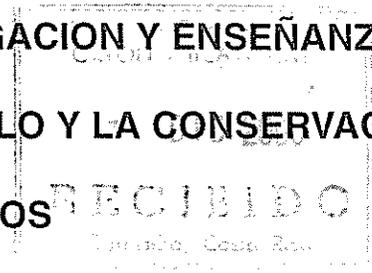


CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACIÓN Y ENSEÑANZA
PROGRAMA DE ENSEÑANZA PARA EL DESARROLLO Y LA CONSERVACION
ESCUELA DE POSGRADUADOS



**INFLUENCIA DE ENMIENDAS ORGÁNICAS Y UN HONGO ENDOMICORRÍCICO
SOBRE EL NEMÁTODO *Radopholus similis*, EN BANANO *Musa* (AAA)**

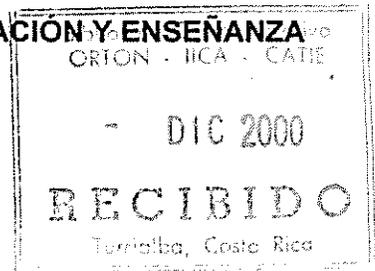
POR

FEDERICO AYUSO RODRÍGUEZ

CATIE

Turrialba, Costa Rica
2000

CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACIÓN Y ENSEÑANZA
CATIE



PROGRAMA DE ENSEÑANZA PARA EL DESARROLLO Y LA CONSERVACIÓN
ESCUELA DE POSTGRADO

INFLUENCIA DE ENMIENDAS ORGÁNICAS Y UN HONGO ENDOMICORRÍCO
SOBRE EL NEMÁTODO *Radopholus similis*, EN BANANO *Musa* (AAA).

Tesis sometida a la consideración de la Escuela de Postgrado del Programa de Enseñanza
para el Desarrollo y la Conservación del Centro Agronómico Tropical de Investigación y
Enseñanza, para optar el grado de:

Magister Scientiae

por

FEDERICO AYUSO RODRÍGUEZ

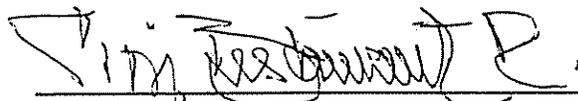
TURRIALBA, COSTA RICA

2000

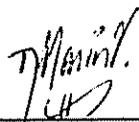
Esta tesis ha sido aceptada en su presente forma, por el Programa de Educación para el Desarrollo y la Conservación y la Escuela de Posgraduados del CATIE y aprobada por el Comité Consejero del estudiante como requisito parcial para optar por el grado de:

MAGISTER SCIENTIAE

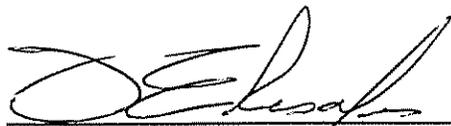
FIRMANTES:



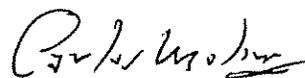
Elkin Bustamante, Ph.D.
Consejero Principal



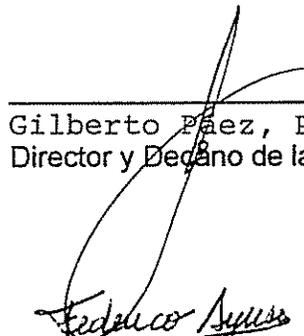
Douglas Marín, Ph.D.
Miembro Comité Consejero



Franklin Rosales, Ph.D.
Miembro Comité Consejero

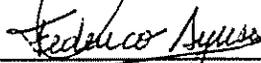


Carlos Molina, Ing.
Miembro Comité Consejero



Gilberto Páez, Ph.D.

Director y Decano de la Escuela de Posgraduados



Federico Ayuso Rodríguez
Candidato

DEDICATORIA

A: Syndell y Larissa Ayuso por ser lo más importante de mi vida.

AGRADECIMIENTO

A mi esposa Syndell de Ayuso por su incondicional colaboración en estos dos años de estudios.

A Douglas Marín y Carlos Molina por sus recomendaciones en esta investigación.

En el departamento de nematología a Fernando Jiménez, Juan Carlos Duarte, Randall Vargas, Alexis Fonseca, Andrés Obando, Ronulfo Gutiérrez y Miguel Villalobos por el apoyo logístico en esta investigación.

A Elkin Bustamante y Franklin Rosales por sus consejos y recomendaciones en esta investigación.

A Gustavo López por su valiosa colaboración en el análisis estadístico de la información generada en este estudio

A la Fundación Fundatrópicos y a INIBAP, por contribuir con mis estudios y hacer posible la presente investigación.

CONTENIDO

DEDICATORIA	III
AGRADECIMIENTO	IV
CONTENIDO	V
RESUMEN	VIII
SUMMARY	X
LISTA DE CUADROS	XII
LISTA DE FIGURAS	XIII
LISTA DE ANEXOS	XIV
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 EL FOCO DE INVESTIGACIÓN	4
1.1.2 Objetivos	4
1.1.2.1 Objetivo general	4
1.1.2.2 Objetivos específicos	4
1.1.3 Hipótesis	5
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
2.1 LOS NEMÁTODOS EN EL CULTIVO DE BANANO.....	6
2.1.2 Principales especies de nemátodos que atacan el cultivo de banano	6
2.1.3 El nemátodo <i>Radopholus similis</i>	8
2.1.3.1 Clasificación taxonómica	8
2.1.3.2 Morfología del género <i>Radopholus</i>	8
2.1.3.3 Biología y ciclo de vida <i>Radopholus similis</i>	10
2.1.3.4 Síntomas y daños ocasionados por <i>Radopholus similis</i> al cultivo de banano	10
2.1.3.5 Supervivencia de <i>Radopholus similis</i> y los medios de diseminación	11
2.1.3.6 Resistencia del cultivo de banano a <i>Radopholus similis</i>	12
2.1.4 Las micorrizas y el cultivo de banano	13
2.1.4.1 Clasificación taxonómica de las endomicorrizas (MVA)	15
2.1.5 Ciclo de vida de los hongos endomicorrícicos y sus estructuras	17
2.1.5.1 Hifas	17
2.1.5.2 Arbúsculos	17
2.1.5.3 Vesículas	18
2.1.5.4 Células auxiliares	18
2.1.5.5 Esporas	19
2.1.6 Efectos fisiológicos y la absorción de nutrientes	19
2.1.6.1 Reciclaje de nutrientes por parte de las micorrizas	21
2.1.6.2 Las micorrizas y el agua	21
2.2 CONTROL DE NEMÁTODOS EN BANANO.....	22
2.2.1 Control químico	22
2.2.2 Control biológico de nemátodos	23

2.2.3 Interacciones entre los hongos endomicorrícicos y nemátodos	25
2.2.3.1 Bases fisiológicas de las interacciones	26
2.2.3.2 Mejoramiento del vigor y el crecimiento	26
2.2.3.3 Alteración de los exudados radicales	27
2.2.3.4 Producción de sustancias inhibitorias o nematostáticas	27
2.2.3.5 Competencia por fotosintatos	27
2.2.3.6 Retardo del desarrollo o reproducción del nemátodo	28
2.2.4 Bases físicas de las interacciones	28
2.2.5 Factores que afectan las interacciones MVA y los nemátodos	29
2.2.5.1 Combinación hospedero-nemátodo- hongo endomicorrícico	29
2.2.5.2 Densidad inicial de inóculo (DI)	29
2.2.5.3 Fertilidad del suelo	30
2.2.5.4 Secuencia de inoculación del nemátodo	31
2.3 ENMIENDAS ORGÁNICAS EN EL CONTROL DE FITOPATÓGENOS	31
2.3.1 El compost	32
2.3.2 El bokashi	34
2.3.3 La gallinaza	35
3. MATERIALES Y MÉTODOS	36
3.1 PRIMERA PARTE DE LA INVESTIGACIÓN, EXPERIMENTACIÓN CON PLANTAS DE BANANO CRECIENDO EN INVERNADERO	36
3.1.1 Etapas del experimento en el invernadero	37
3.1.1.1 Primera etapa (Aclimatación)	37
3.1.1.2 Segunda etapa (Micorrización)	38
3.1.1.3 Tercera etapa (Infestación e interacciones)	38
3.1.2 Descripción de tratamientos del experimento en invernadero	39
3.1.3 Composición y abreviaturas de los tratamientos en invernadero	41
3.1.4 Unidad experimental del experimento en invernadero	41
3.1.5 Diseño del experimento en invernadero	41
3.1.6 Modelo lineal aditivo que describe el diseño del experimento	41
3.1.7 Variables de respuesta del experimento en invernadero	42
3.1.8 Transformaciones de valores originales de las variables de respuesta	42
3.1.9 Análisis de varianza y comparación de medias de los tratamientos en invernadero	42
3.2 SEGUNDA PARTE DE LA INVESTIGACIÓN, EXPERIMENTO EN PLANTACIÓN COMERCIAL	43
3.2.1 Parcela experimental	43
3.2.2 Diseño del experimento	43
3.2.3 Descripción de los tratamientos del experimento en plantación comercial	44
3.2.4 Arreglo y diseño de los tratamientos	44
3.2.5 Análisis estadístico del experimento en plantación comercial	45
3.2.6 Contrastes ortogonales entre los tratamientos en plantación comercial	47
3.2.7 Variables de respuesta del experimento en plantación comercial	48
3.2.7.1 Población de nemátodos	48
3.2.7.2 Cantidad de raíces funcionales	48
3.2.7.3 Porcentaje de raíces muertas	48
3.2.7.4 Peso del racimo y número de manos	49
3.2.7.5 Crecimientos biométricos de las unidades de producción (planta madre y retoño)	49
3.2.7.6 Porcentaje de micorrización en el sistema radical de las plantas de banano en plantación comercial	49
3.2.8 Descripción del ataque del patógeno a través del tiempo	50
3.2.9 Correlaciones entre las variables de respuesta	50
3.2.10 Arreglo de los tratamientos en el campo	50

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN -----	51
4.1 VARIABLES DE RESPUESTA EN EL EXPERIMENTO DE INVERNADERO -----	51
4.1.1 Altura y diámetro del pseudotallo -----	51
4.1.2 Número de hojas -----	55
4.1.3 Peso fresco total -----	56
4.1.4 Materia seca total -----	58
4.1.5 Peso de raíz funcional -----	60
4.1.6 Porcentaje de raíz muerta -----	62
4.1.7 Población de <i>Radopholus similis</i> por 100 gramos de raíces -----	65
4.1.8 Porcentaje de colonización y número de esporas del hongo endomicorrícico -----	67
4.1.9 Análisis foliar de las plantas cosechadas al final de experimento en invernadero -----	69
4.2 RESULTADOS DEL EFECTO DE LA APLICACIÓN DE ENMIENDAS ORGÁNICAS, GLOMUS SP. Y NEMATICIDAS SOBRE LA POBLACIÓN DE RADOPHOLUS SIMILIS EN PLANTACIÓN COMERCIAL DE BANANO CV. 'VALERY' -----	71
4.2.1 Análisis del progreso de la población de <i>Radopholus similis</i> y el daño causado sobre la plantación comercial bajo los diferentes tratamientos -----	75
4.2.2 Análisis del efecto de las enmiendas orgánicas sobre la población de <i>Radopholus similis</i> -----	76
4.2.3 Análisis del efecto de la endomicorriza <i>Glomus</i> sp. sobre la población de <i>Radopholus similis</i> -----	81
4.2.4 Análisis de variables de crecimiento y producción del experimento en plantación comercial de banano cv. 'Valery' -----	88
4.2.5 Correlaciones entre las variables de respuesta -----	90
5. CONCLUSIONES -----	92
6. RECOMENDACIONES -----	94
7. BIBLIOGRAFÍA -----	95
8. ANEXOS -----	104

AYUSO, F. 2000. Influencia de enmiendas orgánicas y un hongo endomicorrícico sobre el nemátodo *Radopholus similis*, en banano *Musa* (AAA). Tesis *Magister Scientiae*. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 114 p.

Palabras claves: Enmiendas orgánicas, banano, *Musa* (AAA), *Glomus* sp., *Radopholus similis*, control biológico.

RESUMEN

En el presente estudio se evaluó el efecto de enmiendas orgánicas y la micorriza arbuscular (MA) *Glomus* sp. sobre el ataque del nemátodo *Radopholus similis* en plantas de banano. La investigación estuvo conformada por dos experimentos, uno bajo condiciones de invernadero con plantas de banano cv. 'Gran Enano' *Musa* (AAA), en el que se evaluó el efecto de las enmiendas orgánicas compost y ácido húmico, con y sin la adición de la micorriza *Glomus* sp. En el segundo experimento se estudió el efecto de tres tipos de enmiendas orgánicas, el compost, gallinaza y bokashi, en presencia y ausencia de la micorriza *Glomus* sp. para el control de la población y daño ocasionado por *Radopholus similis*; este experimento se llevó a cabo en una plantación comercial del Trópico Húmedo de la Zona Atlántica de Costa Rica, con plantas de banano cv. 'Valery' *Musa* (AAA), durante un año de experimentación.

