defence responses in mycorrhizal alfalfa and tobacco roots. *New Phytologist*. Vol. 133 (1996); p. 59-64.

²¹³ SLEZACK, S.; DUMAS, E.; PAYNOT, M.; y GIANINAZZI, S. Is a fully established arbuscular mycorrhizal symbiosis required for bioprotection of *Pisum sativum* roots against *Aphanomyces euteiches*?. *Mol Plant Microb Interac*. Vol. 13 (2000); p. 238-241.

²¹⁴ POZO, M.J.; CORDIER, C.; DUMAS, E.; y BAREA, J.M. β -1,3-glucanase activities in tomato roots inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi and/or *Phytophthora parasitica* and their possible involvement in bioprotection. *Plant Sci*. Vol. 141 (1999); p. 149-157.

²¹⁵ HARRISON, M.J.; y DIXON, R.A. Spatial patterns of expression of flavonoid/isoflavonoid pathway genes during interactions between roots of *Medicago truncatula* and the mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Plant J*. Vol. 6 (1994); p. 9-20.

²¹⁶ CORDIER, C.; POZO, M.J.; BAREA, J.M.; GIANINAZZI, S.; y GIANINAZZI, V. Cell defense responses associated with localized and systemic resistance to *Phytophthora parasitica* induced in tomato by an arbuscular-mycorrhizal fungus. *Mol. Plant-Microbe Interac*. Vol. 11 (1998); p. 1017-1028.

con raíces de plantas no inoculadas con una MA, fueron producidas como una consecuencia de esta respuesta sistémica.

Los resultados obtenidos en este estudio, son similares a los encontrados por otros autores. Pinochet²¹⁷ *et al.*, encontró que la inoculación con *G. intraradices* en presencia o ausencia de nematodos estimuló el crecimiento de las plantas de cerezo, mientras que Roncadori y Hussey²¹⁸, demostraron no existir diferencias entre plantas con y sin micorrizas arbusculares, con respecto a la reproducción del nematodo.

En plantas de soya asociadas con *Glomus fasciculatum* y *Heterodera glycines* se produjo más biomasa que en las plantas que no fueron inoculadas con la MA, pero sí con nematodos. La resistencia a patógenos inducida por las MA ha sido atribuida a una mejor nutrición del hospedante y a una mejor absorción del fósforo por las plantas asociadas con micorrizas arbusculares.

Jaizme²¹⁹ *et al.*, encontraron que en plantas de banano, hubo reducción en el número de nematodos de *Meloidogyne incognita* en los tratamientos asociados con *G. mosseae*, resultado que sugiere un efecto supresivo del simbiote sobre el nematodo fitoparásito. Saleh y Sikora²²⁰, Smith²²¹ *et al.*, mencionan que estos efectos parecen depender del grado de colonización radical por los hongos micorrícicos.

Esta información fue corroborada también por Pinochet²²² *et al.*, quienes obtuvieron respuestas similares en el crecimiento de plantas de banano inoculadas con *Glomus intraradices* y *Meloidogyne javanica*. En este resultado, los nódulos y la reproducción de *M. javanica* fueron afectados por la MA indicando que ésta incrementó la tolerancia de las plantas al nematodo. En todos estos estudios, de acuerdo con Dehne, Hussey y Roncadori: "Se resalta el crecimiento

²¹⁷ PINOCHET, J.; CALVET, C.; CAMPRUBI, A.; y FERNANDEZ, C. Interaction between the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* on the mycorrhizal association of *Glomus intraradices* and Santa Lucia 64 cherry rootstock. *In*: Plant and Soil. Vol. 170 (1995); p.323-329.

²¹⁸ RONCADORI, R.W.; y HUSSEY, R.S. Interaction of the endomycorrhizal fungus *Gigaspora margarita* and root-knot nematode on cotton. *In*: Phytopathology. Vol. 67 (1977); p.1507-1511.

²¹⁹ JAIZME, TENOURY, PINOCHET y JAUMONT, Op. cit., p.27-35.

²²⁰ SALEH, H.M.; y SIKORA, R.A, Op. cit., p. 432-442.

²²¹ SMITH, S.E.; ROBSON, A.; y ABBOTT, L.K. The involvement of mycorrhizas in assessment of genetically dependent efficiency of nutrient uptake and use. Plant Soil. Vol. 146 (1992); p. 169-179.

²²² PINOCHET, CALVET, CAMPRUBI, y FERNANDEZ, Interactions between migratory endoparasitic nematodes and arbuscular mycorrhizal fungi in perennial crops, Op.cit., p. 183-190.

de las plantas proveniente del beneficio de la inoculación temprana con las MA⁽²²³⁾.

Jaizme *et al.* y Calvet *et al.*, mencionan que: “La directa consecuencia sobre el desarrollo de las plantas es un incremento en la tolerancia al patógeno”²²⁴. Estas afirmaciones están acordes con lo obtenido en este trabajo, en donde el mayor beneficio de la inoculación temprana con las MA en las plantas de Guayacán rosado se vió reflejado en el crecimiento y desarrollo de éstas en presencia o ausencia del nematodo, al compararse con aquellas que no se inocularon con la MA (inóculo comercial).

En esta investigación, se determinó que *T. rosea* es una especie muy susceptible al ataque de nematodos del género *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Debido a su carácter forestal, fisiología y comportamiento, difiere de otras especies agrícolas en las cuales se han hecho este tipo de estudios. Al evaluar la infección de *Meloidogyne* en *T. rosea*, se observaron características específicas del ataque del nematodo en estas plantas. En este sentido, las raíces de *T. rosea*, mostraron que en estados avanzados de infección, el nematodo ataca la raíz principal, formando nudosidades a lo largo de la raíz pivotante y en el punto de crecimiento de las raíces secundarias impidiendo su crecimiento. Se observó frecuentemente, que a un mayor nivel de infección, se presentó bifurcación en la raíz pivotante (Figura 26).

⁽²²³⁾ DEHNE, Morphological alterations under the influence of endotrophic mycorrhiza y HUSSEY y RONCADORI, Vesicular-arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth, citados por AL-RADDAD, M. Interaction of *Glomus mosseae* and *Paecilomyces lilacinus* on *Meloidogyne javanica* of tomato. In: Mycorrhiza. Vol. 5, No. 3 (1995); p.233-236.

²²⁴ JAIZME, TENOURY, PINOCHET, y JAUMONT; y CALVET, Op. cit., p. 27-35.

Figura 26. Infección en las raíces de *T. rosea*, causada por *M. incognita* y *M. javanica*. **A.** Nódulos en el punto de crecimiento de las raíces secundarias. **B.** Detalle de la nudosidad. **C.** Raíz pivotante atacada por el nematodo. **D.** Detalle de las nudosidades. **E.** Bifurcación de la raíz pivotante.

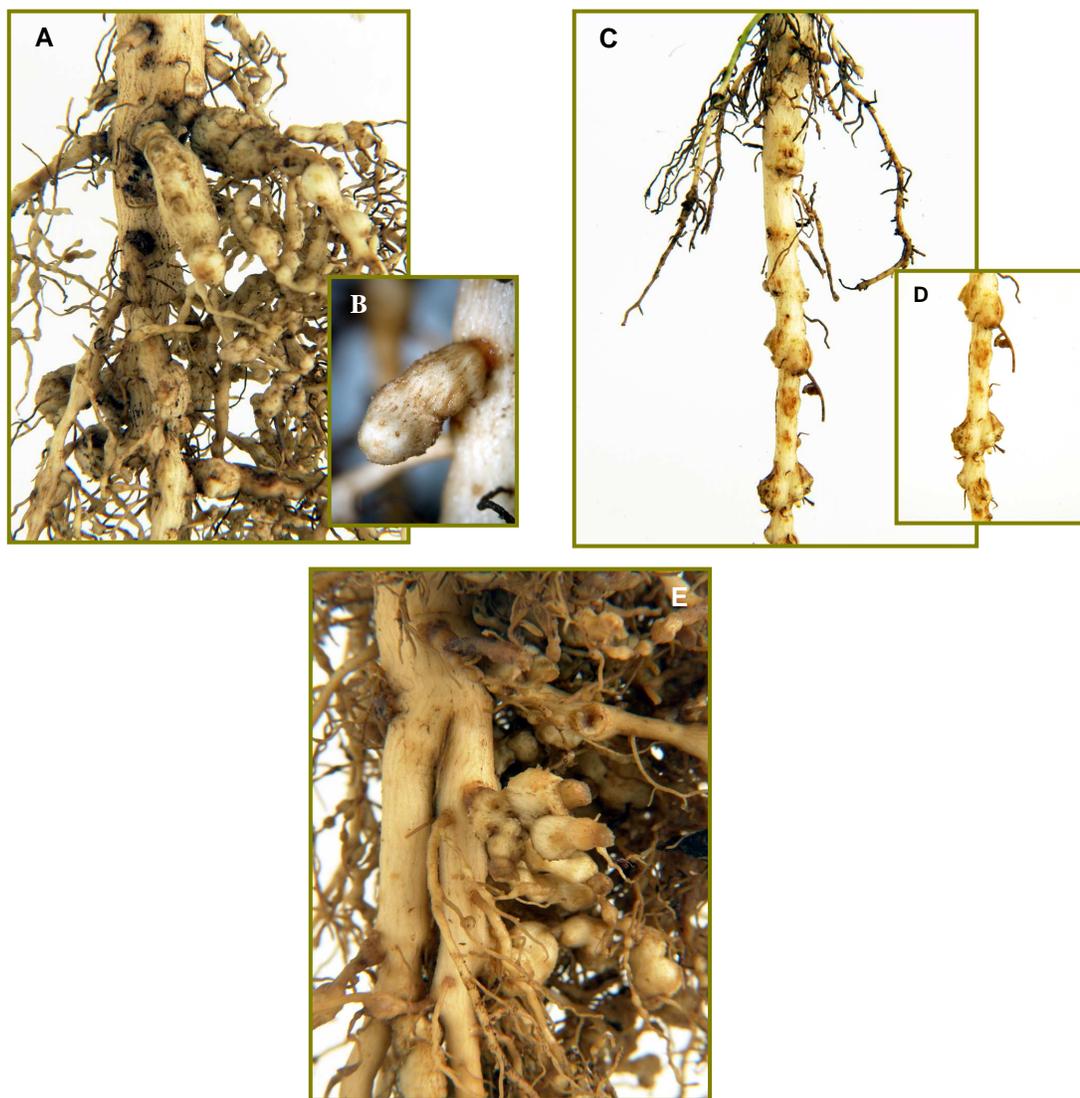


Figura 27. Hembras de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, encontradas en las raíces de *T. rosea*.



3.2.3 Crecimiento y desarrollo de las plantas de *T. rosea*. En la primera evaluación (2 meses después de la inoculación con el nematodo), las plantas de *T. rosea*, no se afectaron por la presencia del nematodo, en el peso fresco de raíz (Pr>F 0.1203), peso fresco aéreo (Pr>F 0.5344), peso seco de raíz (Pr>F 0.1672), peso seco aéreo (Pr>F 0.8578), altura (Pr>F 0.6467), y diámetro de las plantas (Pr>F 0.4852) (Tabla 17).

Tabla 17. Crecimiento de plantas de *T. rosea*, bajo las dos modalidades, 5 meses después de la siembra de la semilla.

Modalidad	Peso fresco (g)		Peso seco (g)		Altura (cm)	Diámetro (cm)
	Raíz	Aéreo	Raíz	Aéreo		
	8	8	8	8	8	8
Con nematodos	8.93 a	9.66 a	1.64 a	2.03 a	13.40 a	0.65 a
Sin nematodos	6.85 a	8.61 a	1.25 a	1.92 a	13.17 a	0.67 a

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de diferencia mínima significativa al 5%.

A los cuatro meses después de la inoculación del nematodo (segunda evaluación), éste no tuvo efecto en el peso fresco de raíz (Pr> 0.1521), peso fresco aéreo (Pr> 0.9971), peso seco de la raíz (Pr> 0.2121), peso seco aéreo (Pr> 0.4266), altura (Pr> 0.6304) y diámetro de las plantas (Pr> 0.8449) (Tabla 18).

Tabla 18. Crecimiento de plantas de *T. rosea*, bajo las dos modalidades, 7 meses después de la siembra de la semilla.

Modalidad	Peso fresco (g)		Peso seco (g)		Altura (cm)	Diámetro (cm)
	Raíz	Aéreo	Raíz	Aéreo		
	8	8	8	8		
Con nematodos	25.37 a	23.69 a	4.50 a	7.30 a	23.38 a	1.13 a
Sin nematodos	20.69 a	23.68 a	3.74 a	8.16 a	24.24 a	1.11 a

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente, según prueba de diferencia mínima significativa al 5%.

En las dos evaluaciones, las plantas de *T. rosea*, tuvieron igual desarrollo y crecimiento, con y sin la inoculación de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Como consecuencia de estos resultados, en cada evaluación, se analizaron conjuntamente las plantas con y sin nematodos correspondientes al mismo tratamiento, para conocer su efecto por separado, a manera de contrastes ortogonales.

Las plantas de *T. rosea*, tanto a los 5 y 7 meses de edad (primera y segunda evaluación), mostraron diferencias estadísticas significativas a favor de las plantas inoculadas con la MA, las cuales tuvieron aumento en el peso fresco y seco de las plantas, así como de su altura y diámetro, independiente de la presencia o ausencia del nematodo (Tablas 19, 20, 21 y 22). Aunque se encontraron altas poblaciones del nematodo en presencia de la micorriza arbuscular, la producción de biomasa en estas plantas fue mayor que en las plantas sin la MA, las cuales presentaron los valores más bajos en el crecimiento.

En las dos evaluaciones, prevaleció el beneficio de la asociación simbiótica sobre el crecimiento de las plantas, sin afectarse por la presencia del nematodo, lo cual se observó con el aumento, entre la primera y segunda evaluación, de los valores en el peso fresco de raíz (18.4 g), peso fresco aéreo (17.6 g), peso seco de raíz (3.6 g), peso seco aéreo (7.5 g), altura de las plantas (11.2 cm), y diámetro (0.5 cm).

Al respecto, Hussey y Roncadori²²⁵, demostraron que las plantas en simbiosis con una MA crecieron mejor que las plantas sin este hongo. En estas circunstancias, la tasa de reproducción del nematodo puede ser más alta pero el daño en las plantas con estos hongos es menor que en las plantas testigo. Estos autores encontraron que la reducción del crecimiento en plantas de algodón debido a los nematodos noduladores, fue del 30% en plantas no asociadas con una MA, pero solo del 10%, en las plantas asociadas con este hongo. En este caso la tolerancia de las

²²⁵ HUSSEY y RONCADORI, Op. cit., p. 9-14.

plantas a la enfermedad fue más alta, debido a la influencia de la simbiosis, aunque el desarrollo del nematodo se incrementó.

Elsen²²⁶ *et al.*, encontraron que la asociación con una MA mejoró significativamente el crecimiento de plantas de *Musa* spp, aún en presencia de nematodos y que la reducción en el número de raíces causadas por los nematodos se equilibra con el aumento de las mismas por efecto de las MA. Cooper y Grandison²²⁷, encontraron que plantas de tamarillo inoculadas con *Gigaspora margarita*, *Glomus mosseae*, *G. fasciculatum* y *G. tenue*, y el nematodo *M. incognita*, alcanzaron en las raíces y en la parte aérea, pesos similares a lo de las plantas libres de nematodos. Elsen²²⁸ *et al.*, mencionan que el incremento en la toma de nutrientes por la asociación con la MA, resulta en la producción de plantas más vigorosas.

A los 5 meses de edad (primera evaluación), las plantas de *T. rosea* asociadas con la MA, presentaron en los diferentes sustratos evaluados significativos incrementos en su crecimiento; sin embargo, se destacan los valores obtenidos en los sustratos suelo sin esterilizar y suelo+arena+turba, los cuales no tuvieron diferencias estadísticas significativas por este concepto. Los valores fueron más altos en el desarrollo radical y en la altura de las plantas asociadas con la MA, en el sustrato suelo sin esterilizar (2.84 g de peso seco de raíz y 17.98 cm de altura) a los obtenidos con el testigo absoluto (0.27 g y 7.58 cm, respectivamente). Las plantas asociadas con la MA en este sustrato incrementaron en 1052% el peso seco de la raíz y en 237% la altura de las plantas, comparadas con el testigo (Tablas 19 y 20).

El desarrollo de la parte aérea y el diámetro del tallo de las plantas inoculadas con la MA, no presentó diferencias estadísticas entre sustratos; sin embargo, se observó una tendencia de mayor crecimiento en el sustrato suelo+arena+turba, con un peso seco aéreo de 3.11 g y diámetro de 0.88 cm, con respecto a las plantas sin la MA que tuvieron 0.31 g y 0.37 cm respectivamente, registrando un incremento de 1.003% en el peso seco aéreo y 238% en el diámetro del tallo con respecto al testigo.

²²⁶ ELSÉN, A., SWENNEN, R., WAELE, D. The effect of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF)-nematode interactions on the root development of different *Musa* genotypes. In: TURNER, D.; y ROSALES, F. Banana Root System: towards a better understanding for its productive management. Costa Rica: INIBAP, 2003. p. 224-237.