En el experimento de invernadero se utilizaron vitroplantas del cv. 'Gran Enano' sembradas en macetas que contenían sustratos de enmiendas de compost y ácido húmico en diferentes tratamientos. Se inició una primera etapa de aclimatación de las vitroplantas durante 21 días, luego se aplicó 4 gramos de inóculo de la (MA) *Glomus* sp. y se permitió la micorrización por un período de 70 días, en el día 91 se infestó todos los tratamiento con 1000 ± 30 *Radopholus similis* por planta. Finalmente se cosecharon las plantas 210 días después de la siembra y se evaluó el ataque del nemátodo al sistema radical así como algunas variables biométricas de crecimiento. Al final del experimento se encontró que las plantas sembradas en la enmienda orgánica con mayor nivel nutricional como lo fue el compost, toleraron mejor el ataque de *R. similis* que las plantas con tratamientos ácido húmico y el control.

El hongo micorrícico *Glomus* sp. tuvo mejor efecto en reducir el porcentaje de raíz muerta, cuando se inoculó en la enmienda de compost, que cuando se inoculó en la enmienda ácido húmico. También se observó que la enmienda ácido húmico presentó un alto porcentaje de raíz muerta, cuando las plantas que crecieron en esta enmienda no fueron inoculadas con *Glomus* sp., no obstante esto no ocurrió con la enmienda de compost el cual no mostró diferencias significativas al actuar sólo o en combinación con *Glomus* sp. El control (suelo estéril), no mostró diferencias significativas en presencia o ausencia de la micorriza, éste control presentó el mayor porcentaje de raíz muerta en comparación con los tratamientos con enmiendas de compost y ácido húmico. El tratamiento que mostró menor porcentaje de raíz muerta fue el de compost, aunque no presentó diferencia significativa con el tratamiento compost y *Glomus* sp.

En cuanto a la variable *Radopholus similis*/100 gramos de raíz, se encontró que el hongo micorrícico *Glomus* sp. no tuvo efecto en reducir la población, no existiendo diferencias significativas al comparar el tratamiento de compost en presencia o ausencia de *Glomus* sp., lo mismo ocurrió con el tratamiento de ácido húmico con y sin *Glomus* sp. Cuando se comparó la acción del hongo entre enmiendas diferentes como compost y ácido húmico, no mostró diferencia significativas. El control (suelo estéril), no mostró efecto en el control de la población de *R. similis* con o sin el hongo *Glomus* sp. El tratamiento que menor población obtuvo, fue el de la combinación de compost más ácido húmico e inoculado con *Glomus* sp., sin embargo este no tuvo diferencia significativa con el control usando la prueba de Tukey, no obstante el control fue muy diferente en cuanto a las variables de crecimiento, cuando se lo comparó con los tratamientos de compost y ácido húmico.

Al analizar las variables de crecimiento se verificó que el hongo *Glomus* sp. no mostró un efecto en la estimulación del crecimiento, en cuanto a la altura de la planta, diámetro de pseudotallo, número de hojas, peso fresco total y materia seca total cuando actuó en la enmienda compost (de alto nivel nutricional), de igual forma no surtió efecto cuando actuó en el testigo (de bajo nivel nutricional); sin embargo *Glomus* sp. sí tuvo efecto sobre las variables peso de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta, cuando actuó en la enmienda ácido húmico (de nivel nutricional intermedio).

El experimento en condiciones de campo se llevó a cabo en una plantación comercial de banano cv. 'Valery' *Musa* (AAA), establecida en la Región Tropical Húmeda de la Zona Atlántica de Costa Rica. Se evaluó el efecto de 21.6 toneladas/hectárea/año de tres enmiendas orgánicas, compost, gallinaza y bokashi, en combinación con la micorriza arbuscular *Glomus* sp. a razón de 10 gramos de inóculo/planta/mes; para controlar la población y el daño ocasionado por *Radopholus similis* al sistema radical de las plantas de banano durante 12 meses de experimentación.

La influencia de la población de *R. similis* en el sistema radical de las plantas en todos los tratamientos fue evaluado mensualmente, junto con las variables de peso de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta. Se realizaron 12 análisis de varianza, uno por mes y se encontró que existieron diferencias significativas entre los tratamientos para los meses 6 ($p=0.0008$), 9 ($p=0.0228$) y 12 (0.0001) en cuanto a la población de *R. similis*/100 gramos de raíz. Sin embargo no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos, al analizar las variables peso de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta durante los 12 primeros meses de este estudio.

Durante el desarrollo del experimento se encontró que el factor enmiendas orgánicas tuvo efectos significativos sobre la población de *R. similis*/100 gramos de raíz en los meses 6 ($p=0.0193$), 9 (0.0366) y 12 ($p=0.0277$), teniendo la enmienda bokashi en el mes 6 un mejor efecto. Sin embargo en los meses 9 y 12 las enmiendas compost y gallinaza, tuvieron mejores efectos que la enmienda bokashi, en cuanto a la reducción de la población de *R. similis*. Al final del experimento las enmiendas compost y gallinaza no mostraron diferencias significativas en cuanto al efecto de control del nemátodo *R. similis*. En cuanto al factor micorriza no se detectó efecto significativo sobre la población de *R. similis* y sus dos niveles no mostraron diferencias en el tiempo que duró este estudio.

En los últimos cuatro meses del experimento se evaluaron las variables de crecimiento y producción como son el número de manos y peso del racimo, circunferencia de la planta madre a la cosecha y altura del hijo a la cosecha. En este lapso de tiempo, no se encontraron efectos significativos para los factores enmiendas orgánicas, micorriza ni la interacción entre ambos. Esto obedeció al corto tiempo de experimentación, lo cual no permitió observar los efectos que hubiesen tenido esos factores a largo plazo.

AYUSO, F. 2000. Influence of organic amendments and an endomycorrhizal fungi over the nematode *Radopholus similis*, in banana *Musa* (AAA).
Master of Science Thesis. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 114 p.

Key words: organic amendments, banana, *Musa* (AAA), *Glomus* sp., *Radopholus similis*, biological control.

SUMMARY

This research evaluated the effect of organic amendments and arbuscular mycorrhizal (MA) *Glomus* sp. under attack of the nematode *Radopholus similis* in banana plants. The investigation was conformed by two experiments, one under greenhouse conditions with micropropagated cv. 'Grand Naine' banana (*Musa* AAA), in which the effect of the amendments of organic compost and humic acid was evaluated, with and without the addition of the arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp. In the second experiment, the effect of three types of organic amendments, compost, poultry manure and bokashi were studied in presence and absence of the arbuscular mycorrhizal *Glomus* sp. for population's control and damage caused by *Radopholus similis*; this experiment was carried out in a commercial plantation of the Humid Tropic of the Atlantic Region of Costa Rica, with cv. 'Valery' banana (*Musa* AAA), during a year of research.

In the greenhouse experiment, micropropagated 'Grand Naine' banana were planted in gavelis that contained compost amendment and humic acid with different treatments. The first stage was the invitroplants adaptation to greenhouse environment that lasted 21 days. Then, it was applied 4 grams/plant of inoculum of (MA) *Glomus* sp. and the its mycorrhizal colonization on the root system, was allowed by a period of 70 days. In the 91 day, all the treatments were infested with 1000 ± 30 *Radopholus similis* per plant. Finally, 210 days later the plantas were harvested. The nematode attack was evaluated at the root system. Furthermore some biometric variable of growth were evaluated. At the end of the experiment it was found that the plants sowed in the organic amendment with high nutritional level as the once with compost, they tolerated better the attack of *R. similis* than the plants under humic acid treatments and the witness.

The mycorrhizal fungus *Glomus* sp. had better effect in reducing the percentage of dead root, when it was inoculated in the compost amendment than when it was inoculated in the amendment humic acid. It was also observed, that the humic acid amendment presented a high percentage of dead root, when the plants that grew in this amendment, were not inoculated with *Glomus* sp. Nevertheless, this didn't happen with the compost amendment which didn't show significant differences when it acted alone or in combination with *Glomus* sp. The witness (soil sterile) didn't show significant differences in presence or absence of the mycorrhizal fungi. This witness presented the highest percentage of dead roots died in comparison with compost amendment and humic acid treatments. The treatment that showed the smallest percentage of dead roots was compost, although it didn't show present significant difference with compost plus *Glomus* sp. treatment.

As for the *Radopholus similis*/100 grams of root variable, it was found that the mycorrhizal fungi *Glomus* sp. had not effect in reducing the population. It was not found any significant differences when comparing the compost treatment in presence or absence of *Glomus* sp., the same thing happened with humic acid treatment with and without *Glomus* sp. When the action of the mycorrhizal fungi was compared among different amendments as compost and humic acid, it didn't show significant difference. The witness (soil sterile), didn't show effect in the control of the population of *R. similis* with or without the mycorrhizal fungi *Glomus* sp. The treatments with the smallest population obtained, was the combination of compost, humic acid and plus *Glomus* sp. However it didn't have significant difference with the witness by Tukey test, nevertheless the witness was much different about the variables of growth, when it was compared to the compost and humic acid treatments.

When analyzing the variables of growth it was verified that the mycorrhizal fungi *Glomus* sp. didn't show effect on the stimulation of growth, such as the height of the plant, pseudostem diameter, number of leaves, total fresh weight and total dried matter, when it acted under the compost amendment (high nutritional level), neither it did when it acted on the witness (low nutritional level); however *Glomus* sp. had effect on the variables, functional root weight and percentage of dead root, when it acted on the humic acid amendment (intermediate nutritional level).

The experiment under field conditions was carried out in a commercial plantation of 'Valery' banana (*Musa* AAA), settled down in the Humid Tropical Region of the Atlantic Region of Costa Rica. The effect of 21.6 Ton/hectar/year of three organic amendments, compost, poultry manure and bokashi, were evaluated in combination with the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus* sp. a ratio of 10 grams of inoculum/plant/month; to control the population and the damage caused by *Radopholus similis* to the banana root system during 12 months that lasted the experiment.

The influence of *R. similis* population on the root system for all treatments was monthly evaluated, along with the variables of functional root weight and percentage of dead root. Twelve (12) analysis of variance were done, one per month. From them, it was found that population of *R. similis*/100 grams of root, had significant difference among treatments at the 6th ($p=0.0008$), 9th ($p=0.0228$) and 12th ($p=0.0001$) months. However there were not significant differences among treatments when the functional root weight and percentage of dead root variables were analysed during the 12 months of this research.

During the development of the experiment it was found that the organic amendments factor had significant effects on the population of *R. similis*/100 grams of root in the 6th ($p=0.0193$), 9th ($p=0.0366$) and 12th ($p=0.0277$) months, having bokashi amendment a better effect in the 6th month. However the compost and poultry manure amendments, had the best effect in reducing the *R. similis* population in comparison with bokashi amendment in the 9th and 12th month. The mycorrhizal fungi factor didn't show any significant effect on the *R. similis* population and its two levels didn't show differences in the time the experiment lasted.

Variables of growth and production such as quantity of hands per bunch, bunch weight, mother's circumference and follower's height, both measured at harvest time, were evaluated weekly during the last four months of the experiment. No significant difference was found for the organic amendments factor, mycorrhizal fungi factor or their interactions. This obeyed to the short time of experimentation which didn't allow to observe the effects that those factors may have in the long run.

LISTA DE CUADROS

Cuadro N°	N° Página
1 Promedio y desviación estándar de las variables de respuesta en plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero.....	67
2 Promedio y desviación estándar del número de esporas/100 gramos de suelo y % de colonización <i>Glomus</i> sp. en plantas del cv.'Gran Enano' en invernadero.....	67
3 Promedio y desviación estándar de las variables <i>Radopholus similis</i> /100 gramos de raíz, gramos de raíz funcional y % de raíz muerta, de ocho tratamientos en una plantación comercial de banano cv. 'Valery'.....	74
4 Areas bajo la curva de progreso de la población de <i>Radopholus similis</i> y % de raíz muerta en los diferentes tratamientos de una plantación comercial de banano cv. 'Valery'.....	75
5 Promedios y desviación estándar del % de colonización de endomicorrizas nativas en tratamientos de una plantación comercial de banano cv. 'Valery'.....	84
6 Promedios y desviación estándar para las variables de crecimiento y producción del cv.'Valery' en una plantación comercial.....	88

LISTA DE FIGURAS

Figura N°	N° Página
1 Descripción del género <i>Radopholus</i> y las características de algunas especies.....	9
2 Ilustración de los tipos de micorriza y su formación en la raíz.....	14
3 Altura de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	52
4 Diámetro de pseudotallo de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	52
5 Peso fresco total de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	57
6 Materia seca total de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	59
7 Peso raíz funcional de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	61
8 Porcentaje raíz muerta de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	64
9 Población de <i>Radopholus similis</i> en plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.....	66
10 Efecto de gallinaza y <i>Glomus</i> sp. sobre la población de <i>Radopholus similis</i> en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	76
11 Efecto de compost y <i>Glomus</i> sp. sobre la población de <i>Radopholus similis</i> en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	78
12 Efecto de bokashi y <i>Glomus</i> sp. sobre la población de <i>Radopholus similis</i> en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	79
13 Efecto de enmiendas orgánicas, <i>Glomus</i> sp. y nematicidas sobre la población de <i>Radopholus similis</i> en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	81
14 Segmento de raíz de banano cv. 'Valery' de parcela con tratamiento de enmienda orgánica gallinaza, con presencia de endomicorriza arbuscular nativa.....	83
15 Efecto de enmiendas orgánicas, <i>Glomus</i> sp. y nematicidas sobre % de raíz muerta en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	85
16 Efecto de enmiendas orgánicas, <i>Glomus</i> sp. y nematicidas sobre la cantidad de raíz funcional en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (<i>Musa</i> AAA).....	86

LISTA DE ANEXOS

Anexo N°	N° Página
1 Composición química del suelo utilizado para los sustratos de las plantas de banano en invernadero.....	105
2 Composición química del compost utilizado en plantas de banano en invernadero y en plantación comercial.....	105
3 Composición química del ácido húmico utilizado en plantas de banano en invernadero...	105
4 Proporciones y mezclas de enmiendas orgánicas (compost y ácido húmico), suelo y arena utilizados para formar los sustratos de cada tratamiento en invernadero.....	106
5 Composición química del fertilizante foliar utilizado en invernadero.....	106
6 Metodología para determinar el peso de raíz funcional y el % de raíz muerta en plantas de invernadero.....	106
7 Metodología de tinción de raíces y determinación del porcentaje de micorrización del hongo <i>Glomus</i> sp. en plantas de invernadero (Koske y Gemma, 1989) modificado....	107
8 Metodología de extracción y determinación del número de esporas/ 100 gramos de suelo para el hongo <i>Glomus</i> sp. (Koske y Gemma, 1989) modificado.....	108
9 Metodología de extracción y determinación de <i>R. similis</i> para raíces de plantas en invernadero.....	109
10 Matriz de correlación de las variables de respuesta en experimento de invernadero, cv. 'Gran Enano'.....	110
11 Análisis foliar de las plantas de banano en invernadero cosechadas 210 días después de la siembra.....	110
12 Extracción y determinación de nemátodos en la plantación comercial, metodología de extracción de (Gooris y D'Herde, 1972) modificado.....	111
13 Tabla de clasificación de plantaciones bananeras respecto a su vigor.....	111
14 Matriz de correlación de las variables de respuesta en experimento de plantación comercial cv. 'Valery'.....	112
15 Análisis químico del suelo del experimento en plantación comercial.....	112
16 Composición química de la gallinaza y bokashi utilizados como enmiendas orgánicas en la plantación comercial.....	113
17 Elaboración de la enmienda orgánica bokashi utilizada en plantación comercial.....	113
18 Elaboración de enmienda orgánica compost utilizada en invernadero y plantación comercial de banano.....	114

1. INTRODUCCIÓN

El banano *Musa* (AAA) y el plátano *Musa* (AAB) se encuentran entre los cultivos que mayor demanda tienen en los actuales momentos como fruta para consumo fresco, dadas las características alimenticias tales como fuente de carbohidratos, vitaminas y minerales, importantes en la dieta para la alimentación humana. La creciente demanda de alimentos debido al aumento de la población humana, hacen que el banano, así como otros cultivos tropicales de Centro y Sudamérica, constituyan un aporte importante a la economía de los países y a la alimentación mundial.

En América Latina y el Caribe la producción de musáceas superan los 31 millones de toneladas de fruta anuales provenientes de 1.4 millones de hectáreas (se estima que es el 36 % de la producción mundial). Casi 1/3 de esta producción esta destinada a la exportación (banano tipo Cavendish), los 2/3 restantes (22 millones de toneladas aproximadamente) están en manos de pequeños agricultores con pocos ingresos. Estas producciones son principalmente de plátano (7.3 millones de toneladas), el plátano de cocción tipo ABB (6.5 millones de toneladas), el banano tipo 'Gros Michel' (5.8 millones de toneladas) y el banano 'Cavendish' de consumo local más de 5 millones de toneladas (Lescot y Urtado, 1998).

Entre los principales exportadores de banano en el mundo se encuentran Ecuador y Costa Rica, países que tienen las condiciones ecológicas y climáticas ideales para la producción de esta fruta. En 1997 en Ecuador se produjeron 210 millones de cajas, con un ingreso de 1,300 millones de dólares, generando empleo directo a 300,000 personas (Conaban, 1998).

Entre las principales plagas que actualmente atacan y afectan la economía y sostenibilidad de las plantaciones bananeras dedicadas a la exportación, se encuentran los gusanos defoliadores, los insectos que dañan la fruta, los nemátodos que destruyen el sistema radical y la Sigatoka Negra que afecta el área foliar (Miranda, 1998). Investigaciones sobre la magnitud del daño que los nemátodos causan en el cultivo del banano, presentan cifras que varían de acuerdo a las áreas, tipo de suelo y factores climáticos, pero en general coinciden en que estos

microorganismos disminuyen drásticamente la producción de este cultivo. En Sudamérica, América Central y los países del Caribe; *Radopholus similis* es considerado el más dañino y extendido de los nemátodos que atacan al banano (Davide, 1996). La reducción del rendimiento observado en áreas bananeras de Costa Rica y Panamá, oscilan entre el 30 y 50%, mientras que en Guatemala y Honduras las pérdidas de rendimiento varían entre el 10 y 20% (Molina y Molina, citado por Davide 1996).

Dado el nivel de deterioro que estos organismos causan al cultivo, se ha investigado a través de los años las posibles medidas de control, tales como el control químico con nematicidas, los cuales se usan en la actualidad en plantaciones bananeras. Estos productos han mostrado ser eficaces en el control de nemátodos sin embargo causan serios problemas de contaminación al ambiente y son muy tóxicos para la salud humana.

Otras medidas de prevención han sido implementadas, tales como la rotación y descanso de áreas de cultivo intensivo y prolongado, siembra de nuevas plantaciones con vitroplantas libres de nemátodos, desinfección de cormos utilizados en nuevas siembras y otras técnicas que tratan de reducir la diseminación de estos nemátodos.

Se ha investigado también la aplicación de enmiendas orgánicas a plantas en crecimiento, lo cual aumenta la acción microbial en la rizosfera, a su vez la descomposición de estas enmiendas en el suelo genera una serie de compuestos que pueden tener una actividad nematicida, sin embargo esto aun no ha sido completamente comprobado. Por otra parte las enmiendas contribuyen con materia orgánica y favorecen la capacidad tampón del suelo y a su vez la disponibilidad de nutrientes, contribuyendo de esta forma a mejorar la calidad nutricional de la planta.

En otro ámbito de búsqueda de medidas de control de nemátodos en banano, se ha estudiado la acción de agentes de control biológico, tales como bacterias y hongos antagonistas de nemátodos. Para el caso de las bacterias se ha reportado el uso de *Bacillus thuringiensis* cv *kurstaki* con resultados favorables para el control de *R. similis* en condiciones de campo (Mena, et al 1997).

En cuanto al uso de hongos antagonistas de nemátodos se han reportado algunos, tal es el caso de *Paecilomyces lilacinus*, *Penicillium anaticum* y *Arthrobotrys cladoses*, los cuales han mostrado, en plantas de banano creciendo en invernadero, la reducción poblacional de *R. similis*, tanto en raíces como en suelo (Generalao y Davide 1992), sin embargo se requiere realizar más estudios con estos hongos, en diferentes condiciones agroclimatológicas, para verificar su efectividad en el control de *R. similis* y el mejoramiento de la producción como resultado del control.

En la actualidad se está estudiando el efecto de los hongos micorrícicos o también llamados hongos formadores de micorrizas arbusculares (MA) en el crecimiento de muchos cultivos, entre ellos el banano. También se ha estudiado el efecto e interacciones de estos hongos con los patógenos radiculares que se encuentran en la rizosfera de diferentes cultivos.

En investigaciones se ha determinado que existen interacciones entre los nemátodos y los hongos micorrícicos, bajo diferentes condiciones de fertilización fosforada, así en estudios realizados por Jaizme-Vega, *et al* (1997), encontraron que existe interacción entre *Meloidogyne incognita* y un hongo formador de MA (*Glomus mosseae*) y que esta interacción aumenta la tolerancia del hospedador (plantas de banano micropropagadas) a *Meloidogyne incognita* y compensa los daños causados por el nemátodo por medio de la reducción de la reproducción del patógeno y el incremento en el desarrollo de la planta.

El estudio de los hongos micorrícicos como una nueva táctica para el control de nemátodos en banano, es de suma importancia para el manejo de plantaciones sostenibles, en las que se utilizan el manejo integrado de plagas, el uso racional de agroquímicos mediante la agricultura de precisión y el cultivo racional de banano con énfasis en producción orgánica. Hongos micorrícicos y sus interacciones con los nemátodos del cultivo de banano en condiciones de invernadero han sido estudiados, sin embargo nace la necesidad de realizar estudios con estos microorganismos en condiciones de campo, donde existen mayores variaciones y gradientes agroclimatológicas, lo cual permitirá conocer los efectos del control de nemátodos y el posible incremento de la producción del cultivo como resultado de dicho control.

1.1 El foco de investigación

El banano es un cultivo muy susceptible a plagas como el nemátodo *Radopholus similis* que ataca a su sistema radicular, lo cual disminuye notoriamente su rendimiento, por lo que la búsqueda de alternativas que contrarresten estos organismos es de gran importancia para el desarrollo de áreas comerciales.

1.1.2 Objetivos

1.1.2.1 Objetivo general

Contribuir con la investigación de tecnologías limpias utilizables en cultivos intensivos de banano, en cuanto al empleo de enmiendas orgánicas como el compost, bokashi y gallinaza, las cuales pueden cumplir un papel importante, en inducir tolerancia al daño ocasionado por los nemátodos *R. similis* en el cultivo; es importante por ende conocer los posibles efectos sobre la población de estos nemátodos, al utilizar las enmiendas solas y en combinación con la endomicorriza *Glomus* sp. como una nueva alternativa de sustituir las aplicaciones de nematicidas químicos en las plantaciones comerciales de banano.

1.1.2.2 Objetivos específicos

- 1) Determinar el efecto de *Glomus* sp. actuando en sustratos de diferente nivel nutricional en cuanto al crecimiento de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero bajo el efecto de una población conocida de *Radopholus similis*.
- 2) Determinar el efecto de las enmiendas bokashi, gallinaza y compost en su papel de inducir tolerancia al daño ocasionado por *Radopholus similis* en una plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).
- 3) Determinar el efecto de las enmiendas bokashi, gallinaza y compost, en combinación con la endomicorriza *Glomus* sp. en su papel de inducir tolerancia al daño ocasionado por *Radopholus similis* en una plantación comercial de banano 'Valery' *Musa* (AAA).
- 4) Comparar el efecto del compost, gallinaza y bokashi aplicados solos y en combinación de *Glomus* sp. versus la aplicación convencional de nematicidas, en cuanto al daño ocasionado por la población de nemátodos y la producción del cultivo de banano.

1.1.3 Hipótesis

1. Las aplicaciones de enmiendas orgánicas inducen una tolerancia al daño ocasionado por las poblaciones del nemátodo *Radopholus similis*, existente en el sistema radicular de las plantas de banano.
2. La aplicación de compost, gallinaza y bokashi en combinación con la endomicorriza *Glomus* sp. inducen una tolerancia al daño ocasionado por el nemátodo *Radopholus similis*, existente en el sistema radicular de las plantas de banano.
3. La interacción de enmiendas orgánicas y la endomicorriza *Glomus* sp. constituye una alternativa para el control biológico en plantaciones comerciales de banano e inducen una mayor tolerancia al daño ocasionado por *Radopholus similis*, que la aplicación de una rotación de nematicidas químicos en una plantación comercial de banano.
4. La aplicación de enmiendas orgánicas contribuyen a aumentar la producción de una plantación comercial de banano con historial de infestación del nemátodo *Radopholus similis*.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Los nemátodos en el cultivo de banano

Los nemátodos, organismos que se clasifican en el reino animal, son multicelulares y están ampliamente diferenciados de los invertebrados, también se conoce que los nemátodos han logrado adaptarse a una gran variedad de ecosistemas (Christie, 1986).

Las primeras descripciones de estos fitoparásitos fueron hechas en las islas Fiji a finales del siglo XIX y principios del XX. Según Luc *et al* (1990), Cobb en 1891, reportó clasificaciones de 30 especies de nemátodos en banano, tanto en tejido radicular como en el suelo de las plantaciones, entre las especies se encontraban *Radopholus similis* y *Helicotylenchus multicinctus*.

2.1.2 Principales especies de nemátodos que atacan el cultivo de banano

Las especies de nemátodos encontradas y que mayor daño causan al cultivo de banano son aquellas que están involucradas en la destrucción de las raíces primarias y distorsión del sistema de anclaje y consecuentemente causan la caída de las plantas, en especial plantas fructificadas con racimos excelentes de 35 a 45 kg (Araya, 1995).