²²⁷ COOPER, K.M.; y GRANDISON, G.S, Op. cit., p. 1-11.

²²⁸ ELSÉN, A.; DECLERCK, S.; y WAELE, D. Effects of *Glomus intraradices* on the reproduction of the burrowing nematode (*Radopholus similis*) in dioxenic culture. Mycorrhiza. Vol. 11 (2001); p. 49-51.

Tabla 19. Peso fresco (g) y peso seco (g) de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla (Anexos AH, AI, AJ, AK).

Modalidad	Tratamiento	Peso fresco (g)		Peso seco (g)	
		Raíz	Aéreo	Raíz	Aéreo
		g	g	g	g
Plantas con y sin nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	12.39 ab	14.43 a	2.09 ab	3.11 a
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	9.01 b	11.01 a	1.51 b	2.71 a
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	13.55 a	14.39 a	2.84 a	2.97 a
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar) + nematicida	2.60 c	3.45 b	0.41 c	0.62 b
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	1.26 c	1.71 b	0.27 c	0.31 b

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba Duncan al 5%.

Tabla 20. Altura (cm) y diámetro (cm) de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla (Anexo AL, ALL).

Modalidad	Tratamiento	Altura (cm)	Diámetro (cm)
		g	g
		Plantas con y sin nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba esterilizados)
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	14.72 b	0.73 a
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	17.98 a	0.86 a
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)+ nematicida	10.45 c	0.44 b
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	7.58 c	0.37 b

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Duncan al 5%.

Figura 28. Altura (cm) y diámetro (cm) de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con la MA y los testigos.

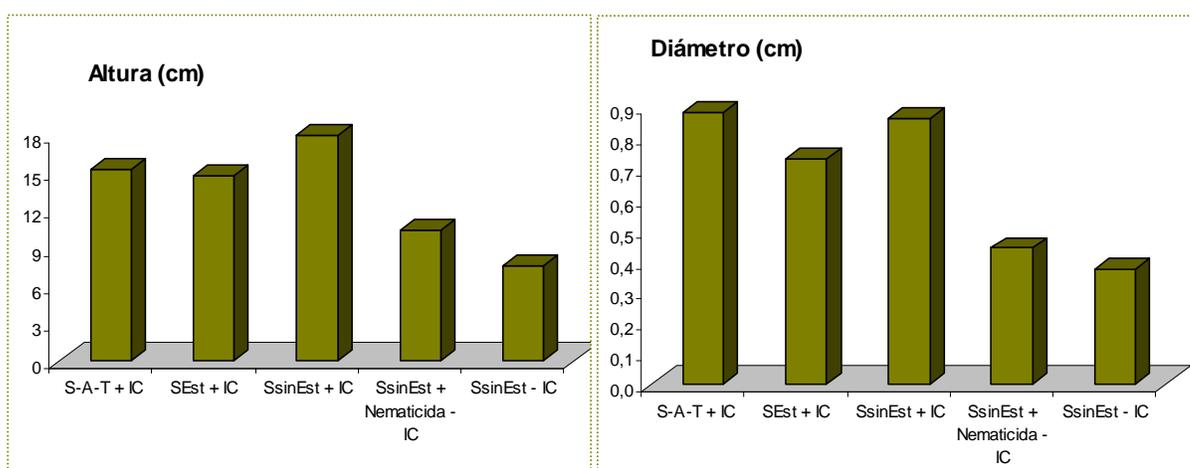
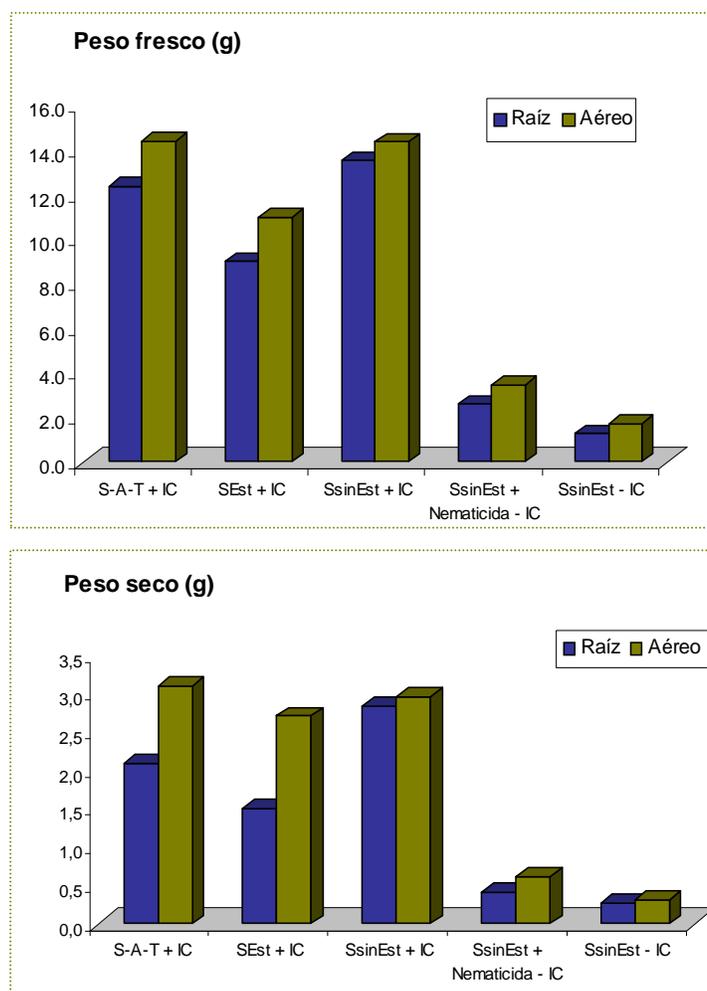


Figura 29. Peso fresco y peso seco de las plantas de *T. rosea*, 5 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con la MA y los testigos.



A los 7 meses de edad (segunda evaluación), las plantas de *T. rosea* asociadas con la MA, registraron un incremento en peso fresco de raíz (643%), peso fresco aéreo (335%), peso seco de raíz (664%), peso seco aéreo (443%), altura (176%) y diámetro (211%), con respecto al testigo absoluto (Tablas 21 y 22). El peso fresco y seco de la raíz de las plantas asociadas con la MA, mostró diferencias estadísticas significativas, a favor del sustrato suelo+arena+turba, con respecto a los sustratos suelo esterilizado y sin esterilizar. El sustrato suelo+arena+turba, proporcionó un buen desarrollo a las plantas con la MA, debido a su composición, ya que la incorporación de la turba brinda mayor porosidad y retiene humedad, creando unas condiciones favorables para el desarrollo de las raíces.

Tabla 21. Peso fresco (g) y peso seco (g) de las plantas de *T. rosea*, 7 meses después de la siembra (Anexos AM, AN, AN, AO).

Modalidad	Tratamiento	Peso fresco (g)		Peso seco (g)	
		Raíz	Aéreo	Raíz	Aéreo
		8	8	8	8
Plantas con y sin nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)	43.45 a	32.97 a	6.90 a	11.35 a
	Planta+MA (Suelo esterilizado)	25.43 b	32.22 a	5.61 ab	10.76 a
	Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	28.35 b	27.40 a	4.85 b	9.28 a
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar) + nematicida	11.15 c	15.99 b	2.21 c	4.68 b
	Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	6.76 c	9.84 b	1.04 c	2.56 b

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente, según prueba de Duncan al 5%.

Tabla 22. Altura (cm) y diámetro del tallo (cm) de las plantas de *T. rosea*, 7 meses después de la siembra (Anexos AP, AQ).

Modalidad	Tratamiento	Altura (cm)	Diámetro (cm)
		8	8
		Plantas con y sin nematodos	Planta+MA (Suelo+arena+turba)
Planta+MA (Suelo esterilizado)	28.21 a		1.28 a
Planta+MA (Suelo sin esterilizar)	25.58 ab		1.29 a
Planta-MA (Suelo sin esterilizar) + nematicida	21.46 bc		0.86 b
Planta-MA (Suelo sin esterilizar)	16.01 c		0.70 b

Promedios seguidos de la misma letra, no difieren estadísticamente; según prueba de Duncan al 5%.

Figura 30. Altura (cm) y diámetro (cm), 7 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con el inóculo comercial y en los testigos.

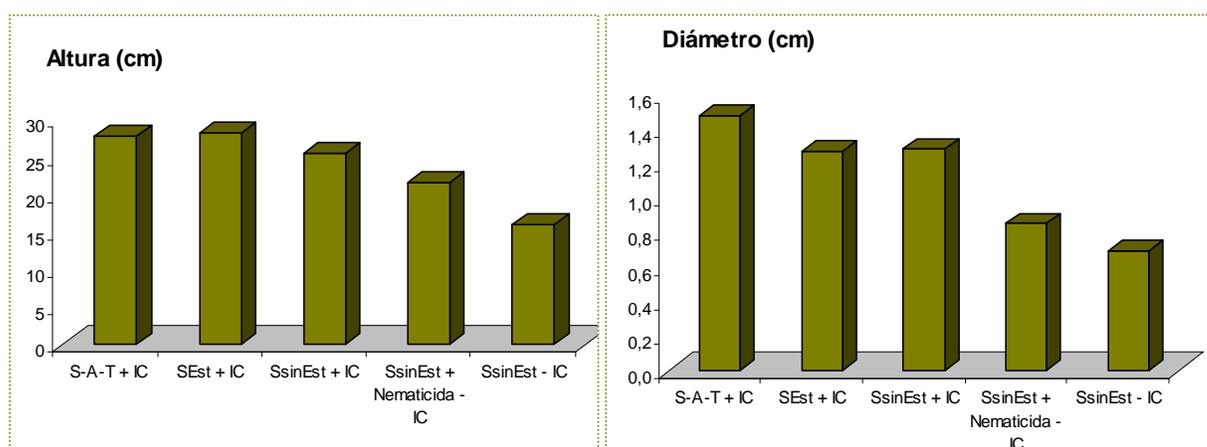
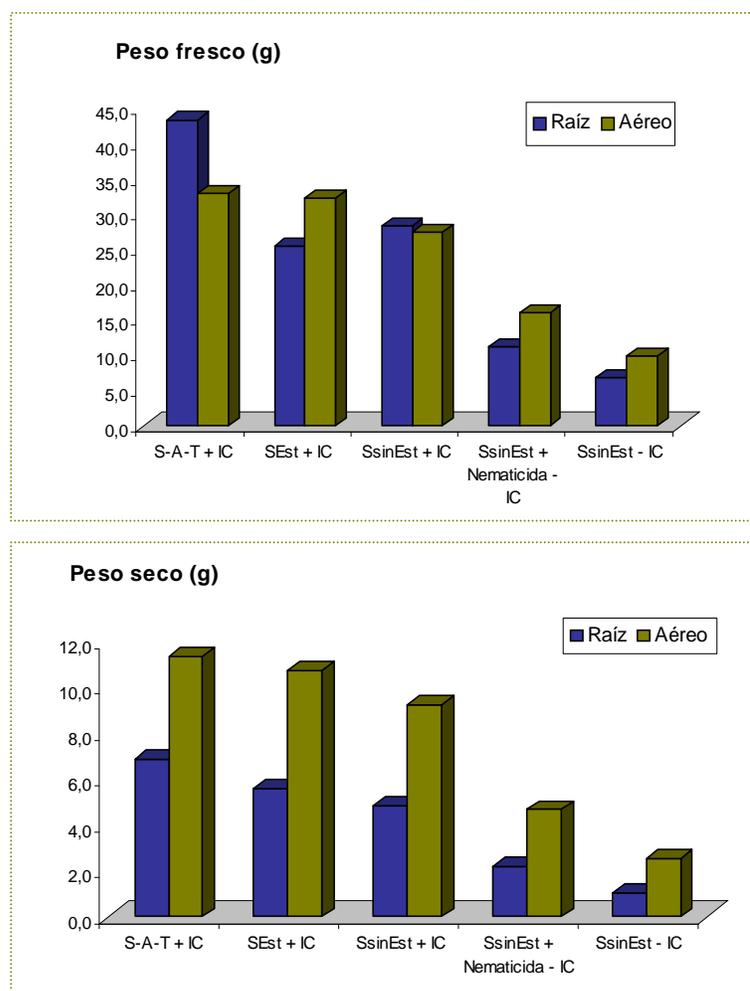


Figura 31. Peso fresco (g) y peso seco (g), 7 meses después de la siembra de la semilla, en los tratamientos con el inóculo comercial y en los testigos.



En las dos evaluaciones, la respuesta al crecimiento en todas las variables evaluadas fue similar, mostrando un efecto de estimulación sobre el desarrollo de las plantas de *T. rosea*, por efecto de la MA inoculada. Los resultados obtenidos, corroboran las investigaciones de Blomme²²⁹, quien demostró que el desarrollo de la raíz está relacionado al desarrollo aéreo, especialmente en la primera etapa vegetativa. De acuerdo con Smith²³⁰ *et al.*, los efectos benéficos de la colonización con la MA sobre el crecimiento de las plantas ha sido atribuido al incremento en la toma de nutrientes, especialmente el fósforo. Sin embargo, según Pinochet²³¹ *et*

²²⁹ BLOMME, G. The inter-dependence of root and shoot development in banana (*Musa* spp.) under field conditions and the influence of different biotic and abiotic factors on these relationships. Dissertations of Agriculture. Vol. 421 (2000).

²³⁰ SMITH, ROBSON y ABBOTT, Op. cit., p. 169-179.

²³¹ PINOCHET, FERNANDEZ, JAIZME y TENOURY, Op. cit., p. 101-103.

al., la respuesta al crecimiento observada en plantas asociadas con la MA, parece implicar otros elementos, como Ca, Mg y micro-elementos.

Alarcón y Ferrera²³², Alarcón²³³ *et al.*, Olalde²³⁴, demostraron en estudios en invernadero, que la asociación simbiótica de los hongos micorrícicos en las raíces de las plantas produce diversos cambios o modificaciones a nivel fisiológico, entre los que se destacan los incrementos en la actividad fotosintética, por efecto de la mayor capacidad de fijación de CO₂ y, por consiguiente, el incremento de las tasas de crecimiento y biomasa producida, en las plantas asociadas con una MA presentan en comparación con las plantas testigo.

Los resultados de este trabajo, coinciden con los encontrados por Bonilla²³⁵ *et al.* en *Guadua angustifolia* en vivero, en el cual 90 días después de ser inoculados los chusquines con *Acalulospora longula*, *Glomus* sp., *Scutellospora gilmori*, *S. calospora* y *Entrophospora colombiana* mostraron diferencias altamente significativas e influencia positiva en la altura y mayor desarrollo radical como consecuencia de la inoculación con estos hongos. Ferrera²³⁶, Gironza y Mamian²³⁷, encontraron que de igual manera que las MA aumentaron significativamente la altura de las plantas de cebolla, papaya, fresa, tomate de árbol, lulo, curuba y granadilla.

Varios estudios en gramíneas, realizados por Caldeira, Siqueira, Shen, Rossi y Carneiro coinciden en que: "Hay aumento en el peso seco de la parte aérea debido a la inoculación con diferentes especies de MA, entre los que sobresalen los géneros *Glomus* y *Acaulospora*"⁽²³⁸⁾. Gironza y Mamian²³⁹, afirman que la

²³² ALARCÓN, A.; y FERRERA, R. Dinámica de colonización y efecto de hongos endomicorrícicos sobre el crecimiento de *Casuarina equisetifolia* L. In: PÉREZ, J.; y FERRERA, R. Nuevos horizontes en agricultura: Agroecología y desarrollo sustentable. México: Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas, 1996. p. 298-302.

²³³ ALARCÓN, A.; FERRERA, R.; ALMARAZ, J.; y VILLEGAS, A. Distribución de carbohidratos y fósforo en la simbiosis *Citrus volkameriana-Glomus* spp. In: ORDAZ, V.; ALCÁNTAR, G.; CASTRO, C.; y MEJÍA, M. La investigación edafológica en México. Xalapa, Veracruz: Memorias del XXVIII Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo, 1997.

²³⁴ OLALDE, P.V. Fisiología de plantas micorrizadas. In: Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas. Tapachula, Chiapas, 1997. p 51.

²³⁵ BONILLA C, F.E.; ESPINOSA R, J.C.; y SANCHEZ, M. Inoculación y evaluación de hongos endomicorrícicos en *Guadua angustifolia* Kunth en etapa de vivero. En: Acta agronómica. Vol. 48, No. 1-2 (1998); p.71-76.

²³⁶ FERRERA, R. La endomicorriza (VA) en la producción agrícola, frutícola y forestal. En: Revista mexicana de Fitopatología. México. Vol. 5, No. 2 (1987); p.150-158.

²³⁷ GIRONZA, M.; y MAMIAN, R. Influencia con MVA sobre el crecimiento de tomate de árbol, *Cyphomandra betacea*, lulo *Solanum quitoense*, curuba *Pasiflora molisima* y granadilla *Pasiflora edulis* en la etapa de vivero. Pasto: Universidad de Nariño, 1988. 140 p.