Los nemátodos más difundidos e importantes son *Radopholus similis*, algunas especies de *Pratylenchus* y *Helicotylenchus multicinctus*, sin embargo al igual que en otros cultivos tropicales los nemátodos parásitos del banano, se caracterizan por infestaciones simultáneas de algunas especies; esto es muy común de encontrar en algunos parásitos sedentarios como *Meloidogyne spp.* y *Rotylenchulus reniformis* que parasitan el sistema radicular. En adición a estos cinco mayores nemátodos parásitos de raíces de banano, se encuentran también 146 especies pertenecientes a 43 géneros asociados con *Musa spp.* a través del mundo, sin embargo ninguna de estas especies son hasta ahora consideradas como un serio daño para las raíces de banano, aunque algunas de estas especies de nemátodos como *Hoplolaimus pararobustus*, *Helicotylenchus microcephalus*, *Helicotylenchus mucronatus* y

Cephalenchus emarginatus podrían tener influencia en el ataque del sistema radicular del banano, especialmente en áreas donde sus densidades son muy altas, pero se deben realizar nuevas investigaciones para determinar el grado de patogenicidad de estas especies (Gowen y Quénéhervé 1990).

En algunos estudios como los de Figueroa *et al* (1990), López y Salazar (1990), se han encontrado en el cultivo de banano, la presencia de comunidades poliespecíficas que involucran *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* y *Pratylenchus coffeae*.

En los países asiáticos como Tailandia, Indonesia, Filipinas y Malasia los nemátodos también son considerados como un factor limitante en la producción de banano, a escala comercial, especialmente cuando la calidad de la fruta es seriamente afectada (Davide, 1996).

En general *Radopholus similis* es considerado el más importante nemátodo de los bananos en la India seguido por *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus coffeae* y *Heterodera oryzicola* (Davide 1996).

Según Araya (1995), los fitonemátodos más devastadores y ampliamente distribuidos son los endoparásitos migratorios *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae* y el semiendoparásito *Helicotylenchus multicinctus*. Por otra parte se encuentran las especies del nemátodo endoparásito sedentario *Meloidogyne* sp y el semiendoparásito sedentario *Rotylenchulus reniformis*.

Los nemátodos se encuentran distribuidos en todas las regiones bananeras del mundo y constituyen una seria limitante en las producciones. Uno de los géneros que tiene una distribución cosmopolita es *Radopholus similis* hallándose en casi todas las plantaciones bananeras del mundo (O'Bannon 1977).

2.1.3 El nemátodo *Radopholus similis*

2.1.3.1 Clasificación taxonómica

Orden: Tylenchida

Sub-orden: Tylenchina

Familia: Pratylenchidae

Género: *Radopholus*

Especie: *similis*

En el género *Radopholus*, se divide así: *Radopholus similis similis* el cual ataca al banano y *Radopholus similis citrophilus* que ataca a los cítricos y también al banano, así como también a otras variedades de plantas (Luc, Hunt y Machon, 1990).

2.1.3.2 Morfología del género *Radopholus*

Los nemátodos del género *Radopholus* pertenecen a un grupo de nemátodos muy pequeños, alrededor de 1 milímetro de longitud, es de forma relativamente recta en su parte final o curvado suavemente en la zona ventral cuando se someten a una fuente ligera de calor. Según Luc, Hunt y Machon, (1990), las características morfológicas son las siguientes (Figura 1).

- (1) Marcado dimorfismo sexual en la región anterior, las hembras tienen la región cefálica deprimida, redondeada, continua o ligeramente separada del contorno corporal. El macho tiene la cabeza prominente y más separada del cuerpo.
- (2) esclerotización cefálica, estilete y oesófago, son reducidos en el macho, fuerte esclerotización, estilete y oesófago bien desarrollado en las hembras.
- (3) el vulvo medio bien desarrollado en el oesófago femenino, con las glándulas oesofágicas solapando el intestino más dorsalmente.
- (4) la hembra tiene la vulva en la parte media de su cuerpo, (5) usualmente con dos tractos genitales desarrollados y funcionales, (6) pero el tracto posterior puede ser reducido, la espermateca redondeada y con esperma en las especies bisexuales.
- (7) cola alargada y cónica alrededor de 60 μm de largo en *Radopholus similis*. El macho tiene también la cola alargada (8), cónica y arqueada. La bursa no alcanza el extremo de la cola (9) en *Radopholus similis* y en muchas otras especies. Las espículas son delgadas y arqueadas.

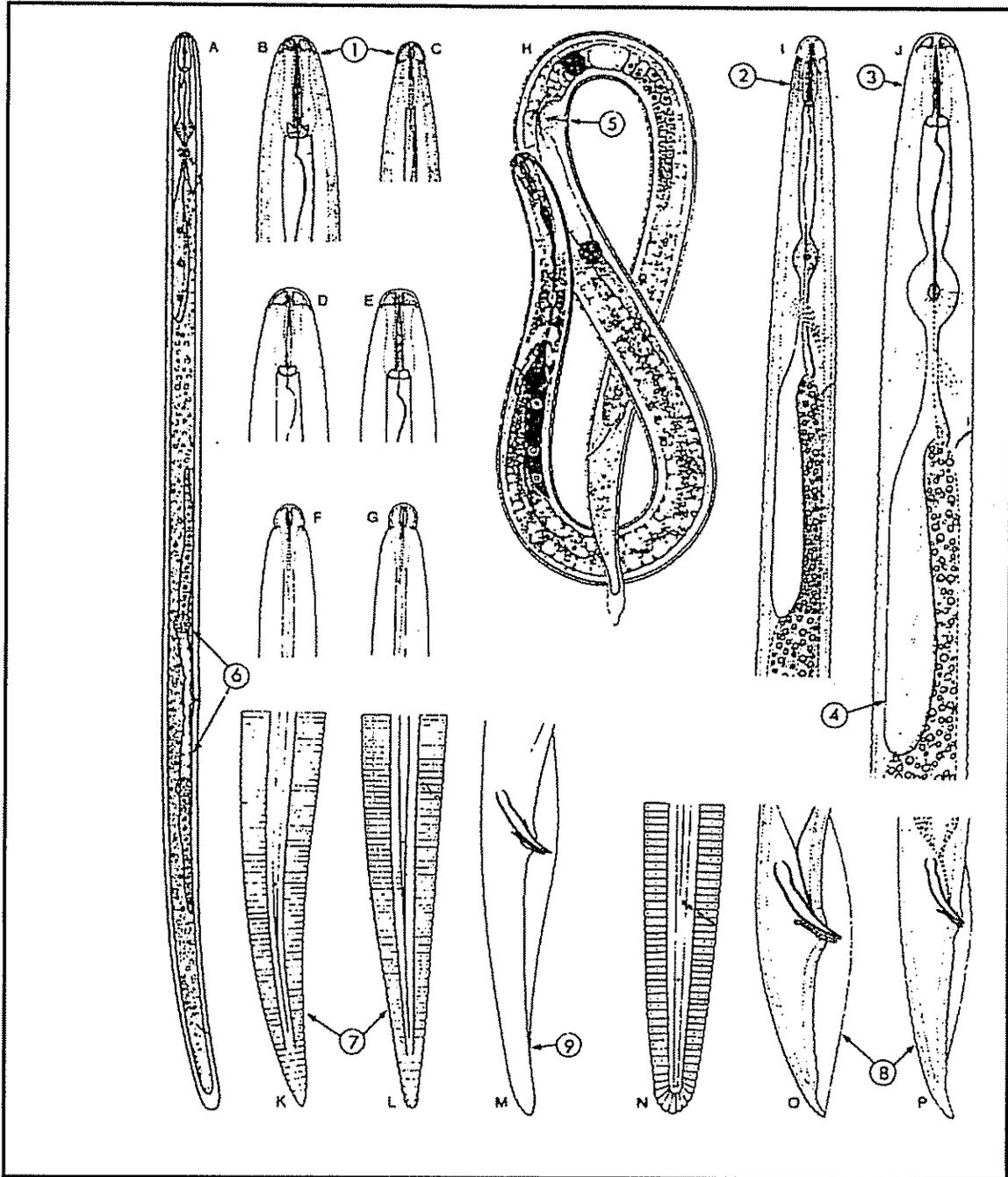


Figura 1. Descripción morfológica del género *Radopholus* y características de algunas especies:

Radopholus similis: D y E (cabeza de hembra), F y G (cabeza de macho),

H (hembra completa), K y L (cola de hembra), M (cola de macho).

Radopholus rotundisemenus: A (hembra completa).

Radopholus inaequalis: B (cabeza de hembra), C (cabeza de macho), N (cola de hembra), O (cola de macho).

Radopholus vangundyi: I (oesófago de macho), J (oesófago de hembra), P (cola de hembra). (Adaptado de Luc, Hunt y Machon, 1990).

2.1.3.3 Biología y ciclo de vida *Radopholus similis*

El nemátodo *R. similis* es una especie migratoria y endoparásita capaz de completar su ciclo de vida dentro del cortex radical. La penetración se da en las puntas de las raíces, pero puede ocurrir en otras partes de la raíz. Las hembras y todos los estados juveniles son infectivos, aunque los machos que son morfológicamente degenerados y no tienen el estilete, no son probablemente infectivos. Después de entrar a las raíces del banano, los nemátodos ocupan una posición intercelular en el parénquima cortical donde se alimentan en el citoplasma de células adyacentes, causando cavidades, las cuales coalescen y dan la apariencia de túneles. Los ataques aunque sean severos, no llegan hasta la estela radical (Gowen y Quénéhervé 1990).

Las hembras colocan sus huevos dentro de los tejidos infectados, con un promedio de 4 a 5 huevos por día, durante un lapso de dos semanas. El ciclo de vida completo de huevo a huevo, es alrededor de 20 a 25 días a un rango de temperatura de 24 °C a 32°C, los huevos eclosionan después de 8 a 10 días y los estados juveniles son completados en 10 a 13 días (Loos, citado por Gowen y Quénéhervé 1990).

2.1.3.4 Síntomas y daños ocasionados por *Radopholus similis* al cultivo de banano

El síntoma más obvio causado por *Radopholus similis* es el volcamiento de las plantas, especialmente las que tienen la fruta (racimo), pero existe un rango en la severidad del daño; desde un prolongado ciclo vegetativo hasta la drástica reducción del peso del racimo. Este suceso revela dos tipos de daño que pueden ocurrir en las plantaciones bananeras, el daño que afecta el anclaje de las plantas y el efecto sobre la habilidad de absorber agua y nutrientes (Gowen y Quénéhervé 1990).

El nemátodo *R. similis*, perfora entre las células corticales, perforan las paredes celulares con su estilete y se alimentan en el citoplasma, haciendo cavidades dentro de las raíces, como las células son destruidas y los nemátodos migran, las cavidades coalescen para formar lesiones café rojizas (Mateille, 1994).

Las colonias de nemátodos crecen y se expanden en su área de alimentación, formando una coloración rojiza que se extiende paralela a la estela dentro del tejido cortical. Las áreas rojizas que son infestadas con todos los estados del nemátodo, resultan luego en tejidos necrosados que son el resultado de la invasión de hongos y bacterias secundarios (Blake, 1966).

El ataque severo de los nemátodos causa la caída de 500 o más plantas con racimos por hectárea debido a un sistema radicular deficiente, lo que imposibilita la absorción de agua y nutrientes, consecuentemente la planta se debilita y con vientos y lluvias fuertes se desploma por el propio peso de su racimo (Farias, *et al* 1998).

Los nemátodos son los fitoparásitos que mayormente reducen los rendimientos del cultivo de banano en Costa Rica, después del hongo *Mycosphaerella fijiensis*. Por otra parte *Radopholus similis* es el principal problema nematológico en el cultivo de banano en Costa Rica y puede alcanzar una frecuencia superior al 95% y densidades poblaciones que pueden alcanzar hasta los 106,000 juveniles /100 gramos de raíces. Las altas infestaciones de este parásito radical ocasionan bajas producciones, racimos de bajo peso y volcamiento de las plantas (Araya y Carrillo, 1995).

2.1.3.5 Supervivencia de *Radopholus similis* y los medios de diseminación

La supervivencia de *R. similis* en los suelos bananeros depende de la efectividad con que se destruyan y remuevan las partes del cultivo infectadas, antes del siguiente período. Según Loos (1961) citado por Gowen y Quénéhervé (1990), demostró que *R. similis* no sobrevive por más de seis meses en ausencia de raíces hospederas o pedazos de cormos vivos. *R. similis* puede sobrevivir en cormos y raíces de un cultivo previo durante un largo período de tiempo y el material vegetativo es el mayor medio de reinfestación.

2.1.3.6 Resistencia del cultivo de banano a *Radopholus similis*

Se han realizado investigaciones acerca de la resistencia que pueden presentar algunas variedades de banano contra *R. similis*. La primera búsqueda de variedades con resistencia inició con el programa de mejoramiento genético de la United Fruit Company en Honduras. Se encontró resistencia a *R. similis* en el grupo 'Pisang Jari Buaya' y diploides AA de *Musa* (Pinochet y Rowe 1979).