⁽²³⁸⁾ CALDEIRA, SIQUEIRA, SHEN, ROSSI Y CARNEIRO, citados por BONILLA; ESPINOSA y SANCHEZ, Op.cit., p. 71-76.

²³⁹ GIRONZA, M.; y MAMIAN, Op. cit., p. 140 p.

inoculación con MA mejora la absorción de nutrientes, lo cual repercute en ganancia de peso seco.

Rivillas²⁴⁰, evaluó a los 7 meses, plantas de café inoculadas con *G. manihotis* y con el inóculo comercial “Micorrizar”, las cuales mostraron un peso fresco total de 15 y 22 g, respectivamente, comparado con el testigo que obtuvo 2 g de peso fresco. Jaen y Ferrera, Gómez y Ferrera, González *et al.*; observaron que: “Plantas de *Prunus capuli* inoculadas con diferentes especies de MA, incluyendo *Glomus aggregatum*, *G. faciculatum*, *G. intraradix*, *Gigaspora margarita* y *Glomus* spp, produjeron incrementos hasta de 1500% en peso seco respecto a plantas sin inocular. Similares incrementos se observaron en casi todos los parámetros evaluados (altura, diámetro, número de hojas, área foliar y volumen radical)”⁽²⁴¹⁾.

En este estudio, la asociación simbiótica permitió que las plantas de *T. rosea* desde el almácigo, presentaran un mayor grosor en el tallo, el cual junto con la altura, son los parámetros de crecimiento más importantes para evaluar la productividad de una plantación.

Los resultados obtenidos en las dos evaluaciones con la mezcla del sustrato suelo+arena+turba esterilizados, mostraron que las plantas en este sustrato optimizaron el crecimiento de la biomasa radical, con lo cual se demostró que al proporcionar un sustrato de buena calidad como es la Turba, el beneficio con la MA puede ser mayor. Aunque la colonización es este sustrato fue baja, se observó una alta efectividad sobre el desarrollo de las plantas, aspecto relacionado con la capacidad colonizadora y efectiva de las micorrizas arbusculares.

Fue evidente, el beneficio de la asociación de las MA nativas presentes en el sustrato sin esterilizar, las cuales al interactuar con la MA introducida presentaron altos valores de colonización influyendo positivamente en el aumento de la biomasa radical, con una mayor altura de las plantas, gracias a la actividad de sinergismo que surgen con otros organismos naturales del suelo.

Vosatka²⁴² *et al.*, Linderman²⁴³, mencionan que el uso de este tipo de simbioses en unión con algunos otros microorganismos benéficos puede repercutir en el

²⁴⁰ RIVILLAS, Evaluación de plantas de café de la variedad Colombia inoculadas con un inóculo comercial y *Glomus manihotis*, Op. cit.

⁽²⁴¹⁾ JAEN Y FERRERA, GÓMEZ Y FERRERA, GONZÁLEZ *et al.*, citados por PÉREZ M, J.; y FERRERA C, R. Mycorrhizal Interactions with Plants and Soil Organisms in Sustainable Agroecosystems. In: BRUSSAARD, L.; y FERRERA, R. Soil, ecology in sustainable agricultura systems. New York: CRC, 1997. p. 91 – 112.

²⁴² VOSATKA, M.; GRYNDLER, M. y PRINKRYL. Effect of the rhizosphere bacterium *Pseudomonas putida*, arbuscular mycorrhizal fungi and substrate composition on the growth of strawberry. Agronomie. Vol. 12 (1992); p. 859-863.

incremento del crecimiento y en la producción de las plantas. Estos efectos están directamente correlacionados con la actividad del micelio de los hongos micorrícicos, el cual tiene la capacidad de modificar la microflora nativa, de manera que las poblaciones de los microorganismos benéficos se incrementan en la zona influenciada tanto por las hifas fúngicas como por la raíz. Linderman²⁴⁴, ha llamado a esta zona, como la micorrizosfera.

De acuerdo con Gardezi²⁴⁵ *et al.*, Gardezi²⁴⁶ *et al.*, las MA son constituyentes esenciales de la microflora nativa del suelo en ecosistemas naturales y, probablemente, colonizan más tejidos vegetales que cualquier otro tipo de hongo. Su abundancia y la influencia en la nutrición y en el crecimiento de las plantas hospedantes es de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales.

²⁴³ LINDERMAN, R.G. Effects on microbial interactions in the micorrizosphere of plant growth and health. *In*: FERRERA, R. y QUINTERO, R. Agroecología, Sostenibilidad y Educación. México. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados, 1993. p. 138-152.

²⁴⁴ LINDERMAN, .Op. cit., p. 138-152.

²⁴⁵ GARDEZI, A.K.; CETINA, V.M.; TALAVERA, D.; y FERRERA, R.; RODRÍGUEZ, F.; y LARQUÉ, M. Efecto de inoculación con endomicorriza arbuscular y dosis creciente de fertilización fosfatada en el crecimiento de chapulixtle (*Dodonaea viscosa*). Terra. Vol. 18 (2000); p. 153-159.

²⁴⁶ GARDEZI, A.K.; GARCÍA, E.; FERRERA, R.; y LARQUÉ, M. Effect of arbuscular mycorrhizae on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) in naturally infested soil with *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. Rev. Mexicana de Fitopatología. Vol. 17 (1999); p. 23-28.

Figura 32. Crecimiento de plantas de *T. rosea*, 7 meses después de la siembra de la semilla **A.** Plantas+MA en el sustrato suelo+arena+turba. **B.** Plantas+MA en el sustrato suelo esterilizado. **C.** Plantas+MA en el sustrato suelo sin esterilizar. **D.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar + nematicida. **E.** Plantas-MA en el sustrato suelo sin esterilizar.





Los resultados demostraron el beneficio de la MA en los diferentes sustratos sobre el incremento en la biomasa vegetal de las plantas de *T. rosea*. El crecimiento y vigor de las plantas en simbiosis, independientes del sustrato, fue notoriamente superior, a las plantas testigo, las cuales presentaron el menor crecimiento y desarrollo, sin diferencias estadísticas significativas entre ellos. A su vez, las plantas tratadas con el nematicida (testigo relativo), solamente mostraron valores altos en todas las variables de crecimiento evaluadas con respecto al testigo absoluto. La evaluación de la aplicación de este producto en las plantas, mostró que a pesar de reducir la pérdida de biomasa vegetal, no representó ningún beneficio para las plantas en su crecimiento, comparado con el obtenido por las plantas asociadas con la MA.

Como se ha mencionado, las MA son organismos naturales del suelo, que benefician la productividad vegetal de las plantas, además su uso, tanto en éste, como en otros estudios, contribuye a la preservación de las comunidades microbiales del suelo y a la sostenibilidad ambiental. De acuerdo con Dakessian²⁴⁷

²⁴⁷ DAKESSIAN, S.; BROWN, M.; y BETHLENFALVAY, G.J. Relationship of mycorrhizal growth enhancement and plant growth with soil water and texture. Plant Soil. Vol. 94 (1986); p. 439-443.

et al., Abbott y Robson²⁴⁸, el beneficio no solo se debe al establecimiento de los hongos en el sistema radical, sino que también intervienen en diversos factores edáficos y ambientales, e incluso según Trejo y Ferrera²⁴⁹, en el manejo de los agroecosistemas.

Dentro del marco de sostenibilidad ambiental, las MA son una alternativa al uso intensivo de nematicidas, los cuales tienen un efecto negativo en la salud humana y en el ambiente. Como menciona, Farías²⁵⁰ *et al.*, la aplicación de nematicidas en altas dosis puede afectar la colonización de las micorrizas. Alarcón²⁵¹, comenta que la aplicación de las MA está plenamente justificada por sus efectos benéficos en aspectos relacionados con su capacidad de actuar como biorreguladores del crecimiento y desarrollo, biofertilizantes, así como participar como agentes de biocontrol.

Las plantas de *T. rosea* respondieron favorablemente a la colonización por la MA, en presencia o ausencia de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, confirmando un efecto protector significativo contra este patógeno y un incremento en la capacidad para la toma de nutrientes, lo cual se reflejó en un incremento del crecimiento de la planta y una menor infección en las raíces. Desde el punto de vista práctico, la inoculación temprana con la MA desde el germinador en *T. rosea*, es importante para el desarrollo de las plantas en el almácigo, etapas en las cuales estas plantas son más susceptibles, de ser atacadas por nematodos. Al respecto, Hussey y Roncadori²⁵², mencionan que la pre-inoculación con hongos MA reducen significativamente la infección en las raíces producidas por nematodos noduladores.

Esta habilidad de las plantas micorrizadas para crecer satisfactoriamente desafiando la infección del nematodo es generalmente considerada el principal efecto del hongo o la interacción del hospedante con el patógeno.

²⁴⁸ ABBOTT, L.K., y ROBSON, A.D. Factors influencing the occurrence of vesicular arbuscular mycorrhizas. *Agric. Ecosystems Environ.* Vol. 35 (1991); p. 121-150.

²⁴⁹ TREJO, D.; y FERRERA, R. Ecología de la endomicorriza arbuscular en diferentes agroecosistemas productores de café. *In: Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas.* Tapachula, Chiapas, 1997. p. 52.

²⁵⁰ FARIAS, L.; BAYARDO, L.; VERDUZCO, I.; OROZCO, M.; y GUZMÁN, S. Efecto de diferentes dosis de nematicida orgánico sobre la interacción micorrízica arbuscular y nematodos agalladores (*Meloidogyne* sp.) en acerola. *In: Programa y Resúmenes del 1er. Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica.* Xalapa, Veracruz: Universidad Veracruzana, 1996. p. 16.

²⁵¹ ALARCÓN, A. Manejo de la micorriza arbuscular a nivel de vivero. *In: Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas.* Tapachula, Chiapas, 1997. p. 49.

²⁵² HUSSEY y RONCADORI, *Op. cit.*, p.9-14.

Ferrera y González²⁵³, Alarcón²⁵⁴ *et al.*, Alarcón²⁵⁵, mencionan que es precisamente en la fase temprana, donde la aplicación de la inoculación y manejo de las micorrizas arbusculares representan alto potencial, ya que la micorriza arbuscular actúa como acelerador del crecimiento, por lo que se pueden obtener plantas con mayor vigor y sanidad. Por su parte, Jaizme *et al* confirmaron: “Los efectos benéficos de la colonización temprana con las MA durante la fase inicial de crecimiento de plantas de banano”²⁵⁶.

La tecnología de la inoculación con las MA en plantas de *T. rosea*, en el manejo del nematodo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*, generada con los resultados obtenidos en este trabajo, tiene un impacto positivo para la producción de estas plantas en vivero, gracias a la capacidad que brindó la MA de tolerar el ataque del nematodo y al mismo tiempo de facilitar el mayor crecimiento y desarrollo vegetativo, lo cual representa una ganancia en tiempo para llevar prontamente y en buenas condiciones las plantas al campo.

Otro tipo de beneficio, son los relacionados con los costos de producción, los cuales pueden ser menores en función de la reducción de la aplicación de fuentes fertilizantes, ya que en *T. rosea*, la fertilización en vivero, generalmente se hace aplicando los nutrimentos primarios como Nitrógeno, Fósforo y Potasio, o en su defecto úrea; algunos otros productores utilizan gallinaza como fuente de fertilización²⁵⁷. Este tipo de fertilización esta dirigido basicamente, a incrementar el área foliar, por lo tanto, el uso de la MA, además de contribuir al desarrollo aéreo, fortalece el sistema radical de las plantas, la cual es una zona estratégica para el establecimiento y desarrollo del nematodo

Alarcón y Ferrera²⁵⁸, se refieren a que el manejo o establecimiento de la biotecnología que representan las micorrizas arbusculares, se debe realizar en las primeras fases del crecimiento y establecimiento de las plantas, de modo que reciban el mayor beneficio previamente a su explotación comercial en campo. De esta manera se puede contribuir en el manejo de los sistemas de propagación y producción de plantas en vivero, de forma tal que se genere sustentabilidad de

²⁵³ FERRERA, R.; y GONZÁLEZ, M. Bioproducción de frutales a nivel de vivero. In: 1a. Reunión Internacional de frutales nativos e introducidos con demanda nacional e internacional. México: Colegio de Postgraduados, 1994. p. 206-222.

²⁵⁴ ALARCÓN, A.; FERRERA, R.; VILLEGAS, A.; GONZÁLEZ, M.; y ALMARAZ, J. Respuesta del portainjerto *Citrus volkameriana* tolerante al virus de la tristeza, a la inoculación endomicorrízica. In: Programa y Resúmenes del 1er. Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Veracruz, 1996. p. 32.

²⁵⁵ ALARCÓN, Op. cit., p 49.

²⁵⁶ JAIZME, TENOURY, PINOCHET, y JAUMONT, Op. cit., p.27-35.

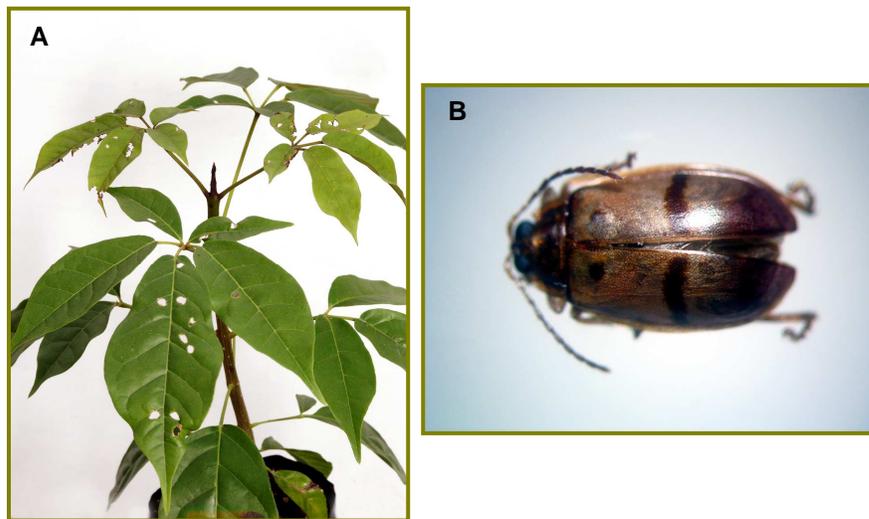
²⁵⁷ ENTREVISTA con Carlos Mario Ospina, Investigador Científico I del Centro Nacional de Investigaciones de Café – Cenicafé, mayo de 2006.

²⁵⁸ ALARCÓN y FERRERA, Op. cit., p. 179-191.

estos sistemas. De este modo, se contribuye con beneficios económicos para el productor, con ahorro de tiempo de estancia en vivero, además preservar el ambiente, evitando con esto agravar los problemas de contaminación.

Durante ésta investigación, se tuvieron en cuenta algunos aspectos que influyeron en el desarrollo de las plantas de *T. rosea*. Se observó durante la segunda etapa del experimento, la presencia de un insecto adulto del género *Walterianella* spp, perteneciente al orden: coleóptera, y familia: chrysomelidae. El insecto se encontró en el follaje, brotes y hojas tiernas, de las cuales se alimentaba, provocando perforaciones.

Figura 33. A. Perforaciones en las hojas de *T. rosea*, causadas por *Walterianella* sp. B. Adulto de *Walterianella* sp.

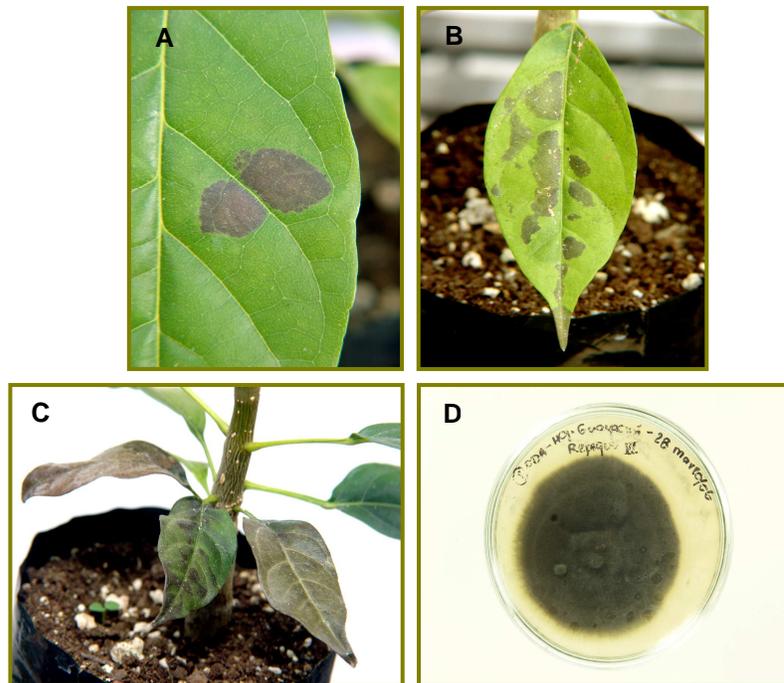


En el estudio realizado por Oliveros²⁵⁹, este insecto, fue el más frecuentemente encontrado en plántulas de *T. rosea*, principalmente en estado adulto, los cuales se alimentan de área foliar.

Además, se observaron en las hojas, algunas manchas necróticas pequeñas, que se extendían hasta cubrir toda el área. La hoja se tornaba de color negro, se secaba y posteriormente se caía. Se realizaron siembras de material infectado y sano en PDA, identificando como agente causal de la enfermedad al hongo *Curvularia* spp. Este patógeno, también afectó las hojas de *T. rosea* durante la fase de germinador de este experimento.

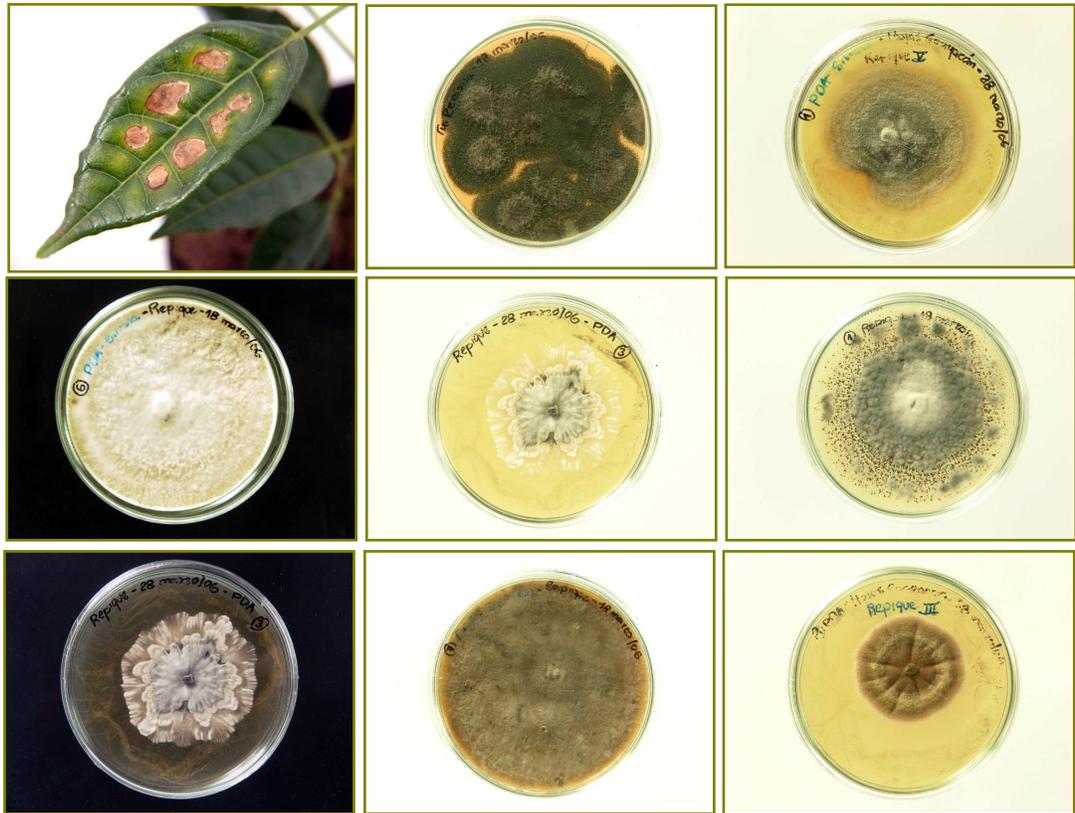
²⁵⁹ OLIVEROS D, H.M. Reconocimiento de insectos y arácnidos asociados a siete especies forestales durante la fase de vivero. Manizales, 1999, 138 p. Trabajo de grado (Ingeniero Agroforestal). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Agrícolas.

Figura 34. A, B. Manchas necróticas en las hojas de *T. rosea*. **C.** Hojas necrosada y secas, a punto de caer. **D.** Aislamiento de *Curvularia* spp.



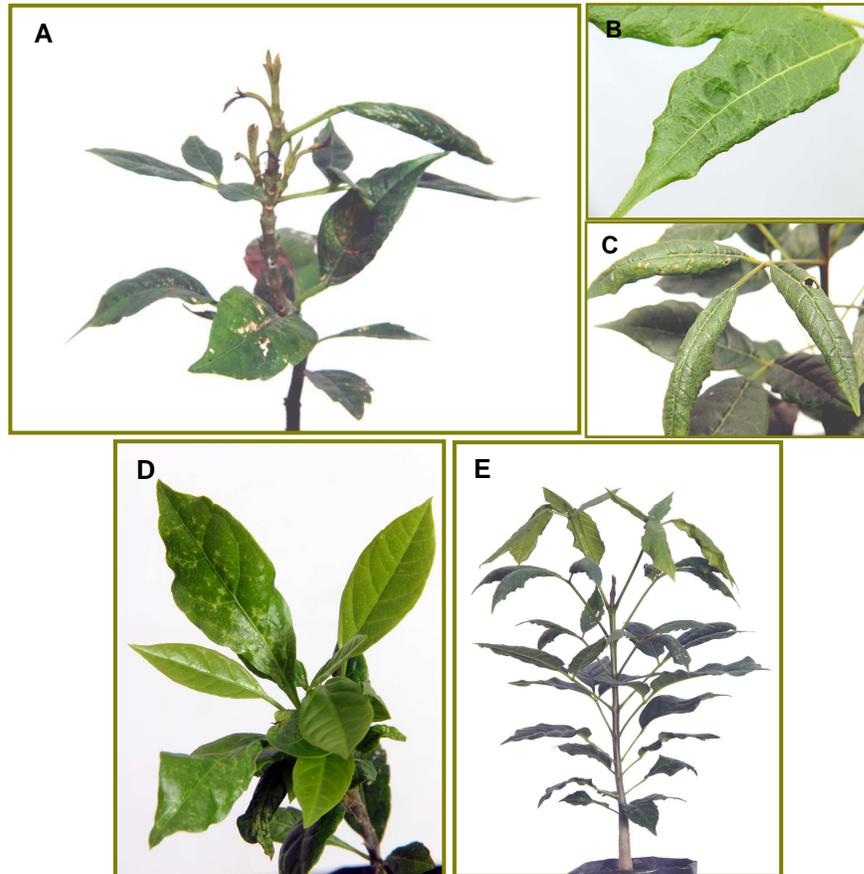
Paralelamente, se observaron manchas de color marrón y borde café, de forma irregular y con una consistencia seca, las cuales fueron sembradas en PDA para identificar al patógeno asociado. Al finalizar el experimento, los hongos aislados, aún no habían esporulado plenamente, razón por la cual la identificación quedó pendiente. En estos organismos, sin embargo, la mayor presencia pareció corresponder a los hongos *Penicillium* spp y *Aspergillus* spp.

Figura 35. Manchas de color marrón en las hojas de *T. rosea*, y hongos aislados de esas manchas.



El 23% del total de plantas de *T. rosea* utilizadas en este experimento durante el almácigo (invernadero), presentaron aparentemente síntomas de virus. Estas plantas no mostraron un normal crecimiento y desarrollo, presentando enanismo, presencia de áreas verde claro o blanco en las hojas, enrollamiento y arrugamiento foliar, deformaciones del tallo y numerosas ramificaciones. Estas anomalías se deben evaluar con mayor precisión y deben ser tenidas en cuenta como una posible enfermedad que afecta a esta especie forestal.

Figura 36. Síntomas de virus en plantas de *T. rosea*. **A.** Enanismo y deformación del tallo. **B, C.** Arrugamiento y enrollamiento de las hojas. **D.** Áreas cloróticas. **E.** Numerosas ramificaciones.



5. CONCLUSIONES

- La germinación y el vigor de las semillas de *T. rosea*, no dependieron de la presencia de la micorriza arbuscular (MA), ya que este proceso fundamentalmente, está ligado a las reservas del endospermo. Sin embargo, hubo efecto por este concepto del sustrato en el que se produjo *Glomus manihotis*.
- El porcentaje de germinación más alto se presentó en el sustrato suelo+arena esterilizados, seguido de los sustratos arena sin esterilizar y suelo+arena sin esterilizar; sin embargo, las semillas fueron igual de vigorosas en los tres sustratos. En el sustrato arena esterilizada se registró el valor más bajo de germinación y vigor de las semillas.
- Durante la fase de germinador, las plántulas de *T. rosea* asociadas con las MA, mostraron una mayor altura y vigor, con respecto a las plantas testigo.
- Las raíces de la plántulas no mostraron ataques de nematodos nativos del género *Meloidogyne*, ni del hongo *Rhizoctonia solani*. Se presentó una baja incidencia (1%) del hongo *Curvularia* sp y *Phythium* sp en el cuello de la raíz y hojas de las plántulas de *T. rosea*.
- La inoculación, en condiciones de semillero, de las MA *Glomus manihotis* y el inóculo comercial, fué exitosa en la asociación temprana de estos hongos con las raíces de *T. rosea*. Sin embargo, los niveles de colonización causados por las diferentes especies del inóculo comercial fueron más altos que *G. manihotis* en todos los sustratos evaluados.
- Con el inóculo comercial, en el sustrato suelo+arena sin esterilizar, se obtuvo el mayor porcentaje de colonización en las raíces, promoviendo incrementos en la raíz (117%), parte aérea (150%) y altura de las plántulas (117%), con respecto a las plantas testigo.
- En el almácigo, la colonización de la MA en las raíces de las plantas, no se afectó por la presencia del complejo *Meloidogyne incognita* y *M. javanica*. Las raíces de *T. rosea* tuvieron alta colonización por la MA en los sustratos de suelo+arena+turba, suelo esterilizado y suelo sin esterilizar. En este último sustrato se obtuvo la mayor de colonización.

- Los niveles de infección de *Meloidogyne incognita* y *M. javanica* en las raíces de *T. rosea*, fueron menores en las raíces asociadas con la MA. La presencia de la MA, permitió en algunos casos pero igualmente limitó en otros, la reproducción del nematodo.
- La alimentación y reproducción del nematodo se favoreció por la nutrición y vigor del sistema radical adquirido a través de la asociación simbiótica
- La inoculación temprana (fase de germinador) con la MA, incrementó significativamente el crecimiento de las plantas en ausencia o presencia del nematodo, en relación con las plantas testigo no asociadas con el hongo, compensando de este modo, el daño producido por el complejo *M. incognita* y *M. javanica*.
- Las plantas testigo no toleraron el parasitismo del nematodo y la aplicación del nematicida no tuvo efecto sobre la reproducción y la infección causada por el nematodo en las raíces de *T. rosea*.
- El inóculo comercial utilizado en este estudio (esporas de los géneros *Glomus* spp y *Acaulospora* spp) mostró una gran capacidad colonizadora en las raíces de *T. rosea*. Este inóculo debe ser evaluado en su efectividad y persistencia en condiciones de campo.

6. RECOMENDACIONES

- En trabajos con nematodos en *Tabebuia rosea*, se recomienda ajustar la metodología utilizada en laboratorio para la evaluación de estadíos del nematodo, teniendo en cuenta el tiempo de incubación de las raíces con las enzimas pectinasa y celulasa, ya que este fue un aspecto muy dispendioso para poder realizar la extracción de los estadíos. También deberá evaluarse en laboratorio, el efecto de las enzimas (pectinasa y celulasa) sobre las masas de huevos de *Meloidogyne* spp, ya que éstas se endurecen rápidamente dificultando la extracción de los huevos.
- Cuando se realicen trabajos de investigación con *T. rosea*, se debe tener en cuenta que las semillas de esta especie, pierden rápidamente su viabilidad y no pueden ser almacenadas por más de dos meses, por tanto, se debe realizar una adecuada planeación entre la recolección y su posterior uso.
- En *T. rosea*, el sustrato más eficiente y práctico que se debe utilizar en la etapa de semillero cuando se inocula una MA, es suelo+arena sin esterilizar, ya que en éste además de estimularse la germinación, se favorece la colonización de las MA introducidas.
- En condiciones de semillero, el inóculo de la MA se debe ubicar de manera que garantice el íntimo contacto de la radícula con éste cuando se inicie el proceso de germinación.
- En este tipo de experimento, se recomienda utilizar un mayor tamaño de bolsa al usado en esta investigación, especialmente cuando se trabaja con organismos promotores de crecimiento de las raíces, ya que éstas se ven afectadas por el reducido espacio para su desarrollo.
- Es necesario la continuidad de esta investigación, evaluando el comportamiento y las interacciones de la MA y el nematodo en condiciones de campo, con el fin de generar un mayor conocimiento sobre estas asociaciones, y dar pautas para hacer más efectivo el uso de las MA, en diferentes etapas de desarrollo de este cultivo.
- Incentivar y recuperar la producción de esta especie nativa, de alto valor comercial y ambiental, de gran demanda en el ámbito nacional. El productor forestal puede adoptar la tecnología de inoculación de la MA, generada en este trabajo, y producir plantas vigorosas y tolerantes al ataque del nematodo.

- Promover este tipo de investigaciones, con miras al fortalecimiento del uso de especies forestales nativas, tanto para producción, como para su conservación, a través del uso de alternativas biológicas, que permitan la reducción de los principales problemas fitosanitarios
- Ampliar el conocimiento en aspectos patológicos en esta especie, con el manejo de otros organismos patógenos, que pueden afectar su desarrollo en condiciones de vivero.

BIBLIOGRAFIA

ABBOTT, L.K., y ROBSON, A.D. Factors influencing the occurrence of vesicular arbuscular mycorrhizas. *Agric. Ecosystems Environ.* Vol. 35 (1991); p. 121-150.

ALAM, M.M., ALI, Q.; MASSOD, A., y KHAN, A.M. Studies on the changes induced by the infection of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in tomato and egg-plant and the stunt nematode (*Tylenchorhynchus brassicae*) in cabbage and cauliflower roots. *Indian Journal of Nematology.* Vol. 14 (1975); p. 715-718.

ALARCÓN, A. Manejo de la micorriza arbuscular a nivel de vivero. *In: Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas.* Tapachula, Chiapas, 1997. p 49.

ALARCÓN, A.; y FERRERA, R. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra.* Vol. 17, No. 3 (1999); p. 179-191.

_____. Dinámica de colonización y efecto de hongos endomicorrícicos sobre el crecimiento de *Casuarina equisetifolia* L. *In: PÉREZ, J.; y FERRERA, R.* Nuevos horizontes en agricultura: Agroecología y desarrollo sustentable. México: Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas, 1996. p. 298-302.

ALARCÓN, A.; FERRERA, R.; ALMARAZ, J.; y VILLEGAS, A. Distribución de carbohidratos y fósforo en la simbiosis *Citrus volkameriana-Glomus* spp. *In: ORDAZ, V.; ALCÁNTAR, G.; CASTRO, C.; y MEJÍA, M.* La investigación edafológica en México. Xalapa, Veracruz: Memorias del XXVIII Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo, 1997.

ALARCÓN, A.; FERRERA, R.; VILLEGAS, A.; GONZÁLEZ, M.; y ALMARAZ, J. Respuesta del portainjerto *Citrus volkameriana* tolerante al virus de la tristeza, a la inoculación endomicorrízica. *In: Programa y Resúmenes del 1er. Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica.* Xalapa, Veracruz, 1996. p. 32.

ALARCÓN, A.; GONZÁLEZ, M.; FERRERA, R.; y VILLEGAS, A. Inoculación de hongos micorrízicos vesículo arbusculares en vid y piña obtenidos por cultivo *in vitro*. *In: PÉREZ, J.; y FERRERA, R.* Avances de investigación Área de Microbiología de Suelos. México: PROEDAF-Instituto de Recursos Naturales, 1993b. p. 113-122.

AL-RADDAD, M. Interaction of *Glomus mosseae* and *Paecilomyces lilacinus* on *Meloidogyne javanica* of tomato. *In: Mycorrhiza.* Vol. 5, No. 3 (1995); p.233-236.

ALVARADO Z., B. Control del nematodo *Meloidogyne incognita* en *Tabebuia rosea*. Bogotá : s.n, 1986. 9 p. (Investigaciones Forestales INDERENA; no. 20).

ANTILANO, R.A.; MENGE, J.A.; y GLUNDY, S.D. Interaction between *Meloidogyne arenaria* and *Glomus fasciculatum* in grape. In: J. Nematol. Vol. 13 (1981); p.52-59.

ARINES, J. Aspectos físico-químicos de la fijación y movilización biológica en nutrientes en el suelo y su incidencia en la formación y efectos de las micorrizas VA. En: OLIVARES, J. y BAREA, J. M. Fijación y movilización biológica de nutrientes. Madrid: s.n, 1991. p. 203–220.

ÁVILA, G. Plagas, enfermedades y micorrizas en viveros forestales. [en línea]. [Chile]: Universidad de Chile, 2004. [Citado el 22 de febrero de 2006]. Disponible en Internet. URL : <<http://146.83.41.79/pforestal/archiv.htm>>

AZCÓN A, C.; y BAREA, J.M. Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture: significance and potentials. In: Scientia Horticulturae. Vol. 68 (1997); p.1-24.