Con el objetivo de evitar que la resistencia dependa de fuentes limitadas, Collingborn y Gowen (1997), han evaluado otros cultivares reportados con capacidad de resistencia como son el 'Pisang Mas', 'Pisang Tongat', 'Paka', 'Kunnan' y 'Pisang Sipulu', los cuales se compararon con el cultivar resistente 'Yangambi Km5' y el cultivar susceptible estándar Cavendish 'Gran Enano'. Estos autores encontraron lo siguiente:

Las variedades 'Gran Enano' (AAA), 'Pisang Tongat' (AA), 'Pisang Mas' (AA) y 'Pisang Sipulu' AA, resultaron susceptibles a *R. similis*, mientras que las variedades 'Yangambi Km 5' (AAA), 'Paka' (AA) y 'Kunnan' (AB), resultaron altamente resistentes.

La investigación sobre las nuevas técnicas biotecnológicas de generación de resistencia, mediante la inducción de mutaciones y selección en variedades con características agronómicas favorables deben utilizarse en un futuro cercano, con el objetivo de obtener una planta resistente a mediano plazo, ya que los cruces entre los cultivares altamente productivos y los que tienen capacidad de resistencia son difíciles de conseguir por la conocida esterilidad de los cultivares de banano.

2.1.4 Las micorrizas y el cultivo de banano

El término micorriza se refiere a una asociación o simbiosis entre las plantas y hongos que colonizan el tejido cortical de raíces durante periodos de activo crecimiento de las plantas. La asociación está caracterizada por el movimiento de productos de carbono de la planta hacia el hongo y nutrientes adquiridos por el hongo para la planta.

Las micorrizas constituyen una asociación simbiótica mutualista entre las plantas superiores y hongos ficomicetos y basidiomicetos. Los ficomicetos se caracterizan por formar estructuras ramificadas dentro de las células de la raíz, que por analogía se denominan arbusculos, junto con estructuras de almacenamiento que se conocen como vesículas, por lo que este grupo conforman las micorrizas vesículo-arbusculares (MVA), también conocidas como endomicorrizas o micorrizas endotrofas (Figura 2, B).

Existen también las denominadas ectomicorrizas (ECM) (Figura 2,C), que predominan en varias familias de árboles como Fagaceas y Pinaceas. Son principalmente basidiomicetos que colonizan las raíces penetrando entre sus células formando el manto y la red de Harting, que es una combinación de células epidérmicas y las del hongo (ECM) en el exterior de la raíz y cuyas hifas pueden extenderse por varios metros (Coleman y Crossley 1996).

Las micorrizas vesículo arbusculares son las que mayor relevancia tienen, en lo que respecta al crecimiento vegetal, debido a su mayor ámbito de hospedantes y a que constituyen un agente para el transporte de nutrientes entre el suelo y la planta; colonizando así no solo la planta hospedera sino también el suelo circundante, incluyendo su biota (Bethlenfalvay, 1992).

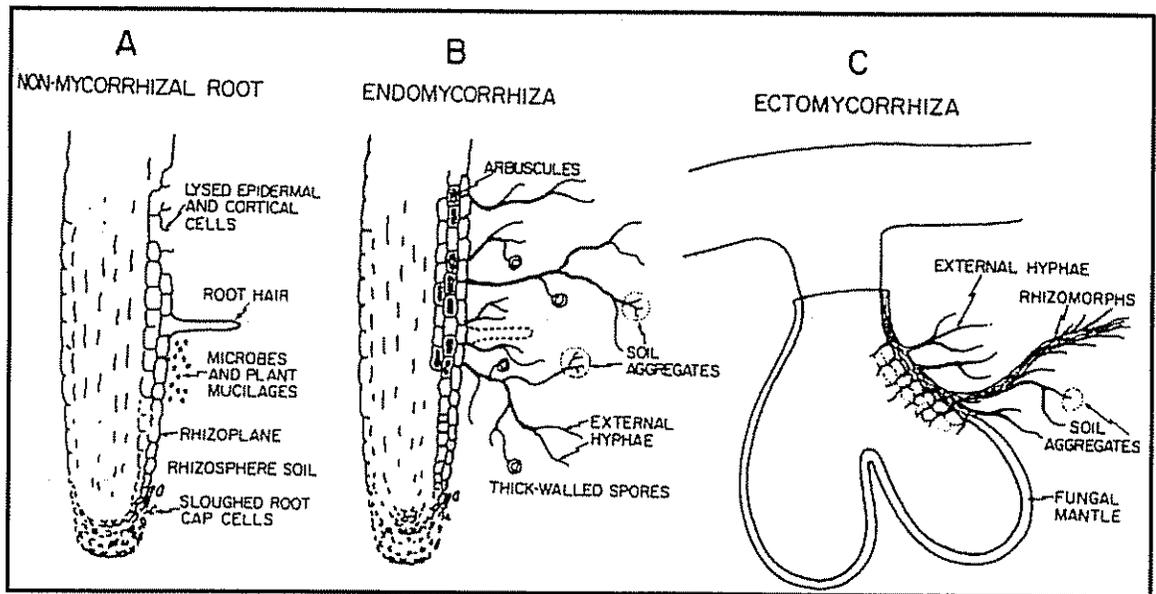


Figura 2. Ilustración de los tipos de micorriza y su formación en la raíz, (Tomado de Linderman, 1988).

2.1.4.1 Clasificación taxonómica de las endomicorrizas (MVA)

Una de las clasificaciones taxonómicas de las endomicorrizas, más ampliamente aceptada, es la propuesta por Walker (1983), basada en clasificar la diversidad fenotípica de las estructuras microscópicas dentro de las esporas de los hongos (MVA), según los tipos de paredes. Una representación gráfica de los tipos y posiciones relativas de las paredes, se desarrolló para permitir descripciones más concisas y estandarizadas, así como comparaciones de las esporas pertenecientes a especies diferentes. A continuación se resumen los caracteres taxonómicos para clasificar los hongos MVA en el orden de los Glomales, utilizando la metodología propuesta por Walker (1983).

Orden: Glomales Morton y Benny. Hongos del suelo caracterizados por formar arbusculos ramificados en las células corticales de las raíces de las plantas, una vez establecida una simbiosis mutualista obligada.

Suborden: Glominae Morton y Benny. Hongos arbusculares que forman vesículas intraradicales en raíces micorrizadas. Sus miembros se conocen como hongos MVA (Micorrizas Vesículo-Arbusculares).

Familia: Glomaceae Pirozynski y Dalpé

Género: *Glomus* Tuzlance y Tuzlance. Posee todas las caracteres familiares, excepto que las esporas no se forman en una matriz altamente organizada cuyo origen es una base columnar.

Género: *Sclerocystis* Bakeley y Broome emend. Almeida y Schenck. Las clamidosporas se forman alrededor de un plexo central de hifas, originándose a partir de una base columnar de estas. Sólo una especie: *S. coremioides* Berk y Broome.

Familia: Acaulosporaceae Morton y Benny

Género: *Acaulospora* Gerdeman y Trappe emend. Berch. Las esporas se originan lateralmente en el cuello del saco esporífero en una serie de transición continua desde aquellas unidas por una hifa de modo similar a *Glomus*, hasta aquellas que se originan sobre un pedicelo y finalmente, también se observan esporas que nacen sobre un collar corto.

Género: *Entrophospora* Ames y Schneider. Las esporas se forman dentro del cuello del saco esporífero. La diversidad de la pared de la espóra y su ontogenia se asemejan a las de *Acaulospora*.

Suborden: Gigasporinae Morton Y Benny. Hongos arbusculares que también forman células auxiliares extrarradicales sencillas o en grupos. Los miembros de este grupo no forman vesículas, de allí que se conocen como hongos MA (Micorriza Arbuscular).

Familia: Gigasporaceae Gerd. y Trappe.

Género: Gigaspora Gerd. y Trappe emend. Walker y Sanders. En las esporas no se diferencia ninguna pared interna flexible; el tubo germinativo se origina a partir de una pared germinal rugosa, la cual rara vez se separa de la pared laminada; presentan células auxiliares usualmente equinuladas.

Género: Scutellospora Walker y Sanders. Las esporas (i) en ellas se diferencian dos o más paredes internas flexibles, las cuales con frecuencia se forman en pares adherentes (ii) muestran más diversificación en el número y tipo de paredes internas (Ej. Paredes membranosas de diferente grosor, coriáceas o amorfas); la pared flexible más interna produce, frecuentemente una reacción color dextrinoide a púrpura rojo oscuro en el reactivo de Melzer (iii) germinan por medio del tubo germinativo, originándose a partir de un escudo de germinación persistente, de forma y márgenes variables, el cual siempre se forma sobre el par más interno de las paredes interiores flexibles.

2.1.5 Ciclo de vida de los hongos endomicorrícicos y sus estructuras

Los hongos endomicorrícicos son simbioses obligados incapaces por lo tanto, de sostener su crecimiento y reproducción fuera de la planta hospedera. Este nicho restrictivo parece estar balanceado por la existencia de un gran ámbito de hospederos, lo cual significa amplias oportunidades de establecerse para cualquier propágulo disperso. El hábito de crecimiento filamentoso confiere a estos hongos una gran versatilidad en su ciclo de vida que se caracteriza por un crecimiento indefinido mientras exista una fuente de carbono disponible en la planta hospedera. Todo indica que la reproducción es clonal y que las esporas se forman asincrónicamente a medida que la colonización micorrícica progresa. Este proceso involucra, además la formación de otras estructuras en tanto que el hongo se establece, crece y se reproduce en el hospedero, las estructuras se describen a continuación (INVAM, 1997):

2.1.5.1 Hifas

Las hifas intrarradicales que se originan a partir de un punto de entrada parecen tener un crecimiento limitado, y forman lo que se ha denominado como una red de infección o colonización, cuyo tamaño es regulado por las interacciones hongo-hospedero. Las hifas externas pueden ser de tipo infectivo, de absorción o fértiles (formadoras de esporas) y su crecimiento, senescencia y otras características son poco conocidas hasta la fecha. Las hifas infectivas se encargan de iniciar nuevos puntos de colonización en la misma raíz, en otras raíces de la misma planta o en raíces de plantas vecinas. Estudios en macetas han demostrado que las hifas externas son más infectivas en las familias Glomaceae y Acaulosporaceae que en la familia Gigasporaceae.

2.1.5.2 Arbúsculos

Estas estructuras de forma parecida a un árbol se forman a partir de ramales de las hifas intrarradicales una vez que las mismas han penetrado a través de la pared de la célula cortical. Los arbúsculos se forman entre la pared celular y la membrana plasmática y si bien son de corta duración, se producen en forma abundante, mientras que el hongo está en activo crecimiento, por lo que pueden observarse por largos períodos. En el suborden Gigasporinae la diferenciación de los arbúsculos suele

persistir entre 3 a 4 meses, mientras que el suborden Glominae es de 2 a 3 meses; esto se verifica particularmente en plantas cultivadas en macetas. La morfología difiere entre los hongos de las tres familias de los hongos endomicorrícicos. El diseño de los arbuscúlos, sus relaciones particulares con la membrana plasmática del hospedero y las reacciones bioquímicas regulan el intercambio de carbono, energía y nutrientes entre los simbiosistas.

2.1.5.3 Vesículas

Las vesículas son corpúsculos de pared delgada que contienen lípidos y se producen en forma intercalar o terminal a partir de una hifa dentro del cortex radical. Se encuentran exclusivamente en el suborden Glominae, siendo ovoide a elipsoides en la familia Glomaceae (*G. diaphanum*) y con frecuencia elipsoides a irregulares y protuberantes (*E. colombiana*). Las vesículas se diferencian en los primeros estados del desarrollo de *Glomus*, pero proliferan aproximadamente al mismo tiempo que se inicia la esporulación y se incrementan de allí en adelante.

2.1.5.4 Células auxiliares

Constituyen racimos de células de paredes delgadas que emergen de una hifa extraradical de los hongos dentro del suborden Gigasporinae. La superficie de estas células puede ser espinosa en el género *Gigaspora* (Ej. *Gigaspora albida*) pero tales espinas pueden estar reducidas a protuberancias y en otros casos la superficie puede percibirse como lisa en varios grupos del género *Scutellospora* (Ej. *S. pellucida*). Frecuentemente las células auxiliares se diferencian a partir del tubo germinativo de las esporas, previo al establecimiento de cualquier colonización micorrícica (incluyendo esporas germinadas en medios de agar). Los cultivos en macetas evidencian un pico dentro de un corto período posterior al inicio de la esporulación, pero después de 4 meses las células auxiliares son pocas o casi ausentes. Al igual que las vesículas, estas células frágiles almacenan lípidos a manera de compartimentos y proveen de una fuente de macromoléculas de carbono independientemente del hospedero durante la formación de esporas.