_____. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens. Mycorrhiza. Vol. 6 (1996); p. 457-464.

_____. Interactions between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms. In: ALLEN, M.J. Mycorrhizal functioning, an integrative plant-fungal process. New York: Routledge, Chapman and Hall Inc., 1992. p. 163-198.

AZCÓN A, C.; JAIZME V, M.C.; y CALVET, C. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. In: GIANINAZZI, S. et al. Mycorrhizal Technology in Agriculture. Boston: Birkhäuser Verlag, 2002. p. 187–197.

BAGO, B.; y AZCÓN, C. Changes in the rhizospheric pH induced by arbuscular mycorrhiza formation in onion (*Allium cepa* L.). Z. Pflanzenernähr Bodenk. Vol. 160 (1997); p. 333-339.

BAGO, B.; VIERHEILIG, H.; PICHÉ, T.; y AZCÓN, C. Nitrate depletion and pH changes induced by the extraradical mycelium of the arbuscular-mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown in monoxenic culture. New Phytol. Vol. 133 (1996); p. 273-280.

BAGYARAJ, D.J. Ecology of vesicular arbuscular mycorrhizae. In: ARORA, D. K. et al. Handbook of applied mycology. New York. Vol. 1 (1991); p. 3-34.

BANSAL, M.; y MUKERJI, K.G. Positive correlation between VAM-induced changes in root exudation mycorrhizosphere mycoflora. *Mycorrhiza*. Vol. 5 (1994); p. 39-44.

BAREA, J.M. Mycorrhiza/bacteria interactions on plant growth promotion. In: OGOSHI, A.; KOBAYASHI, L.; HOMMA, Y.; KODAMA, F.; KONDON, N.; y AKINO, S. Plant growth-promoting rhizobacteria, present status and future prospects. Paris: OCDE, 1997. p. 150-158.

BAREA, J.M.; AZCÓN, R.; y HAYMAN, D.S. Possible synergistic interactions between *Endogone* and phosphate-solubilizing bacteria in low-phosphate soils. In: SANDERS, F.E.; MOSSE, B. y TINKER, P.B. Endomycorrhizas. London: Academic Press, 1975. p. 626.

BAREA, J.M.; AZCÓN A, C.; OCAMPO, J.A. y AZCÓN, R. Morfología, anatomía y citología de las micorrizas vesículo arbusculares. En: OLIVARES, J. y BAREA, J.M. Fijación y movilización biológica de nutrientes. Vol. 2. Madrid: Consejo superior de Investigaciones científicas, 1991. p. 149-173.

BENHAMOU, N.; FORTIN, J.A.; HAMEL, C.; ARNAUD, M.; y SHATILA, A. Resistance response of mycorrhizal Ri T-DNA transformed carrot roots to infection by *Fusarium oxysporium* f. sp. *Chrysanthemi*. *Phytopathology*. Vol 84 (1994); p. 958-968.

BERTA, G.; TROTTA, A.; FUSCONI, A.; HOOKER, J.E.; MUNRO, M.; ATKINSON, D.; GIOVANNETTI, M.; MORINI, S.; FORTUNA, P.; TISSERANT, B.; GIANINAZZI, V.; y GIANINAZZI, S. Arbuscular mycorrhizal induced changes to plant growth and root system morphology in *Prunus cerasifera*. *Tree Physiology*. Vol. 15 (1995); p. 281-293.

BETHLENFALVAY, G.J. Mycorrhiza and crop productivity. In: Bethlenfalvay, G.J.; y Linderman, R.G. Mycorrhizae in sustainable agriculture. Madison: American Society of Agronomy, 1992. p. 1-12.

BLOMME, G. The inter-dependence of root and shoot development in banana (*Musa* spp.) under field conditions and the influence of different biotic and abiotic factors on these relationships. *Dissertationes of Agriculture*. Vol. 421 (2000).

BOLAÑOS B., M.M. Identificación de hongos micorrícicos arbusculares y su relación con características físicas y químicas de los suelos en la zona cafetera colombiana. Santafé de Bogotá, 1996, 127 p. Trabajo de grado (M.Sc. en Suelos). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía.

BONILLA C, F.E.; ESPINOSA R, J.C.; y SANCHEZ, M. Inoculación y evaluación de hongos endomicorrízicos en *Guadua angustifolia* Kunth en etapa de vivero. En: Acta agronómica. Vol. 48, No. 1-2 (1998); p.71-76.

BOTERO, O.; CASTELLANOS, P.; VÉLEZ, P.; CASTAÑO, J.; y RIVILLAS, C. Microorganismos del suelo identificados en un sistema agroforestal. Manizales: Corpoica, 2003. 68 p.

BRUNDRETT, M.C.; PICHÉ, Y.; y PETERSON, R.L. A developmental study of the early stages in vesicular-arbuscular mycorrhiza foramtion. Can. J. Bot. Vol. 63 (1985); p. 184-194.

CASTAÑO, C. Identificación de la especie del género *Meloidogyne* asociada con roble *Tabebuia rosea*. Medellín, 1983, 68 p. Trabajo de grado (Bióloga). Universidad de Antioquia. Facultad de Ciencias Biológicas.

CASTRO, T., A.M. Efecto de *Entrophospora colombiana*, *Glomus manihotis* y *Burkholderia cepacia* en el control de *Roselinia bunodes* Berk. y Br. agente causante de la Llaga negra del cafeto. Manizales, 2001, 220 p. Trabajo de grado (M.Sc. en Fitopatología). Universidad de Caldas. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Colombia. Anuario meteorológico 1998. Chinchiná: Cenicafé, 1998. 515 p.

_____. Colombia. Archivos meteorológicos. Chinchiná: Cenicafé, 1982. 309 p.

COLOMBIA. INSTITUTO NACIONAL DE LOS RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE. 20 Años de Investigación Forestal – Resultados. Bogotá: INDERENA, 1993. 81 p.

COOPER, K.M. Effects of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Infection of Tamarillo (*Cyphomandra betacea*) by *Meloidogyne incognita* in Fumigated Soil. Plant Disease. Vol. 71, No. 12 (1987); p. 1101-1106.

COOPER, K.M.; y GRANDISON, G.S. Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi with root-knot nematode on cultivars of tomato and white clover susceptible to *Meloidogyne hapla*. Ann. Appl. Biol. Vol 108 (1986); p. 1-11.

CORDIER, C.; POZO, M.J.; BAREA, J.M.; GIANINAZZI, S.; y GIANINAZZI, V. Cell defense responses associated with localized and systemic resistance to *Phytophthora parasitica* induced in tomato by an arbuscular-mycorrhizal fungus. Mol. Plant-Microbe Interac. Vol. 11 (1998); p. 1017-1028.

CORREA, J. Fisiología de semillas y plántulas. Medellín: Universidad Nacional de Colombia, 2002. 153 p.

CORREDOR, O. C.; LONDOÑO, M.; y BENAVIDES, N. Influencia de las MVA sobre el crecimiento de la especie forestal ocobo (*Tabebuia rosea* Bertol D.C) afectada por el nematodo *Meloidogyne incognita*. En: NUEVAS TENDENCIAS EN FITOPATOLOGÍA. (11° : 1990 : Ibagué). XXIII Congreso de la asociación colombiana de fitopatología. Bogotá: Ascolfi, 1990. 7 p.

CRISTANCHO A., M.A. Control biológico de enfermedades. En: Gil V., L.F.; y Castro C., B.L.; Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná : Cenicafé, 2003. p. 56-63.

CUERVO A., J. Efecto de endomicorrizas y rizobacterias en plántulas de dos especies forestales. Costa Rica, 1997, 98 p. Trabajo de grado (M.Sc). Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza para el desarrollo y la conservación. Escuela de Postgrado.

CZABATOR, F. Germination Value: An Index Combining Speed and Completeness of Pine Seed Germination. In: *Forest Science*. Vol. 8, No. 4 (1962); p.386–396.

CHEN, S.; y DICKSON, D. Biological Control of Nematodes by Fungal Antagonists. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 1019.

DAKESSIAN, S.; BROWN, M.; y BETHLENFALVAY, G.J. Relationship of mycorrhizal growth enhancement and plant growth with soil water and texture. *Plant Soil*. Vol. 94 (1986); p. 439-443.

DEHNE, H. Interaction between Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Plant Pathogens. *Phytopathology*. Vol. 72, No. 8 (1982); p. 1115-1119.

_____. Morphological alterations under the influence of endotrophic mycorrhiza. *Beitr. Biol. Pflanz*. Vol. 56 (1982).

DI VITO, M.; ZACCHEO, G.; CATALANO, F. Effect of soil solarization and low doses of fumigants on control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. En: *Acta Horticulture*. Vol. 532, (2000); p.171-173.

ELSEN, A.; DECLERCK, S.; y WAELE, D. Effects of *Glomus intraradices* on the reproduction of the burrowing nematode (*Radopholus similis*) in dioxenic culture. *Mycorrhiza*. Vol. 11 (2001); p. 49-51.

ELSEN, A., SWENNEN, R., WAELE, D. The effect of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF)-nematode interactions on the root development of different *Musa* genotypes. In: TURNER, D.; y ROSALES, F. Banana Root System: towards a better understanding for its productive management. Costa Rica: INIBAP, 2003. p. 224-237.

ESTAÑOL B, E.; FERRERA C, R.; SOSA M, C.; SANTIZO R, J.A.; y QUINTERO L, R. Interacción del nematodo *Meloidogyne chitwoodi* con tres especies de hongo *Glomus* sp. en la producción y distribución de materia seca de plantas jóvenes de maíz. Terra. Vol. 17, No. 1 (1999); p. 17-25.

ESTAÑOL, B.E. Efecto de la inoculación de *Rhizobium phaseoli* y de la endomicorriza vesículo-arbuscular (V-A) sobre el parasitismo de los nematodos *Meloidogyne incognita* y *Ditylenchus dipsaci* en cultivos de frijol y cebolla. México, 1987. Trabajo de grado (Licenciatura). UNAM. ENEP Zaragoza.

FARIAS, L.; BAYARDO, L.; VERDUZCO, I.; OROZCO, M.; y GUZMÁN, S. Efecto de diferentes dosis de nematocida orgánico sobre la interacción micorrízica arbuscular y nematodos agalladores (*Meloidogyne* sp.) en acerola. In: Programa y Resúmenes del 1er. Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Veracruz: Universidad Veracruzana, 1996. p. 16.

FERRERA, R. La endomicorriza (VA) en la producción agrícola, frutícola y forestal. En: Revista mexicana de Fitopatología. México. Vol. 5, No. 2 (1987); p.150-158.

FERRERA, R.; y GONZÁLEZ, M. Bioproducción de frutales a nivel de vivero. In: 1a. Reunión Internacional de frutales nativos e introducidos con demanda nacional e internacional. México: Colegio de Postgraduados, 1994. p. 206-222.

FILION, M.; ARANAUD, S.T.; FORTIN, J.A. Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* y different rhizosphere microorganisms. New Phytologist. Vol. 141 (1999); p.525-533.

FORBES, P.J.; ELLISON, C.H.; y HOOKER, J.E. The impact of arbuscular mycorrhizal fungi and temperature on root system development. Agronomie. Vol. 16 (1996); p. 617-620.

FRANCL, L.; y DROPKIN, V. *Glomus fasciculatum*, a weak pathogen of *Heterodera glycines*. In: Journal Nematology. Vol. 17 (1985); p.470-475.

FRAPOLLI, E. Nematodos. En: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Plagas del tomate: bases para el control integrado. Madrid: El Ministerio, 1991. p. 119-139.

FRIES, L. L.M.; PACOVSKY, R.S.; y SAFIR, G.R. Expression of isoenzymes altered by both *Glomus intraradices* colonization and formononetin application in corn (*Zea mays* L.) roots. *Soil Biology and Biochemistry*. Vol. 28 (1996); p. 981-988.

GARCÍA, G. J.M.; y OCAMPO, J.A. Interacción entre micorrizas VA y organismos patógenos de plantas. *Ann. Edafol. Agrobiol*, 1987. p. 1233-1245.

GARDEZI, A.K.; CETINA, V.M.; TALAVERA, D.; y FERRERA, R.; RODRÍGUEZ, F.; y LARQUÉ, M. Efecto de inoculación con endomicorriza arbuscular y dosis creciente de fertilización fosfatada en el crecimiento de chapulxtle (*Dodonaea viscosa*). *Terra*. Vol. 18 (2000); p. 153-159.

GARDEZI, A.K.; GARCÍA, E.; FERRERA, R.; y LARQUÉ, M. Effect of arbuscular mycorrhizae on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) in naturally infested soil with *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. *Rev. Mexicana de Fitopatología*. Vol. 17 (1999); p. 23-28.

GARYABE, J. Biological Interactions in the Mycorrhizosphere. *In: Experientia*. Vol. 47 (1991); p.370–375.

GIANINAZZI, V. Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: Getting to the roots of the symbiosis. *Plant Cell*. Vol. 8 (1996); p. 1871-1883.

GIRONZA, M.; y MAMIAN, R. Influencia con MVA sobre el crecimiento de tomate de árbol, *Cyphomandra betacea*, lulo *Solanum quitoense*, curuba *Pasiflora molisima* y granadilla *Pasiflora edulis* en la etapa de vivero. Pasto: Universidad de Nariño, 1988. 140 p.

GONZÁLEZ, M.C.; FERRERA, R.; y PÉREZ, J. Biotecnología de la micorriza en fruticultura. México: Colegio de Postgraduados, 1998.

GONZÁLEZ, M.C.; FERRERA, R.; y VILLEGAS, A. Sustratos e inoculación en el crecimiento de plántulas micropropagadas de cintrage troyer. *In: TOVAR, J.L.; ORDAZ, V.; QUINETRO, R.* La investigación edafológica en México. (1992-1995, Tamaulipas). Memorias XXVI Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. México: Victoria, 1995. p. 67.

GONZÁLEZ, V.H.; GONZÁLEZ, M.C.; y FERRERA, R. Efecto de la micorriza vesículo-arbuscular en plantas de capulín (*Prunus serotina* var. capulí) *In: PERÉZ, J.; y FERRERA, R.* Avances de Investigación Area de Microbiología de Suelos. México: PROEDAF-Instituto de Recursos naturales, 1993.

GRAHAM, J.H.; LEONARD, R.T.; y MENGE, J.A. Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorus inhibition of vesicular-arbuscular formation. *Plant Physiol.* Vol. 68 (1981); p. 548-552.

GRANDISON, G.S.; y COOPER, K.M. Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizae and cultivars of alfalfa susceptible and resistant to *Meloidogyne hapla*. *J. Nematol.* Vol. 18 (1986); p. 141-149.

GUERRERO, E.; RIVILLAS, C.; y RIVERA, E. Perspectivas de manejo de la micorriza arbuscular en ecosistemas tropicales. En: MICORRIZAS: Recurso biológico del suelo. Santafé de Bogotá: Fondo FEN, 1996. p. 181-208.

HALBRENDT, J.M.; y LAMONDIA, J.A. Crop rotation and Other Cultural Practices. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 909-910.

HARRISON, M.J.; y DIXON, R.A. Spatial patterns of expression of flavonoid/isoflavonoid pathway genes during interactions between roots of *Medicago truncatula* and the mycorrhizal fungus *Glomus versiforme*. *Plant J.* Vol. 6 (1994); p. 9-20.

HAYMAN, D.S. Influence of Soils and Fertility on Activity and Survival of Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Phytopathology.* Vol. 72, No. 8 (1982); p. 1119-1125.

_____. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.* Vol. 6 (1982); p. 944-963.

HEPSTEIN, E. Mineral nutrition of plants: Principles and perspectives. New York: John Wiley, 1972. 39 p.

HIDALGO, E. et al. Potencial del control biológico en el manejo de plagas en sistemas agrícolas sostenibles. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º 1999: Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba: CATIE, 1999. p. 78-83.

HINCAPIÉ R., D.; LEGUIZAMÓN C., J.E. Efecto de *Verticillium chlamydosporium* en el control de *Meloidogyne* spp. en almácigos de café, Var. Caturra. En: Cenicafé. Chinchiná. Vol. 50, No. 4 (1999); p.286-298.

HONRUBIA, M.; TORRES, P.; DIAZ, G.; y CANO, A. Manual para micorrizar plantas en viveros forestales. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. España: Universidad Murcia, 1992. 66 p.

HUSSEY, R. S.; y RONCADORI, R.W. Vesicular-arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. In: Plant Disease. Vol. 66, No. 1 (1982); p.9-14.

INSERRA, R.N.; VOVLAS, N.; O'BANNON, J.H.; y GRIFFIN, G.D. Development of *Meloidogyne chitwoodi* on wheat. J. of Nem. Vol. 17 (1985); p. 322-326.

ISLAM, W.; y ALAM, M.M. Inhibition in water absorption capacity of castor and tomato roots by the infection of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. Geobios. Vol. 2 (1975); p. 23-24.

JAIZME V., M.; y AZCON, R. Responses of some tropical and subtropical cultures to endomycorrhizal fungi. In: Mycorrhiza. Vol. 5, No. 3 (1995); p.213-217.

JAIZME V, M.C.; TENOURY, P.; PINOCHET, J.; y JAUMONT, M. Interactions between the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* and *Glomus mosseae* in banana. In: Plant and Soil. Vol. 196, No.1 (1997); p.27-35.

JALALI, B.L.; y JALALI, I. Mycorrhiza in plant disease control. In: ARORA, K.; RAI, B.; MUKERJI, K.G.; y KNUDSEN, G.R. Handbook of Applied Mycology. New York: Dekker, 1991. p. 305-332.

JARAMILLO Z., M. Efecto de *Glomus manihotis* y *G. fistulosum* en el manejo de nematodos fitopatógenos en plantas micropropagadas de plátano Dominico Harton y banano Gran Enano. Medellín, 2001, 91 p. Trabajo de grado (Ingeniera Agrónoma). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias.

KAPULNIK, Y.; VOLPIN, H.; ITZHAKI, H.; GANON, D.; GALILI, S.; DAVID, R.; SHAUL, O.; ELAD, Y.; CHET, I.; y OKON, Y. Suppression of defence responses in mycorrhizal alfalfa and tobacco roots. New Phytologist. Vol. 133 (1996); p. 59-64.

KELLAM, M.K.; y SCHENCK, N.C. Interaction between a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus and root-knot nematode on soybean. Phytopathology. Vol. 70 (1980); p. 293-296.

KERRY, B.R.; CRUMP, D.H.; y MULLEN, L.A. Studies of the cereal cyst-nematode, *Heterodera avenae*, in four soils under continuous cereals: Fungal parasitism of nematode females and eggs. In: Annals of Applied Biology. Vol. 100 (1982); p.489-499.

KERRY, B.R. Biocontrol: fungal parasites of female cyst nematodes. In: Journal of Nematology. Vol. 12 (1980); p.253 - 59.

KOKALIS B., N.; y RODRIGUEZ K., R. Changes in populations of soil microorganisms, nematodes, and enzyme activity associated with application of powdered pine bark. In: Plant and Soil. Vol. 162, No. 2 (1994); p.169 -175.

LEGUIZAMÓN C., J. E. Efecto de *Meloidogyne* en plantaciones establecidas de café var.Caturra. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná: Cenicafé, 1995.

_____. Efecto de *Meloidogyne* en plantaciones establecidas de café var.Caturra. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná: Cenicafé, 1991.

LINDERMAN, R.G. Effects on microbial interactions in the micorrhizosphere of plant growth and health. In: FERRERA, R. y QUINTERO, R. Agroecología, Sostenibilidad y Educación. México. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados, 1993. p. 138-152.

LINDERMAN, R.G.; y PAULITZ, T.C. Mycorrhizal-rhizobacterial interactions. In: HORNBY, D.; COOK, R.J.; HENIS, Y.; KO, W.H.; ROVIRA, A.D.; SCHIPPERS, B.; y SCOTT, P.R. Biological control of soil-borne plant pathogens. Wallingford: CAB International, 1990. p. 261-283.

LUGO, L.; et al. Endomicorizas y compost : Alternativas para el manejo ecológico de *Radopholus similis* en banano. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4°: 1999 : Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba : CATIE, 1999. p. 138-141.

LUC, M; SIKORA, A; y BRIDGE, J. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. In: Luc, M.; Sikora, A.; y Bridge, J. CAB International. Wallingford: United Kindom, 1990. 629 p.

MANZANILLA L., R. H.; EVANS, K., y BRIDGE, J. Plant Diseases Caused by Nematodes. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 651-653.

MATEEVA, A.; y IVANOVA, M. Alternative methods for control of root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. En: Acta Horticulture. Vol. 532 (2000); p.109-111.

MELAKEBERHAN, H. Physiological Interactions between Nematodes and Their Host Plants. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y., y DICKSON, D.W. Nematology, advances and perspectives: Nematode Management and utilization. China: CABI, 2004. p. 775-776.

MELAKEBERHAN, H. Effect of nutrient source on the physiological mechanisms of *Heterodera glycines* and soybean genotype interactions. *Nematology*. Vol. 1 (1999); p. 113-120.

_____. Plant, nematode and nutrient relations: an overview. *Japanese Journal of nematology*. Vol. 27 (1997); p. 41-51.

MÉNDEZ, J. M.; y SOIHET, C. Manejo de Semillas Forestales. Costa Rica: CATIE. 1997. (Nota Técnica no. 8).

MEON, S.; FISHER, J.M; y WALLACE, H.R. Changes in free proline following infection of plants with either *Meloidogyne incognita* or *Agrobacterium tumefaciens*. *Physiological Plant Pathology* Vol. 12 (1978); p. 251-256.

MIRANDA, F. Especies Forestales Estratégicas. México : Gaceta de la Red Mexicana de Germoplasma Forestal – SEMARNAP - PRONARE. 1999. (Fichas Técnicas no. 3-7).

NEHEMIAH, J. Untersuchungen über den Einfluss des endotrophen Mycorrhizapilzes *Glomus mosseae*. Ger & Trappe (*Endogone mosseae*, Nicolson & Gerd.) auf *Zea mays* L. Doctoral Dissertation. West Germany: Rheinischen Friedrich-Wilhelms Univ. Bonn, 1977.

NORMAN, J.R y HOOKER, J.E. Sporulation de *Phytophthora fragariae* shows greater stimulation by exudates of non-mycorrhizal than mycorrhizal strawberry roots. *Mycol. Res.* Vol. 104 (2000); p. 1069-1073.

NOVAL, B. et al. Utilization of arbuscular mycorrhizae for adaptation of banana (*Musa* sp.) vitroplants: rates and strains of arbuscular mycorrhizal fungi and substrate combinations. En: *Cultivos Tropicales*. Vol. 18, No. 3 (1997); p.5-9.

OLALDE, P.V. Fisiología de plantas micorrizadas. In: *Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas*. Tapachula, Chiapas, 1997. p 51.

OLIVEROS D, H.M. Reconocimiento de insectos y arácnidos asociados a siete especies forestales durante la fase de vivero. Manizales, 1999, 138 p. Trabajo de grado (Ingeniero Agroforestal). Universidad de Nariño. Facultad de Ciencias Agrícolas.

PALACINO, J.H. Interacción de *Glomus manihotis* y *Meloidogyne incognita* Chitwood en pitaya amarilla (*Selenicereus megalanthus* Britt y Rose) y pitaya roja (*Hylocereus* sp. Britt y Rose) bajo condiciones de vivero. Manizales, 1990, 97 p. Trabajo de grado (Ingeniero Agrónomo). Universidad de Caldas. Facultad de Agronomía.

PATIÑO, H.; y QUINTERO, H. Trascendencia ecológica de la selva tropical con referencia especial al neotrópico. En: Coagro. Vol. 38, 39 (1982).

PÉREZ M, J.; y FERRERA C, R. Mycorrhizal Interactions with Plants and Soil Organisms in Sustainable Agroecosystems. In: BRUSSAARD, L.; y FERRERA, R. Soil, ecology in sustainable agricultura systems. New York: CRC, 1997. p. 91 – 112.

PHILLIPS, J.M.; y HAYMAN, D.J. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. In: *Transactions* of the British Mycological Society. Vol. 55 (1970), p.158-161.

PINOCHET, J.; CALVET, C.; CAMPRUBI, A.; y FERNANDEZ, C. Interactions between migratory endoparasitic nematodes and arbuscular mycorrhizal fungi in perennial crops. *Plant and Soil*. Vol. 185 (1996); p. 183-190.

_____. Interaction between the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* on the mycorrhizal association of *Glomus intraradices* and Santa Lucia 64 cherry rootstock. In: *Plant and Soil*. Vol. 170 (1995); p.323-329.

PINOCHET, J.; CAMPRUBI, A.; y CALVET, C. Effects of the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* and the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* on the growth of EMLA-26 apple rootstock. *Mycorrhiza*. Vol. 4 (1993); p. 79-83.

PINOCHET, J.; FERNANDEZ, C.; JAIZME V, M.; y TENOURY, P. Micropropagated banana infected with *Meloidogyne* responds to *Glomus intraradices* and phosphorus. *HortScience*. Vol. 32 (1997); p. 101-103.

POSTA, K.; MARSCHNER, H.; y ROHELD, V. Manganese reduction in the rhizosphere of mycorrhizal and nonmycorrhizal maize. *Mycorrhiza*. Vol. 5, No. 2 (1995); p. 119-124.

POZO, M.J.; CORDIER, C.; DUMAS, E.; y BAREA, J.M. -1,3-glucanase activities in tomato roots inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi and/or *Phytophthora parasitica* and their possible involvement in bioprotection. *Plant Sci*. Vol. 141 (1999); p. 149-157.

POZO, M.J.; DESCHAUMES, S.; DUMAS, E.; GIANINAZZI, S.; y AZCÓN, C. Plant defense responses induced by arbuscular mycorrhizal fungi. In: GIANINAZZI, S. *et al.* Mycorrhizal Technology in Agriculture. Boston : Birkhäuser Verlag, 2002. p. 103–111.

PRIESTEL, G. Wechselbeziehung zwischen der endotrophen Mycorrhiza und dem Wurzelfallennematoden *Meloidogyne incognita*. Germany: Dissertation, Univ., 1980. p. 103.

RAMIREZ C, A. Enfermedades de *Tabebuia rosea* (Bertol) D.C en Colombia. En: CONGRESO DE LA ASOCIACIÓN COLOMBIANA DE FITOPATOLOGÍA. (12º 2001: Medellín). Memorias del Congreso de Fitopatología. Medellín: Ascolfi, 2001. 19 p.

REDHEAD, J.F. Endotropic mycorrhizas in Nigeria: Species of the Endogonaceae and their distribution. Mycol. Soc. Vol. 69 (1977); p. 275-280.

RIVAS P, G.G. Hongos endomicorrízicos y materia orgánica para el manejo de *Radopholus similis* en banano. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º 1999:Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba: CATIE, 1999. p. 132-134.

RIVAS P, G.G.; y CUERVO, J. Interacción de hongos endomicorrízicos con *Meloidogyne exigua* en café. En: Manejo Integrado de Plagas. Vol. 49 (1998); p.68-72.

RIVAS P, G.G.; ROJAS, T.; y CUERVO, J. Interacción del hongo vesículo arbuscular *Glomus* spp. con *Meloidogyne arabicida* en tomate. En: Manejo Integrado de Plagas. Vol. 47 (1998); p.41-43.

RIVAS P, G.G.; y VÁSQUEZ, M, N. Histología de raíces de café y musáceas, colonizadas por hongos micorrízicos y nematodos. En: SEMANA CIENTÍFICA, LOGROS DE LA INVESTIGACIÓN PARA EL NUEVO MILENIO. (4º 1999: Turrialba). Actas sobre Logros de la Investigación para el nuevo milenio. Turrialba: CATIE, 1999. p. 135-137.

RIVILLAS O, C.A. Las micorrizas arbusculares en el cultivo de café. En: Gil V., L.F.; Castro C., B.L.; y Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná: Cenicafé, 2003. p. 64 - 74.

_____. Nematodos. En: Gil V., L.F; Castro C., B.L.; y Cadena G., G. Enfermedades del cafeto en Colombia. Chinchiná: Cenicafé, 2003. p. 91-99.

_____. Aislamiento e identificación de micorrizas arbusculares en el suelo de Plan Alto. Chinchiná: Cenicafé, 2001. 2 p.

RIVILLAS O, C.A. Microorganismos del suelo de la zona cafetera colombiana, su diversidad y valor como controladores biológicos. En: FORO INTERNACIONAL CAFÉ Y BIODIVERSIDAD. (2000: Chinchiná). Memorias sobre Foro Internacional Café y Biodiversidad. Chinchiná: CENICAFÉ-COLCIENCIAS-INSTITUTO HUMBOLDT, 2000. 1 p.

_____. El papel de los suelos en la diversidad de las endomicorrizas y sus interacciones con otros microorganismos. En: SIMPOSIO SOBRE SUELOS DE LA ZONA CAFETERA COLOMBIANA. (2000: Chinchiná). Resúmenes sobre Suelos de la zona cafetera. Chinchiná: Cenicafé, 2000. p. 19 - 20.

_____. Aislamiento y funcionalidad de las endomicorrizas en la zona cafetera Colombiana. En: SEMINARIO INTERNACIONAL SOBRE MICORRIZAS LA NUEVA TECNOLOGÍA BIOLÓGICA PARA UNA CAFICULTURA SOSTENIBLE. (2000: Popayán). Memorias sobre Micorrizas, la nueva tecnología biológica para una caficultura sostenible. Popayán: Cenicafé, 2000. 9 p.

_____. Evaluación del daño económico ocasionado por la llaga macana del café. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. CHINCHINA. Informe Anual de Actividades de la Disciplina de Fitopatología. Chinchiná: Cenicafé, 1998. 22 p.

_____. Evaluación de plantas de café de la variedad Colombia inoculadas con un inóculo comercial y *Glomus manihotis*. En: CENTRO NACIONAL DE INVESTIGACIONES DE CAFÉ. Informe anual de la disciplina de Fitopatología. Chinchiná : Cenicafé. 1998.

_____. The effects of arbuscular mycorrhizal fungi on two different coffee varieties from Colombia and their biochemical detection in roots. Kent, 1995, 88 p. Tesis (M.Sc. in Microbiology). University of Kent. Faculty of Natural Sciences.

RIVILLAS O., C.A.; GUERRERO, E.; y RIVERA, E. Perspectivas de manejo de la micorriza arbuscular en ecosistemas tropicales. En: MICORRIZAS; recurso biológico del suelo. Santafé de Bogotá: Fondo FEN, 1996. p. 181 - 208.

RONCADORI, R.W.; y HUSSEY, R.S. Interaction of the endomycorrhizal fungus *Gigaspora margarita* and root-knot nematode on cotton. In: Phytopathology. Vol. 67 (1977); p.1507-1511.

SALEH, H.M.; y SIKORA, R.A. Effect to quintozen, benomyl, and carbendazim on the interaction between the endomycorrhizal fungus *Glomus fasciculatum* y *Meloidogyne incognita* on cotton. Nematologica. Vol. 34, No. 4 (1988); p. 432-442.

SÁNCHEZ, M. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Palmira: Universidad Nacional de Colombia, 1999. 227 p.

SIEVERDING, E. Vesicular Arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems. Germany: GTZ Federal Republic of Germany, 1991. p. 370.

SISTEMA TÉCNICO ESTADÍSTICO PARA PLANTACIONES FORESTALES INDUSTRIALES EN COLOMBIA. Boletín SITEP. Vol. 3, No. 5 (1999); p.4-5.

SLEZACK, S.; DUMAS, E.; PAYNOT, M.; y GIANINAZZI, S. Is a fully established arbuscular mycorrhizal symbiosis required for bioprotection of *Pisum sativum* roots against *Aphanomyces euteiches*?. Mol Plant Microb Interac. Vol. 13 (2000); p. 238-241.

SMITH, G.S. Interactions of nematodes with mycorrhizal fungi. In: VEECH, J.A.; y DICKSON, D.W. Vistas on Nematology USA: Society of Nematologist, 1987. p. 307-312.

SMITH, S.E.; ROBSON, A.; y ABBOTT, L.K. The involvement of mycorrhizas in assessment of genetically dependent efficiency of nutrient uptake and use. Plant Soil. Vol. 146 (1992); p. 169-179.

SMITH, S.E.; y GIANINAZZI, P. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plant. Ann. Rev. Plant Mol. Biol. Vol. 39 (1988); p. 221-244.

TAYLOR, A. L.; y SASSER, J. N. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulos de la raíz (especies de *Meloidogyne*). Proyecto Internacional de *Meloidogyne*. s.l.: University State, 1984.

_____. Biology, Identification and Control of Root-knot nematodes. United States : North Carolina State University, 1978. 107 p.

TESTER, M.; SMITH, S.E.; y SMITH F.A. The phenomenon of non mycorrhizal plants. Can. J. Bot. Vol. 65 (1987); p. 419-431.

THOMAS, G. V.; SUNDARARAJU, P.; ALI, S. S.; y GHAI, S. K. Individual and interactive effects of VA mycorrhizal fungi and root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, on cardamom. Tropical Agriculture. Vol. 66, No. 1 (1989); p. 21-24.

TOUMEY, J. W., y KORSTIAN, C. F. Seeding and planting in the practice of forestry. 3rd ed. New York: Wiley, 1942. 520 p.

TREJO, D.; y FERRERA, R. Ecología de la endomicorriza arbuscular en diferentes agroecosistemas productores de café. In: Memorias del VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas. Tapachula, Chiapas, 1997. p. 52.

TRIVIÑO, T. Ataque de un nematodo (*Meloidogyne* sp.) en raíces de roble (*Tabebuia rosea*). Bogotá : INDERENA – FAO, 1977. 13 p. (Proyecto de Investigación Forestal no. 16).

TROTTA, A.; VARESE, G.C.; GNAVI, E.; FUSCONI, A.; SAMPO, S.; y BERTA, G. Interactions between the soil-borne root pathogen *Phytophthora nicotianae* var *parasitica* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* in tomato plants. *Plant*. Vol. 185 (1996); p. 199-209.