2.1.5.5 Esporas

Las esporas se pueden diferenciar tanto en el suelo como en las raíces, con excepción de *Gigaspora*. Aunque todos los miembros del orden de los Glomales se clasifican dentro de la división Zygomycota, ninguno de ellos produce zygosporas y sus esporas asexuales tienen poca afinidad morfológica con las esporangiosporas asexuales o las clamidosporas. La esporulación intrarradical, cuando ocurre, es más abundante en algunas especies de *Glomus*. Las más notorias y consistentes son *G. intrarradices* y *G. diaphanum*. El inicio de la esporulación varía con la especie y las condiciones de crecimientos, siendo un período de 3 a 4 semanas posterior a la colonización bajo la gran mayoría de las condiciones (excepto alto contenido de fósforo en el suelo, el cual inhibe todas las fases).

El hospedero por su parte, afecta de forma directa e indirecta la esporulación por medio de su fisiología. Se ha comprobado experimentalmente que la esporulación ocurre una vez que se ha alcanzado cierto nivel de biomasa del hongo en las raíces. A partir de entonces, continúa de forma desincronizada junto con el desarrollo de la micorriza. Cultivos en macetas, indican que la esporulación cesa junto con el crecimiento radicular en especies de las familias Glomaceae y Acaulosporaceae, pero puede continuar a bajos niveles en especies de la familia Gigasporaceae.

2.1.6 Efectos fisiológicos y la absorción de nutrientes

Es improbable que una raíz que ha sido densamente colonizada hasta la corteza por un hongo MVA, no experimente cambios fisiológicos y metabólicos. De allí que una revisión realizada por Hayman (1983), las raíces micorrizadas han mostrado (1) más longevidad, (2) umbrales de absorción más bajos (menores de 3 mg/kg de fósforo (P) soluble en NaHCO_3); por debajo de este valor las raíces sin micorrizas no pueden absorber los iones fosfatos, (3) mayor actividad con más energía metabólica para contribuir con la absorción de fósforo contra gradientes de 10^{-6} y 10^{-7} M en la solución de suelo y 10^{-2} a 10^{-3} M dentro de la raíz, (4) dormancia en plántulas no simbióticas. Estas plántulas inician el crecimiento sólo cuando son inoculadas.

El fósforo es un nutriente esencial para el crecimiento vegetal. Los ésteres fosfatos están involucrados en las reacciones de transferencia de energía (Taiz y Zeiger, 1991) por lo que es un elemento muy móvil dentro de la planta, no así en el suelo ya que alrededor de 95-99 % del total de fósforo que existe se encuentra en formas insolubles, que no son disponibles para las plantas. De allí que uno de los efectos más estudiados de las micorrizas sea la absorción de este elemento, cuya eficiencia no solo depende de las interacciones entre los simbiontes, lo cual es proporcional a la extensión de la infección y que tiende a verse desde un punto de vista fisiológico.

En cuanto al N, Zn, C y S las micorrizas también han mostrado su capacidad para absorberlos y traslocarlos hasta la planta hospedante. Muchas de las investigaciones en este sentido indican que el mecanismo para la absorción se mejora notablemente gracias al incremento en volumen del suelo explorado por el hongo (Paul y Clark, 1996).

En cuanto a la absorción de nitrógeno, otro nutrimento esencial por ser contribuyente mayoritario de los compuestos orgánicos, las micorrizas tienen un efecto mucho menor en comparación con el fósforo. Esto se atribuye a la tasa de difusión de los iones NO_3 (10^{-6} cm²/seg) y NH_4 (10^{-7} cm²/seg), las cuales superan a las del ion PO_4 (10^{-8} cm²/seg) y a que el ion nitrato está presente en concentraciones lo suficientemente altas en la mayoría de los suelos (Paul y Clark, 1996).

La fijación de $^{14}\text{CO}_2$ por parte de la raíz micorrizada aunque no es significativa para el balance total del flujo de carbono, puede afectar estudios que utilizan trazas de carbono como índices de transporte y requerimientos para cálculos de energía, hecho que añade evidencias sobre el incremento en el metabolismo de la raíz gracias a la simbiosis (Paul y Clark, 1996).

2.1.6.1 Reciclaje de nutrientes por parte de las micorrizas

Las micorrizas son excelentes colonizadoras de la materia orgánica contribuyendo a su mineralización y por ende al reciclaje de nutrientes. Más aún, aceleran el ciclaje de los elementos esenciales y minimizan las pérdidas del ecosistema que se producen por lavado, gracias a mecanismos de absorción más eficientes. Esto incrementa la producción primaria y por ende el crecimiento. No deja de ser importante el papel de las micorrizas en la distribución de recursos hasta la biota heterotrófica, a modo de un conducto controlado que une el flujo de carbono y el ciclo de nutrientes en una pequeña escala de tiempo. Las interacciones bióticas con estos simbiontes del suelo, positivas o negativas, ejercen una influencia preponderante sobre la dinámica del ecosistema. Así por ejemplo, los consumidores macroinvertebrados tienen un efecto positivo neto sobre los hongos MVA e indirectamente afectan la producción primaria, como vectores de sus esporas (Rabatin y Stinner, 1989).

2.1.6.2 Las micorrizas y el agua

El agua no escapa a la acción de las micorrizas, una revisión realizada por Bethlenfalvai (1992), señala que se han reportado interacciones entre el estado hídrico, el uso del agua y las micorrizas. Indica además que la colonización de las raíces por el hongo MVA afecta los mecanismos que controlan las relaciones agua-planta, la conductividad hidráulica e incluso el intercambio gaseoso a nivel de la hoja, la expansión foliar, el ajuste osmótico y la producción de fitohormonas.

La demostración del papel activo que desempeñan las hifas de las MVA en el transporte de agua (Faber *et al*, 1991) así como la relación de este fenómeno con la explotación del agua del suelo por parte de plantas simbióticas, más allá de los niveles que las plantas simbióticas pueden alcanzar (Hardie y Leyton 1981), establecen que el desarrollo de la simbiosis es una tecnología de interés en la agricultura de regiones áridas, pues permite una mayor eficiencia en el uso de este recurso y una resistencia a la sequía, disminuyendo el efecto del estrés hídrico sobre el crecimiento vegetal.

2.2 CONTROL DE NEMÁTODOS EN BANANO

2.2.1 Control químico

En la actualidad existen muchos compuestos químicos que son utilizados en las áreas bananeras del mundo para el control de nemátodos y se ha registrado cifras alarmantes en cuanto a la utilización discriminada de estos insumos.

La utilización de los nematicidas en banano tiene sus inicios en los años 60 con el empleo de los nematicidas del grupo de los hidrocarburos halogenados tales como el DBCP (1,2-dibromocloropropano) (Nemagón), el cual fue muy utilizado desde 1960 hasta 1978 en Centro América. Este producto controlaba bien las poblaciones de nemátodos en el banano pero fue eliminado del mercado por causar cáncer y esterilidad en los obreros que realizaban las aplicaciones de campo, tanto es así que cerca de 16,000 trabajadores de la época de los años 70, están demandando a las compañías transnacionales que tenían y tienen sus operaciones en Costa Rica, ya que no fueron informados de los riesgos que se tenían al realizar las aplicaciones de este producto en el campo.

Luego del uso del DBCP, se empezaron a utilizar otro tipo de químicos como los carbamatos y los organofosforados como el Mocap (ethoprop), Furadan (carbofuran), Namacur (fenamidofos), Vydate (oxamil); todos estos aún se utilizan en la actualidad.

En muchas plantaciones bananeras el control de *R. similis* se basa en la utilización de nematicidas aplicados al suelo como el fenamidofos, carbofuramizasofos y aldícarb (Sarah, 1989). Todos estos y los nuevos productos químicos que saldrán al mercado tendrán serias repercusiones tanto en la resistencia que provocan en los nemátodos debido a la presión de selección de los individuos y también a los daños causados al ambiente y a la salud humana ocasionados por la contaminación.

2.2.2 Control biológico de nemátodos

Dentro de las prácticas del manejo integrado de plagas en banano, existen algunas posibles tácticas de control de los nemátodos en este cultivo, las cuales pueden llevarse a cabo para disminuir las poblaciones y de esta forma impedir las conocidas disminuciones de rendimiento atribuidas a estos microorganismos.

Para encontrar nuevas alternativas de combate contra los patógenos se requiere de estudios básicos dirigidos a manejar sus poblaciones, por lo tanto es un requisito entender su biología y comportamiento y su evolución con el cultivo (Tarté, 1994). El control biológico de nemátodos en banano, es un tema muy reciente que esta teniendo mucha investigación, ya que se están creando nuevos mercados de fruta obtenida con baja utilización de agroquímicos como lo es el banano orgánico.

Por definición De Bach (1968), establece que el control biológico es la acción de parásitos, depredadores o patógenos para mantener la densidad de población de otro organismo a un promedio más bajo del que existiría en su ausencia. Por consiguiente el hallazgo de organismos que reduzcan la población de nemátodos a niveles por debajo de los cuales empieza a causar pérdidas de rendimiento en el cultivo de banano, es un paso importante en la lucha contra esta plaga.

El sondeo de posibles organismos tales como los hongos que tienen control sobre los nemátodos se inició en 1937 con un experimento realizado por Lindford, Jatala (1986), el cual reportó que la adición del cogollo de piña en suelos infestados con *Meloidogyne sp* podía reducir la incidencia de nemátodo. Este tipo de experimento se continuó y en la actualidad existen aproximadamente 100 especies de hongos que controlan los nemátodos, los cuales se pueden dividir en dos grandes grupos según su modo de acción: Los que presentan un sistema adhesivo de hifas, son saprófitos y crecen rápidamente, y los que tienen la capacidad de apresar a su hospedero mediante la adhesión de nudos, ramas adhesivas o anillos constringentes, son predadores y crecen lentamente (Jatala, 1986).

Según Jatala (1986), existen varias especies de hongos con la capacidad de parasitar huevos de nemátodos, tales como *Fusarium spp.*, *Cephalosporium*, *Mortierella nana*, *Paecilomyces lilacinus*. Algunas familias de nemátodos como los *Heteroderidae* tiene características como las de ovipositar sobre una matriz gelatinosa lo cual los hace más propensos al ataque de los hongos benéficos.

Los hongos controladores de los nemátodos se encuentran en la mayoría de los suelos y cumplen un importante papel en la dinámica poblacional de los nemátodos del suelo. Estos hongos se han encontrado en el suelo realizando un control natural de los nemátodos, razón por la cual se han denominado hongos nematófagos (Barron 1977).

En 1953 Fresenius descubrió al hongo *Arthrobotrys oligospora* que fue el primer hongo nematófago que se encontró (Christie, 1986). Este hongo captura al nemátodo por medio de la anastomosis de la hifa en forma de aro que se halla revestida en su parte inferior con una sustancia transparente y adhesiva, la cutícula del nemátodo es perforada por procesos que se originan en la superficie interior del aro.

En banano no existe mucha información sobre hongos que controlen a los nemátodos, sin embargo recientemente se están intensificando las investigaciones en este sentido y se ha encontrado la acción de los siguientes hongos nematófagos: El hongo *Paecilomyces lilacinus* fue inicialmente descubierto como un parasitoide efectivo, infectando huevos de *Meloidogyne incognita* bajo condiciones de laboratorio. Este hongo infecta al nemátodo cuando las hifas crecen en la matriz gelatinosa formando una especie de red alrededor del huevo del nemátodo, la colonización del huevo se da en el momento en que las hifas penetran la cutícula por medio de fuerzas mecánicas o enzimas segregadas por el hongo; una vez que el micelio entra en el huevo, se desarrolla hasta sustituir por completo la biomasa del embrión. Se ha reportado también que *Paecilomyces lilacinus* puede parasitar huevos, larvas y adultos de *Radopholus similis* y *Meloidogyne incognita* (Jatala, 1986).

La efectividad de *Paecilomyces lilacinus* depende de factores como la resistencia de la cutícula del huevo del nemátodo a la penetración de la hifa de este hongo, y la densidad del hongo en el suelo también es influyente sobre el control del

nemátodo. El hongo *Paecilomyces lilacynus* se adapta muy bien a rangos de temperaturas entre 15 y 30 °C, pero los mejores resultados se han obtenido en 25 °C, también se desarrolla bien a diferentes pH (Jatala ,1986).

Según Davide (1992), *Paecilomyces lilacynus* ha dado buenos resultados en el control de *Radopholus similis* en Filipinas, pero según Tarté (1994), este hongo en otros países no ha dado buenos resultados, posiblemente debido a condiciones adversas para su desarrollo.

2.2.3 Interacciones entre los hongos endomicorrícicos y nemátodos

El parasitismo de nemátodos sobre las plantas, en especial los endoparásitos puede ser influenciado por el establecimiento de los hongos endomicorrícicos. Ambos organismos se alimentan de las raíces, por lo tanto se puede esperar que se genere una interacción entre ellos, influenciando el crecimiento de las plantas. Estas interacciones pueden ser cuantificadas midiendo el efecto sobre la colonización de las raíces por parte del hongo micorrícico, o bien sobre la esporulación. Para el caso de los nemátodos se puede considerar el efecto sobre la atracción hacia las raíces, penetración o subsecuente desarrollo y reproducción. La respuesta de la planta a la infección concomitante, puede ser medida determinando la influencia de la interacción sobre el crecimiento o el rendimiento, bien sea a través de su estímulo gracias al desarrollo de la micorriza o por medio de la supresión debido a la infección producida por el nemátodo (Hussey y Roncadori, 1982).