TRUJILLO, E. Manejo de semillas, viveros y plantación inicial. Reproducción sexual y vegetativa. Bogotá: SEMICOL, 1989. 52 p. (Serie Técnica no. 1).

TUCK, H.C. Safe and efficient management systems for plantation pests and diseases. *In*: *Planter*. Vol. 74, No. 868 (1998); p.369-385.

TURNAU, K.; y HASELWANDTER, K. Arbuscular mycorrhizal fungi, an essential component of soil microflora in ecosystem restoration. *In*: GIANINAZZI, S. et al. *Mycorrhizal Technology in Agriculture*. Boston: Birkhäuser Verlag, 2002. p. 137–149.

UMESH, K.C; KRISHNAPPA, K; y BAGYARAJ, D.J. Interaction of burrowing nematode, *Radopholus similis* and VA mycorrhiza, *Glomus fasciculatum* and Trappe in Banana (*Musa acuminata* Colla.). *In*: *Indian Journal of Nematology*. Vol. 18, No. 1 (1988); p.6-11.

VALLEJO, A.; y ZAPATA, F. Trees; Arboles tropicales y subtropicales de uso múltiple. [CD-ROM]. [Medellín]: Agrosoft Ltda, 2002.

VARELA, F.L.; y ESTRADA, A. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. México: Memorias del X Curso-Taller de Otoño, 1991.

VERGEL C., D.M. Metodología de evaluación de la resistencia a nematodos del nudo radical (*Meloidogyne* spp.) en *Coffea* spp. y evaluación de germoplasma de café. Santafé de Bogotá, 1999, 129 p. Trabajo de grado (M. Sc. en Fitopatología). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía.

VOSATKA, M.; GRYNDLER, M. y PRINKRYL. Effect of the rhizosphere bacterium *Pseudomonas putida*, arbuscular mycorrhizal fungi and substrate composition on the growth of strawberry. *Agronomie*. Vol. 12 (1992); p. 859-863.

ANEXOS

Anexo A. Caracterización física y química de muestras de suelo provenientes de Naranjal (unidad Chinchiná)

Característica	Unidad Chinchiná*
Material parental	Cenizas volcánicas
Estructura (Tipo)	Bloques subangulares
Poros	Abundantes finos y medios
Textura	Franco arcillosa
Densidad (g/cm ³)	0,5 – 0,7
pH	4,3
M.O %	13,0
N total %	0,5
P ppm	60,0
K meq/100g	0,16
Ca meq/100g	0,8
Mg meq/100g	0,3
Al meq/100g	1,6
Fe ppm	831,0
Zn ppm	7,0
Mn ppm	9,0
Cu ppm	25,0

Fuente: Castro, 2001.

Anexo B. Preparación de las soluciones nutritivas madres (Hoagland's)

<i>Fórmula de sal</i>	<i>Peso molecular (g. L⁻¹)</i>	<i>Pureza de la sal (%)</i>	<i>Cantidad para llevar a un litro de solución nutritiva madre</i>	<i>Cantidad de solución nutritiva madre en un litro de solución nutritiva final 0.5 M (ml. L⁻¹)</i>
1. Ca(NO ₃) ₂ ·4H ₂ O	236.15	98.5	236.15 g	10
2. KNO ₃	101.11	99.5	101.11 g	10
3. MgSO ₄ · 7 H ₂ O	246.48	99.5	246.48 g	4
4. KH ₂ PO ₄	136.09	99.9	136.09 g	2
5. FeEDTA			68 g	10
5.1 FeCl ₃ ·6H ₂ O	270.30	99	62 g	3.3
5.2 Na ₂ EDTA(Titriplex III) (C ₁₀ H ₁₄ N ₂ Na ₂ O ₂ ·2H ₂ O)	372.24	99	3.72 g	3.3
5.3 C ₆ H ₈ O ₇ H ₂ O (Acido Cítrico)	210.14	99.5	3 g	3.3
6. H ₃ BO ₃	61.81	99.5	2860 mg	1
7. CuCl ₂ ·2H ₂ O	170.48	99	50 mg	1
8. ZnCl ₂	136.28	98	110 mg	1
9. Na ₂ MoO ₄ ·2H ₂ O	241.95	99.5	25 mg	1
10. MnCl ₂ ·4H ₂ O	197.91	98.4	1810 mg	1

Fuente: Hepstein, 1972.

Anexo C. Andeva para Porcentaje de germinación (Sustratos vs Micorrizas)

Dependent Variable: pgerm

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	21008.30078	1909.84553	7.05	<.0001
Error	228	61744.14063	270.80763		
Corrected Total	239	82752.44141			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	pgerm Mean
0.253869	20.04185	16.45623	82.10938

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	11	21008.30078	1909.84553	7.05	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	11	21008.30078	1909.84553	7.05	<.0001

The SAS System

Anexo D. Andeva para Vigor (Sustratos vs Micorrizas)

Dependent Variable: VIGOR VIGOR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	11	21.15489866	1.92317261	8.98	<.0001
Error	228	48.81797556	0.21411393		
Corrected Total	239	69.97287423			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	VIGOR Mean
0.302330	42.60708	0.462724	1.086027

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	11	21.15489866	1.92317261	8.98	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	11	21.15489866	1.92317261	8.98	<.0001

Anexo E. Cálculo del I.C, GDM y VM

DÍA	R1		R2		R3		R4		R5		R6		R7		R8		R9		R10		R11		R12		R13		R14		R15		R16		R17		R18		R19		R20		TOTAL				
	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA	GD	GA													
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	2	2	8	8	6	6	9	9	10	10	8	8	7	7	6	6	6	6	6	6	1	1	9	9	6	6	9	9	9	9	7	7	10	10	5	5	7	7	4	4	135	135			
11	13	15	7	15	7	13	6	15	6	16	6	14	9	16	8	14	4	10	8	14	13	14	5	14	7	13	6	15	6	15	8	15	3	13	7	12	7	14	10	14	146	281			
12	0	15	0	15	0	13	0	15	0	16	1	15	0	16	1	15	0	10	0	14	0	14	0	14	2	15	0	15	0	15	0	15	1	14	0	12	0	14	1	15	6	287			
13	0	15	1	16	2	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	3	13	2	16	2	16	0	14	1	16	0	15	0	15	1	16	1	15	4	16	1	15	1	16	19	306			
15	0	15	0	16	0	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	0	13	0	16	0	16	0	14	0	16	0	15	0	15	0	16	1	16	0	16	1	16	0	16	2	308			
18	0	15	0	16	0	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	0	13	0	16	0	16	0	14	0	16	0	15	0	15	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	308	
19	0	15	0	16	0	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	0	13	0	16	0	16	0	14	0	16	0	15	0	15	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	308	
20	0	15	0	16	0	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	1	14	0	16	0	16	0	14	0	16	0	15	0	15	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	1	309	
21	0	15	0	16	0	15	0	15	0	16	0	15	0	16	0	15	0	14	0	16	0	16	0	14	0	16	0	15	0	15	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	16	0	309	
GDM	1.36		1.231		1.15		1.36		1.45		1.25		1.45		1.25		1.00		1.23		1.23		1.27		1.23		1.36		1.36		1.23		1.07		1.23		1.07		1.23						
VM	1.36		1.36		1.18		1.36		1.45		1.27		1.45		1.27		1.00		1.27		1.27		1.27		1.25		1.36		1.36		1.36		1.25		1.23		1.27		1.27						
IC	1.860		1.678		1.364		1.860		2.116		1.59		2.12		1.59		1.00		1.57		1.57		1.62		1.54		1.86		1.86		1.68		1.33		1.51		1.36		1.57				32.635		

Anexo F. Andeva para Porcentaje de germinación (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: pgerm

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	2	3027.34375	1513.67188	4.50	0.0121
Error	237	79725.09766	336.39282		
Corrected Total	239	82752.44141			

R-Square Coeff Var Root MSE pgerm Mean
 0.036583 22.33730 18.34101 82.10938

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
sustr	2	3027.343750	1513.671875	4.50	0.0121

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
sustr	2	3027.343750	1513.671875	4.50	0.0121

Anexo G. Andeva para Porcentaje de germinación (Sustratos)

Dependent Variable: pgerm

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	4083.49609	1361.16536	8.38	<.0001
Error	76	12349.60938	162.49486		
Corrected Total	79	16433.10547			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	pgerm Mean
0.248492	14.50365	12.74735	87.89063

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	3	4083.496094	1361.165365	8.38	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	3	4083.496094	1361.165365	8.38	<.0001

Anexo H. Andeva para Vigor (Sustratos)

Dependent Variable: VIGOR VIGOR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value	Pr > F
Model	3	5.71457355	1.90485785	6.94	0.0003
Error	76	20.86543045	0.27454514		
Corrected Total	79	26.58000400			

R-Square	Coeff Var	Root MSE	VIGOR Mean
0.214995	39.89670	0.523971	1.313318

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	3	5.71457355	1.90485785	6.94	0.0003

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value	Pr > F
TRAT	3	5.71457355	1.90485785	6.94	0.0003

Anexo I. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena esterilizada (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	68226.56794	34113.28397	256.78
Error	55	7306.84703	132.85176	
Corrected Total	57	75533.41496		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.903263	28.94462	11.52613	39.82134

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	68226.56794	34113.28397	256.78

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	68226.56794	34113.28397	256.78

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	44696.97063	44696.97063	336.44

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo J. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	32012.51459	16006.25730	66.47
Error	56	13484.33287	240.79166	
Corrected Total	58	45496.84746		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.703621	39.85106	15.51746	38.93864

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	32012.51459	16006.25730	66.47

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	32012.51459	16006.25730	66.47

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	30650.76719	30650.76719	127.29

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo K. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	67310.43105	33655.21552	331.44
Error	51	5178.61030	101.54138	
Corrected Total	53	72489.04135		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.928560	24.05476	10.07677	41.89097

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	67310.43105	33655.21552	331.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	67310.43105	33655.21552	331.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	56648.97260	56648.97260	557.89

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo L. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	15898.84237	7949.42118	64.31
Error	57	7046.14935	123.61666	
Corrected Total	59	22944.99172		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.692911	14.47155	11.11830	76.82871

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	15898.84237	7949.42118	64.31

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	15898.84237	7949.42118	64.31

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	15398.82518	15398.82518	124.57

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo LL. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena esterilizada (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	21544.41052	21544.41052	107.37
Error	36	7223.86177	200.66283	
Corrected Total	37	28768.27229		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.748895	23.45166	14.16555	60.40320

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	21544.41052	21544.41052	107.37

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	21544.41052	21544.41052	107.37

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Anexo M. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	1561.19431	1561.19431	4.90
Error	37	11788.07881	318.59672	
Corrected Total	38	13349.27312		

Source	Pr > F
Model	0.0331
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.116950	32.33120	17.84928	55.20760

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	1561.194312	1561.194312	4.90

Source	Pr > F
TTO	0.0331

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	1561.194312	1561.194312	4.90

Source	Pr > F
TTO	0.0331

Anexo N. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	12480.86886	12480.86886	77.44
Error	32	5157.05372	161.15793	
Corrected Total	33	17637.92259		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.707616	19.13882	12.69480	66.33012

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	12480.86886	12480.86886	77.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	12480.86886	12480.86886	77.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Anexo Ñ. Andeva para Porcentaje de colonización del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	500.017185	500.017185	9.61
Error	38	1976.466266	52.012270	
Corrected Total	39	2476.483451		

Source	Pr > F
Model	0.0036
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.201906	8.180834	7.211953	88.15670

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	500.0171846	500.0171846	9.61

Source	Pr > F
TTO	0.0036

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	500.0171846	500.0171846	9.61

Source	Pr > F
TTO	0.0036

Anexo O. Andeva para Porcentaje de colonización (Micorrizar vs Sustratos)

Dependent Variable: PCOL PCOL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	9948.23940	3316.07980	26.98
Error	71	8726.26641	122.90516	
Corrected Total	74	18674.50580		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PCOL Mean
0.532718	13.73785	11.08626	80.69864

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	9948.239396	3316.079799	26.98

Source	Pr > F
TRAT	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	9948.239396	3316.079799	26.98

Source	Pr > F
TRAT	<.0001

Anexo P. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Arena esterilizada (Glomus manihotis, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.09593115	0.04796557	5.37
Error	55	0.49119401	0.00893080	
Corrected Total	57	0.58712515		

Source	Pr > F
Model	0.0074
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.163391	15.21706	0.094503	0.621033

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.09593115	0.04796557	5.37

Source	Pr > F
TTO	0.0074

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.09593115	0.04796557	5.37

Source	Pr > F
TTO	0.0074

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.02866855	0.02866855	3.21

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0787

Anexo Q. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Arena esterilizada (Glomus manihotis, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.06653021	0.03326511	2.43
Error	55	0.75364146	0.01370257	
Corrected Total	57	0.82017168		

Source	Pr > F
Model	0.0976
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.081117	23.02725	0.117058	0.508345

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.06653021	0.03326511	2.43

Source	Pr > F
TTO	0.0976

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.06653021	0.03326511	2.43

Source	Pr > F
TTO	0.0976

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.00373044	0.00373044	0.27

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.6039

Anexo R. Andeva para Altura del tratamiento Arena esterilizada (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	8.82520757	4.41260379	7.91
Error	55	30.67307331	0.55769224	
Corrected Total	57	39.49828089		

Source	Pr > F
Model	0.0010
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.223433	12.05935	0.746788	6.192607

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	8.82520757	4.41260379	7.91

Source	Pr > F
TTO	0.0010

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	8.82520757	4.41260379	7.91

Source	Pr > F
TTO	0.0010

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	7.21201590	7.21201590	12.93

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0007

**Anexo S. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Arena sin esterilizar
(*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)**

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.00574831	0.00287416	0.75
Error	56	0.21444932	0.00382945	
Corrected Total	58	0.22019763		

Source	Pr > F
Model	0.4768
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.026105	10.54924	0.061883	0.586607

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.00574831	0.00287416	0.75

Source	Pr > F
TTO	0.4768

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.00574831	0.00287416	0.75

Source	Pr > F
TTO	0.4768

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.00426443	0.00426443	1.11

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.2958

**Anexo T. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Arena sin esterilizar
(*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)**

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.00162224	0.00081112	0.13
Error	56	0.35428772	0.00632657	
Corrected Total	58	0.35590997		

Source	Pr > F
Model	0.8799
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.004558	13.09237	0.079540	0.607527

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.00162224	0.00081112	0.13

Source	Pr > F
TTO	0.8799

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.00162224	0.00081112	0.13

Source	Pr > F
TTO	0.8799

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.00096200	0.00096200	0.15

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.6981

Anexo U. Andeva para Altura del tratamiento Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.85587993	0.42793996	2.58
Error	56	9.29342935	0.16595410	
Corrected Total	58	10.14930928		

Source	Pr > F
Model	0.0849
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.084329	6.976847	0.407375	5.838951

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.85587993	0.42793996	2.58

Source	Pr > F
TTO	0.0849

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.85587993	0.42793996	2.58

Source	Pr > F
TTO	0.0849

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.81886884	0.81886884	4.93

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0304

Anexo V. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.68868725	0.34434363	19.56
Error	51	0.89778669	0.01760366	
Corrected Total	53	1.58647394		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.434099	16.33604	0.132679	0.812185

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.68868725	0.34434363	19.56

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.68868725	0.34434363	19.56

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.40315146	0.40315146	22.90

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo W. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Suelo + Arena esterilizados (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.12711666	0.06355833	7.38
Error	51	0.43910307	0.00860986	
Corrected Total	53	0.56621973		

Source	Pr > F
Model	0.0015
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.224501	17.61805	0.092789	0.526672

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.12711666	0.06355833	7.38

Source	Pr > F
TTO	0.0015

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.12711666	0.06355833	7.38

Source	Pr > F
TTO	0.0015

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.12109684	0.12109684	14.06

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0005

**Anexo X. Andeva para Altura del tratamiento Suelo + Arena esterilizados
(*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)**

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	8.22346244	4.11173122	14.38
Error	51	14.58258313	0.28593300	
Corrected Total	53	22.80604558		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.360583	7.306207	0.534727	7.318805

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	8.22346244	4.11173122	14.38

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	8.22346244	4.11173122	14.38

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	3.86566761	3.86566761	13.52

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0006

Anexo Y. Andeva para Peso fresco aéreo del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	1.63972572	0.81986286	26.72
Error	57	1.74883561	0.03068133	
Corrected Total	59	3.38856132		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.483900	17.13919	0.175161	1.021990

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	1.63972572	0.81986286	26.72

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	1.63972572	0.81986286	26.72

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	1.33613243	1.33613243	43.55

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo Z. Andeva para Peso fresco de raíz del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar (*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	0.27661119	0.13830559	8.14
Error	57	0.96796529	0.01698185	
Corrected Total	59	1.24457647		

Source	Pr > F
Model	0.0008
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.222253	20.12326	0.130314	0.647581

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.27661119	0.13830559	8.14

Source	Pr > F
TTO	0.0008

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	0.27661119	0.13830559	8.14

Source	Pr > F
TTO	0.0008

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	0.25947996	0.25947996	15.28

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	0.0002

Anexo AA. Andeva para Altura del tratamiento Suelo + Arena sin esterilizar
(*Glomus manihotis*, Micorrizar, Testigo)

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	2	23.18002022	11.59001011	28.24
Error	57	23.39053327	0.41036023	
Corrected Total	59	46.57055348		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.497740	8.240164	0.640594	7.774040

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	2	23.18002022	11.59001011	28.24

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	2	23.18002022	11.59001011	28.24

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Contrast	DF	Contrast SS	Mean Square	F Value
MICO VS TES	1	22.87779855	22.87779855	55.75

Contrast	Pr > F
MICO VS TES	<.0001

Anexo AB. Andeva para Peso fresco aéreo (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	0.40238474	0.40238474	5.91
Error	149	10.14321971	0.06807530	
Corrected Total	150	10.54560445		

Source	Pr > F
Model	0.0162
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.038157	32.22550	0.260912	0.809646

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	0.40238474	0.40238474	5.91

Source	Pr > F
TTO	0.0162

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	0.40238474	0.40238474	5.91

Source	Pr > F
TTO	0.0162

Anexo AC. Andeva para Peso fresco de raíz (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	0.01082741	0.01082741	0.60
Error	149	2.70430763	0.01814972	
Corrected Total	150	2.71513504		

Source	Pr > F
Model	0.4411
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.003988	22.64759	0.134721	0.594857

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	0.01082741	0.01082741	0.60

Source	Pr > F
TTO	0.4411

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	0.01082741	0.01082741	0.60

Source	Pr > F
TTO	0.4411

Anexo AD. Andeva para Altura (*Glomus manihotis* vs Micorrizar)

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	1	1.3416409	1.3416409	1.07
Error	149	186.9116122	1.2544404	
Corrected Total	150	188.2532531		

Source	Pr > F
Model	0.3027
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.007127	15.95241	1.120018	7.020997

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	1	1.34164090	1.34164090	1.07

Source	Pr > F
TTO	0.3027

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	1	1.34164090	1.34164090	1.07

Source	Pr > F
TTO	0.3027

Anexo AE. Andeva para Peso fresco aéreo (Micorrizar vs Sustratos)

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	4.82680623	1.60893541	66.08
Error	71	1.72864561	0.02434712	
Corrected Total	74	6.55545183		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.736304	18.10977	0.156036	0.861610

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	4.82680623	1.60893541	66.08

Source	Pr > F
TRAT	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	4.82680623	1.60893541	66.08

Source	Pr > F
TRAT	<.0001

Anexo AF. Andeva para Peso fresco de raíz (Micorrizar vs Sustratos)

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	0.18500277	0.06166759	3.92
Error	71	1.11762056	0.01574113	
Corrected Total	74	1.30262333		

Source	Pr > F
Model	0.0120
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.142023	20.79342	0.125464	0.603382

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	0.18500277	0.06166759	3.92

Source	Pr > F
TRAT	0.0120

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	0.18500277	0.06166759	3.92

Source	Pr > F
TRAT	0.0120

Anexo AG. Andeva para Altura (Micorrizar vs Sustratos)

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	63.35451944	21.11817315	55.75
Error	71	26.89373425	0.37878499	
Corrected Total	74	90.24825369		

Source Pr > F

Model <.0001

Error

Corrected Total

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.702003	8.649032	0.615455	7.115884

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	63.35451944	21.11817315	55.75

Source Pr > F

TRAT <.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TRAT	3	63.35451944	21.11817315	55.75

Source Pr > F

TRAT <.0001

Anexo AH. Andeva para Peso fresco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	1733.968961	192.663218	7.54
Error	49	1251.524297	25.541312	
Corrected Total	58	2985.493258		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.580798	64.22345	5.053841	7.869153

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	63.851782	63.851782	2.50
TRAT	4	1449.331350	362.332837	14.19
MOD*TRAT	4	220.785830	55.196457	2.16

Source	Pr > F
MOD	0.1203
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.0873

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	49.503624	49.503624	1.94
TRAT	4	1454.859921	363.714980	14.24
MOD*TRAT	4	220.785830	55.196457	2.16

Source	Pr > F
MOD	0.1702
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.0873

Anexo AI. Andeva para Peso fresco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	1763.066486	195.896276	8.38
Error	49	1146.053053	23.388838	
Corrected Total	58	2909.119539		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.606048	53.02260	4.836201	9.121017

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	16.251865	16.251865	0.69
TRAT	4	1698.294536	424.573634	18.15
MOD*TRAT	4	48.520085	12.130021	0.52

Source	Pr > F
MOD	0.4086
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.7224

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	9.159362	9.159362	0.39
TRAT	4	1698.379818	424.594955	18.15
MOD*TRAT	4	48.520085	12.130021	0.52

Source	Pr > F
MOD	0.5344
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.7224

Anexo AJ. Andeva para Peso seco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: PSR PSR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	66.1173432	7.3463715	8.06
Error	49	44.6678007	0.9115878	
Corrected Total	58	110.7851438		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PSR Mean
0.596807	66.24316	0.954771	1.441313

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	2.28536212	2.28536212	2.51
TRAT	4	55.83908146	13.95977036	15.31
MOD*TRAT	4	7.99289957	1.99822489	2.19

Source	Pr > F
MOD	0.1198
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.0836

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	1.79181338	1.79181338	1.97
TRAT	4	56.08046817	14.02011704	15.38
MOD*TRAT	4	7.99289957	1.99822489	2.19

Source	Pr > F
MOD	0.1672
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.0836

Anexo AK. Andeva para Peso seco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: PSA PSA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	91.9924748	10.2213861	6.04
Error	49	82.8586133	1.6909921	
Corrected Total	58	174.8510881		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PSA Mean
0.526119	65.90149	1.300382	1.973220

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.20452078	0.20452078	0.12
TRAT	4	86.01860763	21.50465191	12.72
MOD*TRAT	4	5.76934639	1.44233660	0.85

Source	Pr > F
MOD	0.7295
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.4988

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.05484026	0.05484026	0.03
TRAT	4	85.86104639	21.46526160	12.69
MOD*TRAT	4	5.76934639	1.44233660	0.85

Source	Pr > F
MOD	0.8578
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.4988

Anexo AL. Andeva para Altura (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	850.243271	94.471475	7.25
Error	49	638.213000	13.024755	
Corrected Total	58	1488.456271		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.571225	27.16637	3.608983	13.28475

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.7645356	0.7645356	0.06
TRAT	4	789.8014887	197.4503722	15.16
MOD*TRAT	4	59.6772469	14.9193117	1.15

Source	Pr > F
MOD	0.8096
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.3464

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	2.7699412	2.7699412	0.21
TRAT	4	791.2592222	197.8148056	15.19
MOD*TRAT	4	59.6772469	14.9193117	1.15

Source	Pr > F
MOD	0.6467
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.3464

Anexo ALL. Andeva para Diámetro (Modalidades vs Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: DIAM DIAM

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	2.80239429	0.31137714	9.09
Error	49	1.67766333	0.03423803	
Corrected Total	58	4.48005763		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	DIAM Mean
0.625526	28.07168	0.185035	0.659153

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.00905579	0.00905579	0.26
TRAT	4	2.57890878	0.64472720	18.83
MOD*TRAT	4	0.21442972	0.05360743	1.57

Source	Pr > F
MOD	0.6094
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.1983

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.01693340	0.01693340	0.49
TRAT	4	2.56330750	0.64082688	18.72
MOD*TRAT	4	0.21442972	0.05360743	1.57

Source	Pr > F
MOD	0.4852
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.1983

Anexo AM. Andeva para Peso fresco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: PFR PFR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	10841.24504	1204.58278	7.77
Error	50	7748.73143	154.97463	
Corrected Total	59	18589.97647		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFR Mean
0.583177	54.06054	12.44888	23.02767

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	327.78763	327.78763	2.12
TRAT	4	10279.59589	2569.89897	16.58
MOD*TRAT	4	233.86152	58.46538	0.38

Source	Pr > F
MOD	0.1521
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.8238

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	327.78763	327.78763	2.12
TRAT	4	10279.59589	2569.89897	16.58
MOD*TRAT	4	233.86152	58.46538	0.38

Source	Pr > F
MOD	0.1521
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.8238

Anexo AN. Andeva para Peso fresco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: PFA PFA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	5146.65813	571.85090	4.62
Error	50	6187.84737	123.75695	
Corrected Total	59	11334.50549		

Source	Pr > F
Model	0.0002
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PFA Mean
0.454070	46.97628	11.12461	23.68133

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.001707	0.001707	0.00
TRAT	4	5085.759077	1271.439769	10.27
MOD*TRAT	4	60.897343	15.224336	0.12

Source	Pr > F
MOD	0.9971
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.9736

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.001707	0.001707	0.00
TRAT	4	5085.759077	1271.439769	10.27
MOD*TRAT	4	60.897343	15.224336	0.12

Source	Pr > F
MOD	0.9971
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.9736

Anexo AÑ. Andeva para Peso seco de raíz (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: PSR PSR

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	307.2452713	34.1383635	6.30
Error	50	270.9510251	5.4190205	
Corrected Total	59	578.1962964		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PSR Mean
0.531386	56.46457	2.327879	4.122725

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	8.6572373	8.6572373	1.60
TRAT	4	282.8245224	70.7061306	13.05
MOD*TRAT	4	15.7635116	3.9408779	0.73

Source	Pr > F
MOD	0.2121
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.5776

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	8.6572373	8.6572373	1.60
TRAT	4	282.8245224	70.7061306	13.05
MOD*TRAT	4	15.7635116	3.9408779	0.73

Source	Pr > F
MOD	0.2121
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.5776

Anexo AO. Andeva para Peso seco aéreo (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: PSA PSA

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	753.829593	83.758844	4.87
Error	50	860.682700	17.213654	
Corrected Total	59	1614.512293		

Source	Pr > F
Model	0.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	PSA Mean
0.466909	53.70557	4.148934	7.725333

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	11.0596267	11.0596267	0.64
TRAT	4	728.8018433	182.2004608	10.58
MOD*TRAT	4	13.9681233	3.4920308	0.20

Source	Pr > F
MOD	0.4266
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.9356

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	11.0596267	11.0596267	0.64
TRAT	4	728.8018433	182.2004608	10.58
MOD*TRAT	4	13.9681233	3.4920308	0.20

Source	Pr > F
MOD	0.4266
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.9356

Anexo AP. Andeva para Altura (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: ALT ALT

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	1299.427333	144.380815	3.05
Error	50	2366.846667	47.336933	
Corrected Total	59	3666.274000		

Source	Pr > F
Model	0.0055
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	ALT Mean
0.354427	28.89620	6.880184	23.81000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	11.094000	11.094000	0.23
TRAT	4	1257.324000	314.331000	6.64
MOD*TRAT	4	31.009333	7.752333	0.16

Source	Pr > F
MOD	0.6304
TRAT	0.0002
MOD*TRAT	0.9557

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	11.094000	11.094000	0.23
TRAT	4	1257.324000	314.331000	6.64
MOD*TRAT	4	31.009333	7.752333	0.16

Source	Pr > F
MOD	0.6304
TRAT	0.0002
MOD*TRAT	0.9557

Anexo AQ. Andeva para Diámetro (Modalidades vs Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: DIAM DIAM

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	540.851940	60.094660	4.32
Error	50	694.881133	13.897623	
Corrected Total	59	1235.733073		

Source	Pr > F
Model	0.0003
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	DIAM Mean
0.437677	33.29222	3.727952	11.19767

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.5377067	0.5377067	0.04
TRAT	4	520.7504567	130.1876142	9.37
MOD*TRAT	4	19.5637767	4.8909442	0.35

Source	Pr > F
MOD	0.8449
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.8415

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
MOD	1	0.5377067	0.5377067	0.04
TRAT	4	520.7504567	130.1876142	9.37
MOD*TRAT	4	19.5637767	4.8909442	0.35

Source	Pr > F
MOD	0.8449
TRAT	<.0001
MOD*TRAT	0.8415

Anexo AR. Andeva para Porcentaje de colonización (Tratamientos) en la primera evaluación

Dependent Variable: COL COL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	7	28093.68403	4013.38343	10.44
Error	40	15374.70577	384.36764	
Corrected Total	47	43468.38979		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	COL Mean
0.646301	35.61982	19.60530	55.04042

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	7	28093.68403	4013.38343	10.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	7	28093.68403	4013.38343	10.44

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Anexo AS. Andeva para Porcentaje de colonización (Tratamientos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: COL COL

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	9	20382.46449	2264.71828	6.79
Error	50	16673.78116	333.47562	
Corrected Total	59	37056.24566		

Source	Pr > F
Model	<.0001
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	COL Mean
0.550041	29.47106	18.26131	61.96355

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	9	20382.46449	2264.71828	6.79

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	9	20382.46449	2264.71828	6.79

Source	Pr > F
TTO	<.0001

Anexo AT. Andeva para Infección (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación

Dependent Variable: INFE INFE

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	10.757576	3.585859	0.03
Error	18	2088.333333	116.018519	
Corrected Total	21	2099.090909		

Source	Pr > F
Model	0.9924
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	INFE Mean
0.005125	40.85624	10.77119	26.36364

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	3	10.75757576	3.58585859	0.03

Source	Pr > F
TTO	0.9924

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	3	10.75757576	3.58585859	0.03

Source	Pr > F
TTO	0.9924

Anexo AU. Andeva para Huevos (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación

Dependent Variable: HUEV HUEV

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	5120506.27	1706835.42	2.83
Error	18	10868735.97	603818.66	
Corrected Total	21	15989242.23		

Source	Pr > F
Model	0.0678
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	HUEV Mean
0.320247	118.0215	777.0577	658.4036

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	3	5120506.266	1706835.422	2.83

Source	Pr > F
TTO	0.0678

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	3	5120506.266	1706835.422	2.83

Source	Pr > F
TTO	0.0678

Anexo AV. Andeva para Larvas (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación

Dependent Variable: LARV LARV

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	45439.3150	15146.4383	2.35
Error	18	115974.4179	6443.0232	
Corrected Total	21	161413.7329		

Source	Pr > F
Model	0.1065
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	LARV Mean
0.281508	65.74914	80.26844	122.0829

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	3	45439.31501	15146.43834	2.35

Source	Pr > F
TTO	0.1065

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	3	45439.31501	15146.43834	2.35

Source	Pr > F
TTO	0.1065

Anexo AW. Andeva para Hembras (Modalidad con nematodos) en la primera evaluación

Dependent Variable: HEMB HEMB

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	3	4530.94211	1510.31404	1.56
Error	18	17444.31754	969.12875	
Corrected Total	21	21975.25964		

Source	Pr > F
Model	0.2340
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	HEMB Mean
0.206184	188.0604	31.13083	16.55363

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	3	4530.942105	1510.314035	1.56

Source	Pr > F
TTO	0.2340

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	3	4530.942105	1510.314035	1.56

Source	Pr > F
TTO	0.2340

Anexo AX. Andeva para Infección (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: INFE INFE

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	4	9732.86667	2433.21667	4.41
Error	25	13793.83333	551.75333	
Corrected Total	29	23526.70000		

Source	Pr > F
Model	0.0078
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	INFE Mean
0.413695	42.78585	23.48943	54.90000

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	4	9732.86667	2433.21667	4.41

Source	Pr > F
TTO	0.0078

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	4	9732.86667	2433.21667	4.41

Source	Pr > F
TTO	0.0078

Anexo AY. Andeva para Huevos (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: HUEV HUEV

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	4	25526901.1	6381725.3	2.07
Error	25	76958906.8	3078356.3	
Corrected Total	29	102485808.0		

Source	Pr > F
Model	0.1146
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	HUEV Mean
0.249077	71.12859	1754.525	2466.694

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	4	25526901.14	6381725.29	2.07

Source	Pr > F
TTO	0.1146

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	4	25526901.14	6381725.29	2.07

Source	Pr > F
TTO	0.1146

Anexo AZ. Andeva para Larvas (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: LARV LARV

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	4	1123021.509	280755.377	1.00
Error	25	7007108.157	280284.326	
Corrected Total	29	8130129.666		

Source	Pr > F
Model	0.4252
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	LARV Mean
0.138131	147.0087	529.4189	360.1276

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	4	1123021.509	280755.377	1.00

Source	Pr > F
TTO	0.4252

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	4	1123021.509	280755.377	1.00

Source	Pr > F
TTO	0.4252

Anexo BA. Andeva para Hembras (Modalidad con nematodos) en la segunda evaluación

Dependent Variable: HEMB HEMB

Source	DF	Sum of Squares	Mean Square	F Value
Model	4	146554.3231	36638.5808	1.93
Error	25	475019.6439	19000.7858	
Corrected Total	29	621573.9670		

Source	Pr > F
Model	0.1369
Error	
Corrected Total	

R-Square	Coeff Var	Root MSE	HEMB Mean
0.235779	65.67122	137.8433	209.8992

Source	DF	Type I SS	Mean Square	F Value
TTO	4	146554.3231	36638.5808	1.93

Source	Pr > F
TTO	0.1369

Source	DF	Type III SS	Mean Square	F Value
TTO	4	146554.3231	36638.5808	1.93

Source	Pr > F
TTO	0.1369