Existe una clasificación de las interacciones posibles entre los hongos micorrícicos, los nemátodos y las plantas. Hussey y Roncadori (1982), clasificaron estas interacciones en los componentes (hongo, hospederos y nemátodo) y los efectos sobre dichos componentes, así:

Neutral. En el hongo: Cuando la colonización y la esporulación no se alteran en el hongo. En el hospedero: La MVA no estimula el crecimiento vegetativo o el rendimiento, la supresión del crecimiento vegetativo o rendimiento, provocada por el nemátodo, no es compensada. En el nemátodo: No se modifica la atracción hacia las raíces, la penetración o el subsecuente desarrollo y reproducción.

Positiva. En el hongo: Incremento de la esporulación y colonización radical. En el hospedero: Compensación de la supresión del crecimiento o rendimiento, provocado por la acción del nemátodo. En el nemátodo: Atracción hacia las raíces, penetración, o desarrollo subsecuente y reproducción se ven suprimidos.

Negativa. En el hongo: se suprime la colonización o esporulación. En el Hospedero: supresión de la respuesta del crecimiento vegetativo o rendimiento inducido por la micorriza. En el nemátodo: Incremento de la atracción hacia las raíces, penetración, o subsecuente desarrollo y reproducción.

2.2.3.1 Bases fisiológicas de las interacciones

Es importante comprender las bases fisiológicas que existen en las interacciones micorriza, hospedero y nemátodos, ya que conociendo estos principios, se podría manejar de una manera más eficiente, los componentes que influyen la simbiosis.

2.2.3.2 Mejoramiento del vigor y el crecimiento

El crecimiento de las plantas simbióticas es mejor que el de las plantas no micorrizadas, de esta forma, aún cuando se han registrado tasas absolutas de reproducción del nemátodo superiores, asociadas a la presencia de micorrizas, el daños ha sido menor respecto al control, que no tiene simbiosis. Esta tolerancia al ataque del parásito se ha encontrado en plantas de algodón, donde la reducción del

crecimiento de la raíz fue del 30% debido al ataque de *Meloidogyne incognita* en plantas no simbióticas, mientras que en plantas simbióticas sólo alcanzó el 10% (Smith *et al*, 1986).

Los hongos endomicorrícicos pueden incrementar el crecimiento de la raíz, expandiendo la capacidad de absorción de agua y mejorando los procesos celulares dentro de la misma; de esta manera la planta compensa la pérdida de masa radical o la pérdida funcional debido al parasitismo del nemátodo (Hayman, 1983).

2.2.3.3 Alteración de los exudados radicales

Una vez que los hongos micorrícicos colonizan la raíz, se producen alteraciones en los exudados (Hayman, 1983), estos podrían modificar la atracción quimiostática que ejerce la raíz, afectando la eclosión de aquellas especies que requieren un estímulo para la incubación o directamente retardando el desarrollo del nemátodo en la raíz.

2.2.3.4 Producción de sustancias inhibitorias o nematistáticas

Las plantas micorrizadas, que poseen un sistema radical más desarrollado, han mostrado ser más tolerantes a los nemátodos (Smith, *et al* 1986). Este hecho parece deberse a que este tipo de sistema radical resulta desfavorable para los fitoparásitos. Se atribuyen cambios en las hormonas, aminoácidos y permeabilidad de la membrana, debido a la colonización micorrícica. De allí que esta alteración de la fisiología de la raíz puede resultar en perjuicio del nemátodo, gracias al incremento en la tasa de producción de compuestos con propiedades nematistáticas, si bien en este sentido se requiere mayor investigación (Smith, 1987).

2.2.3.5 Competencia por fotosintatos

La simbiosis micorrícica consume hasta un 15% de los fotosintatos. La evidencia de competencia entre las MVA y los nemátodos no es concluyente, sin embargo esta hipótesis cobra fuerza puesto que la actividad de los nemátodos ha sido afectada por la superpoblación o por carencia de sitios de infección, cuando la demanda por los recursos del hospedero excede la oferta (Wallace, 1983). Ambos

organismos crean sumideros para los fotosintatos y la demanda combinada puede servir para inhibir a aquellos nemátodos que infectan el sistema radical, si las MVA tienen acceso primario a la fuente. Esta hipótesis podría explicar porque la demanda combinada no causa una supresión mayor del crecimiento en plantas infectadas por los dos tipos de organismos (Smith, 1987).

2.2.3.6 Retardo del desarrollo o reproducción del nemátodo

Sánchez (1989) indica que el 57.1 % de los casos se produjo una reducción en el daño causado por nemátodos, cuando la planta está micorrizada. Se menciona además que varios autores trabajando con *M. incognita*, registraron hasta un 75 % menos de larvas dentro de las plantas adultas micorrizadas de tabaco, tomate y avena. Igualmente estudios en alfalfa, algodón, trébol y tomate, citados por Smith (1987) muestran que en todos los casos la presencia de la simbiosis suprimió el desarrollo de *M. incognita* y *M. hapla*.

En el caso de los nemátodos endoparásitos migratorios como *R. similis*, es menor el conocimiento acerca de la interacción con los simbiontes micorrícicos. En un estudio conducido por O'Bannon y Nemeč (1979), se determinó que la producción de este nemátodo en plantas de limón rugoso micorrizadas con *Glomus etunicatum*, fue similar a aquel registrado en plantas sin micorrizas. Sin embargo, las plantas inoculadas son el simbiote, antes de la inoculación con el nemátodo, produjeron cerca de 28 veces más materia seca que las plantas sin micorrizar, indicando de esta forma que la MVA producida por *Glomus etunicatum* incrementa la tolerancia del limón rugoso a *R. similis*.

2.2.4 Bases físicas de las interacciones

Las MVA y los nemátodos ocupan tejidos similares en la raíz, de allí que puede tener lugar una competencia por espacio entre ellos. A pesar de esto, no existe suficiente evidencia que soporte esta hipótesis. Por ejemplo la inhibición de la actividad del nemátodo ocurre cuando solo el 40-60% del sistema radical está colonizado por el hongo micorrícico, dejando suficiente espacio disponible para la penetración e infección del nemátodo (Smith *et al*, 1986). Adicionalmente el hongo

MVA no coloniza la zona de elongación cerca del extremo terminal de las raíces, sitio preferido por algunas especies de nemátodos para la penetración (Harley y Smith, 1983). Además las agallas causadas por *Meloidogyne* spp. se encuentran localizadas con frecuencia en raíces que han sido colonizadas por el hongo simbionte (Hussey y Roncadori, 1982).

2.2.5 Factores que afectan la interacciones MVA y los nemátodos

La interacción entre los hongos endomicorrícicos y los nemátodos fitoparásitos se ve influenciada por la combinación hospedero-nemátodo-hongo endomicorrícico; densidad inicial de inóculo, tanto del nemátodo como la micorriza, fertilidad del suelo y secuencia de inoculación del nemátodo (Smith, 1987).

2.2.5.1 Combinación hospedero-nemátodo- hongo endomicorrícico

La susceptibilidad o resistencia del hospedero a una especie particular de nemátodo así como su dependencia de la simbiosis micorrícica, podrían determinar la densidad inicial de inóculo del hongo endomicorrícico (di), y con ello el tipo de interacción subsecuente. En relación con el nemátodo, su importancia como patógeno y su forma de alimentación, son relevantes para la interacción resultante (Smith, 1987).

Los hongos endomicorrícicos por su parte, difieren de su habilidad para estimular el crecimiento del hospedero, colonizar las raíces y tolerar niveles elevados de fósforo en el suelo (Hayman, 1983). Debido a esto se recomienda llevar a cabo estudios preliminares para seleccionar el hongo endomicorrícico más eficiente, en cuanto a los aspectos mencionados (Smith, 1987).

2.2.5.2 Densidad inicial de inóculo (DI)

La densidad inicial del nemátodo como la del hongo endomicorrícico, pueden ser determinadas en el resultado de la interacción. En los estudios deben evitarse (DI) del nemátodo que causen daños severos a la planta e impidan la colonización micorrícica de las raíces. Altas (DI) del nemátodo, debido a efectos denso-dependientes, pueden inhibir la infección, desarrollo y reproducción del mismo (Smith,

1987). Otro aspecto a tener en cuenta, es el tipo de inóculo, por ejemplo en el caso de *M. incognita*, el empleo de J2 (formas juveniles del estado 2), produce rangos de infección entre 25 y 100 %; mientras que cuando el inóculo consiste en huevos, la infección medida en términos del número de nemátodos por planta, es frecuentemente inferior al 15% (Thomson *et al*, 1983).

En otro sentido, un nivel mínimo de colonización radical por la micorriza, se requiere para que la actividad del nemátodo sea afectada. El potencial de inóculo debe ser tal, que garantice niveles máximos de colonización de la raíz dentro de un periodo establecido. Generalmente, una (DI) de el hongo MVA de 0.5-5.0 esporas/gramo de suelo ha producido una respuesta óptima en la colonización y el crecimiento (Kotcon *et al*, 1985).

2.2.5.3 Fertilidad del suelo

El uso de suelos deficientes en fósforo, generalmente provoca respuestas evidentes en la interacción hongo endomicorrícico-nemátodos, gracias a que uno de los aportes más notorios de los primeros, es precisamente, la extracción de fósforo.

Se debe determinar si la tolerancia al parasitismo de los nemátodos, se debe a la mejora en la absorción de fósforo, o se trata realmente de un incremento en el vigor provocado por la micorriza (Smith, 1987). La mayoría de estas investigaciones se han conducido en suelos deficientes de fósforo, de forma tal que los síntomas de las plantas infectadas por el nemátodo, son producto además, del estado nutricional deficiente. De esta forma la interacción en plantas no micorrizadas, produce daños severos en el sistema radical, que no son comparables, en forma directa con las plantas micorrizadas. Una aproximación más apropiada sería variar los niveles de fósforo en el suelo, para producir plantas sin micorrizas, equivalentes en tamaño y estado nutricional a las plantas simbióticas.

2.2.5.4 Secuencia de inoculación del nemátodo

La secuencia de inoculación del nemátodo, relativa al momento de inoculación del hongo endomicorrícico, puede afectar el resultado de la interacción de estos organismos (Hussey y Roncadori, 1982). Por esto que realizando la inoculación del nemátodo de 2 a 4 semanas posteriores a la inoculación del hongo endomicorrícico, se permite al último organismo colonizar las raíces antes que el primero se establezca. Aunque la precolonización representa un sistema artificial que favorece la relación hospedero-micorriza, en aquellas plantas que se siembran directamente en el campo, si constituyen un sistema adecuado y realista para las plantas hospedantes que crecen en macetas y que se transplantan en el terreno definitivo.

Algunos autores han logrado reducir el daño causado por nemátodos fitoparásitos como *R. similis* y especies de *Meloydogine* y *Pratylenchus*, tanto en banano como en otros cultivos, inoculando previamente los hongos MVA en plántulas provenientes de cultivo *in vitro*. El período más utilizado ha sido entre 8 y 9 semanas, y los mecanismos involucrados se relacionan con la absorción mejorada de nutrientes y agua bajo condiciones de invernadero (Jaizme-Vega y Azcon, 1995).

Investigaciones realizadas en condiciones de campo son escasas, pero Jaizme-Vega *et al* (1991), encontraron que después de 6 semanas de micorrización, la evaluación en el campo de las plantas de banano de la selección Johnson 11 (*Musa acuminata* Colla AAA, subgrupo Cavendish) con un máximo de 38 % de micorrización con dos especies de *Glomus*, demostró un mejor estado sanitario, mayor peso fresco radical y raíces tróficas de mayor longitud en comparación con el testigo sin inocular.

2.3 Enmiendas orgánicas en el control de fitopatógenos

Las enmiendas orgánicas han sido utilizadas tradicionalmente en el campo de la agricultura para fertilizar los campos de producción, se han utilizado diferentes materiales orgánicos ya sean estos residuos animales o vegetales, por ejemplo en Perú fue muy utilizado el estiércol de aves marinas (guano del Perú), para fertilizar los campos andinos con excelentes resultados. De igual forma es muy utilizada la gallinaza por su alto contenido de fósforo para la fertilización de cultivos agrícolas.

El punto de partida del control biológico de patógenos cuya vía de infección es la raíz, constituye la obtención de un abono de alta calidad, que no solo aporte nutrimento a las plantas, si no que además permita la colonización de microorganismos supresivos y mantenga una actividad que posibilite el control de las enfermedades (Ramírez, 1996).

La aplicación de materia orgánica a los suelos estimula la acción microbiana y algunos microorganismos producen sustancias que retardan o inhiben el desarrollo de otros (Chirstie 1986).

La actividad microbiana del suelo es limitada por los sustratos orgánicos, de igual forma el deterioro de la fertilidad de los suelos se asocia a la disminución de los niveles de materia orgánica. Aumentar el aporte de materia orgánica a los suelos es oportuno para incrementar el suministro de nutrimentos, acondicionar el suelo y para inducir supresividad contra patógenos del suelo (Dommergues *et al*, 1978).

2.3.1 El compost

El compost es un tipo de abono orgánico muy utilizado por agricultores para la producción de sus cultivos. Los abonos orgánicos se elaboran a partir de residuos vegetales y excretas de animales (Domínguez, 1986).

El compostaje es un proceso biológico de degradación aeróbica, mediante el cual desechos de plantas y otros desechos orgánicos se descomponen bajo condiciones controladas (Rynk *et al*, 1992).

El compostaje también se puede definir como un proceso de descomposición de los materiales orgánicos de una población mixta de microorganismos en un ambiente cálido, húmedo y aireado. Los desechos se recopilan y amontonan juntos en una pila de forma que el calor generado en el proceso pueda ser conservado. El resultado es un aumento de temperatura en la pila y una aceleración del proceso básico de degradación natural que normalmente ocurre con lentitud en los desechos

orgánicos que caen sobre la superficie del suelo, el producto final del compostaje es el compost (FAO, 1991).

En cuanto a las propiedades de supresividad del compost contra patógenos del suelo, se conoce su efectividad sobre los hongos del suelo que atacan el sistema radical, Hoitink *et al* (1997), mencionan las funciones del compost como supresor de algunas patógenos radicales. En el compost han sido reportados algunos organismos con potencial de controlar a los patógenos del suelo, es decir en el compost se encuentran agentes de control biológico tales como *Bacillus spp*, *Enterobacter spp*, *Flabobacterium balustinun*, *Pseudomonas spp*, otros géneros de bacterias y *Streptomyces spp*. así como *Penicillium spp*, varias especies de *Trichoderma*, *Gliocladium virens* y otros hongos (Hadar y Gorodecki, 1991).

Entre las ventajas que se le atribuyen al compost se tiene que en la elaboración se aprovechan materiales propios del sistema de producción. También se mejoran las características físicas y biológicas del suelo. Observando el potencial de fertilización que presenta el compost así como también la regulación y activación de las microorganismos benéficos en el suelo, este tipo de enmienda orgánica puede ser una alternativa a investigar, en el control de las plagas del sistema radicular del banano, tales como los nemátodos y hongos del suelo. En cuanto al control de nemátodos en el cultivo de banano, mediante la utilización de compost, no existe mucha información al respecto, pero es una opción más que se puede contemplar, ya que el compost posee alto contenido de materia orgánica y puede estimular la activación de microorganismos de la rizosfera que podrían tener un efecto sobre las poblaciones de nemátodos.

2.3.2 El bokashi

Bokashi en japonés significa materia orgánica fermentada, este tipo de abono orgánico ha sido utilizada por agricultores japoneses como una medida del mejoramiento de las características nutricionales de los suelos a la vez para aumentar su biodiversidad. Los materiales utilizados en la preparación de esta enmienda orgánica pueden ser residuos de semilla de algodón, bagazo de caña, malezas picadas, fibra de coco, residuos vegetales, desechos de banano, harina de hueso, suelo de montaña, gallinaza, semolina de arroz, carbón de granza de arroz, roca fosfórica y otros (Shintani y Tabora, 1997).

El bokashi esta basado en la transformación de las materias primas por los microorganismos eficientes nativos del suelo, la ventaja de este abono es la rapidez de la descomposición de los materiales orgánicos, ya que en tres semanas puede estar listo para la aplicación al suelo (Arias, 1998).

En la elaboración de Bokashi se puede utilizar diferentes tipos de desechos orgánicos al igual que en compost. Se debe realizar una combinación ideal de materiales orgánicos con una relación carbono:nitrógeno, alta en carbono y baja en nitrógeno. Generalmente se utilizan como mínimo tres tipos diferentes de materia orgánica para aumentar la diversidad microbiana al variar las fuentes de alimento (Shintani y Tabora, 1997).

En el control de plagas y enfermedades esta enmienda orgánica ha sido recientemente estudiada, especialmente para el control de nemátodos en banano con resultados promisorios, tales como los obtenidos por Duvón (1998). Sin embargo es necesario afinar las dosis y frecuencia de aplicación en las plantaciones bananeras, con el objetivo de hacer rentable la utilización de esta práctica agrícola.

2.3.3 La gallinaza

La gallinaza o estiércol de aves ha sido utilizada por mucho tiempo con el objetivo de enmendar las deficiencias nutricionales de los campos de cultivo. Al igual que otros tipos de enmiendas orgánicas aplicadas al suelo, la gallinaza puede influenciar la actividad microbiana de la rizosfera, debido a su contenido de fósforo y materia orgánica.

La actividad de la gallinaza sobre la biota rizosférica, posiblemente puede atribuirse, a que cuando ésta se descompone en el suelo, por la acción de microorganismos nativos como hongos y bacterias, dicha descomposición genera sustancias orgánicas derivadas que influyen en la biota rizosférica, no obstante esto no está completamente esclarecido hasta el momento. Sin embargo se pueden realizar investigaciones de sondeo que permitan conocer la actividad de esta enmienda orgánica sobre la biota rizosférica y en especial sobre los fitoparásitos que atacan el sistema radical como son los nemátodos.

Algunos estudios han reportado la efectividad de la gallinaza sobre los nemátodos, en cultivos como tomate (Chindo y Khan 1990), encontraron que a razón de 4 toneladas/ha podían reducir el índice de agallamiento de la raíz por parte del nemátodo *Meloidogyne incognita* e incrementar el crecimiento y fructificación de las plantas; también reportaron que en estudios *in vitro* con fracciones solubles de gallinaza, el control de nemátodos es debido a sustancias tóxicas provenientes durante el proceso de descomposición de la gallinaza.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación estuvo conformada por dos partes, la primera se realizó en invernadero con plantas de banano variedad 'Gran Enano', provenientes de cultivo de tejidos en las que se observaron los efectos de siete tratamientos y un hongo micorrícico, sobre el crecimiento de las plantas y el daño al sistema radical causado por el nemátodo *Radopholus similis*.

La segunda parte de la investigación se realizó bajo condiciones de campo, en una plantación bananera con la variedad 'Valery' y con historial de ataque de *R. similis*, donde se probó el efecto de seis tratamientos con base en enmiendas orgánicas en combinación con un hongo micorrícico; lo cuales fueron comparados con un testigo absoluto y un tratamiento con nematicidas químicos, que se usa en la actualidad.

3.1 Primera parte de la investigación, experimentación con plantas de banano creciendo en invernadero

La primera parte del estudio se realizó en un invernadero del Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), en Turrialba, provincia de Cartago, Costa Rica; localizado a 9° 53' de latitud Norte y 83° 38' de latitud Oeste, a una altura de 602 msnm. La zona de vida donde se encuentra el CATIE según la clasificación de Holdrige, es Bosque Muy Húmedo Tropical. Las condiciones climáticas alrededor del invernadero fueron: Precipitación promedio anual fue de 2065 mm, existiendo una humedad relativa de 87 %. La temperatura promedio anual fue de 21°C, con una temperatura máxima de 26 °C y una mínima de 18°C. En cuanto al microclima dentro del invernadero, se tuvo una temperatura promedio de 31.23 °C y una humedad relativa promedio de 81.54%. La duración de esta parte de la investigación fue de 210 días y se subdivide en varias etapas.

El experimento de invernadero fue un sondeo de la posible acción del hongo endomicorrícico *Glomus* sp. en combinación con sustratos orgánicos, sobre el ataque producido por una población conocida del nemátodo *R. similis*. En éste experimento se

probaran 7 tratamientos, los cuales contienen sustratos con diferente nivel nutricional. Se denomina "tratamientos de mayor nivel nutricional", los que contienen sustratos orgánicos con base en compost y ácido húmico; si se los compara con el tratamiento 1 o el tratamiento 6, los cuales solo contienen suelo estéril como sustrato o suelo más el hongo micorrízico. Los tratamientos que contienen el sustrato compost, poseen un mayor nivel nutricional que los de ácido húmico, debido a las proporciones utilizadas (Anexo 4) y al contenido nutricional (Anexos 2 y 3) de cada una de estas enmiendas. El tratamiento T7 el cual tiene un sustrato combinado de compost y ácido húmico es el tratamiento de mayor nivel nutricional.

Los tratamientos inoculados con el hongo micorrízico se denominarán "tratamientos micorrizados". Por otra parte al obtener los resultados de las variables de respuesta, se compararán los tratamientos en pares, es decir mediante contrastes, los cuales se establecieron en el acápite 3.1.9., esto con el objetivo del observar el efecto de la endomicorriza en combinación con los sustratos de cada tratamiento. También se graficarán las medias de los tratamientos y se compararán con la prueba de Tukey para observar diferencias generales entre los tratamientos.

3.1.1 Etapas del experimento en el invernadero

3.1.1.1 Primera etapa (Aclimatación)

Esta etapa tuvo una duración de 21 días, e inició en el momento de la siembra de las vitroplantas de banano, variedad 'Gran Enano', estado 3 (15 cm de altura) las cuales tenían el mismo vigor. Los 21 días que duró esta etapa fue el tiempo de aclimatación que se dio a las vitroplantas de banano. Las plantas se sembraron bajo invernadero, en macetas que contenían 2750 gramos de sustrato, compuesto por mezclas de enmiendas orgánicas y suelo que conformaron los 7 tratamientos a evaluar. Adicionalmente las plantas fueron protegidas por un sarán o sombra artificial, que permitió la entrada de radiación solar en un 70%, el cual se colocó debajo del tejado transparente del invernadero durante esta etapa.

3.1.1.2 Segunda etapa (Micorrización)

Esta tuvo una duración de 70 días, en la cual se realizó la inoculación del hongo micorrícico *Glomus* sp. en el día 22, sobre las macetas de todos los tratamientos. Se utilizó un inóculo de suelo, el cual contenía una carga de 120 esporas/20 gramos de suelo. El inóculo utilizado fue de 4 gramos por planta y se enterró a 3 centímetros de profundidad en dos puntos alrededor de las plantas en los tratamientos que fueron micorrizados. La colocación previa del hongo micorrícico, se realizó con el objetivo, de que éste colonizara primero las raíces, para lo cual tuvo 70 días antes de iniciar la infestación con los nemátodos.

3.1.1.3 Tercera etapa (Infestación e interacciones)

a) Fuente de nemátodos

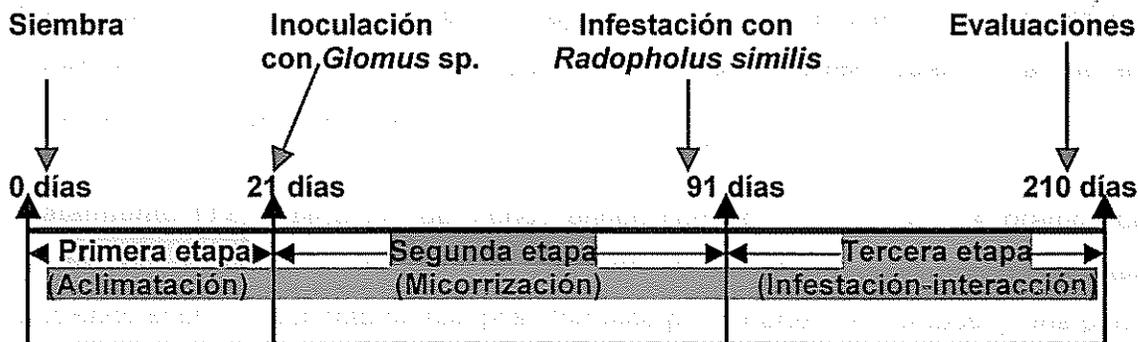
Los nemátodos fueron extraídos (licuado y tamizado, Anexo 9) de raíces con síntomas iniciales de ataque pero sin haberse necrosado completamente; las raíces fueron obtenidas de una plantación comercial de banano, en la que habían dejado de aplicar nematicidas durante los 4 últimos meses, y que en dicha área el historial de ataque registrado fue mayoritariamente de *R. similis*.

b) Infestación

Se obtuvo una solución madre de 500 mL a la cual se le realizaron 3 lecturas para determinar que contenía un total 71,250 nemátodos *R. similis* en promedio; de esta solución madre se evaluaron 5 alícuotas o repeticiones al azar, de 7 mL cada una, para determinar que cada alícuota de 7 mL contenía 1000 ± 30 nemátodos. Cada alícuota se inoculó en tres agujeros ubicados triangularmente junto al pseudotallo de la planta a una profundidad de 10 cm. Se realizó la infestación con el nemátodo *Radopholus similis*, en el día 91 en todos los tratamientos.

c) Interacciones

En la tercera etapa se dio la interacción entre los nemátodos y el hongo endomicorrícico, culminado esta etapa en el día 210 donde se realizaron las evaluaciones de las variables de respuesta.



3.1.2 Descripción de tratamientos del experimento en invernadero

En este experimento se probaron 7 tratamientos, los cuales contenían sustratos con diferente nivel nutricional. Se denominó "tratamientos de mayor nivel nutricional", a los que contenían sustratos orgánicos a base de compost (Anexo 18) y ácido húmico; si se los compara con el tratamiento 1 o el tratamiento 6, los cuales solo contenían suelo estéril como sustrato o suelo más el hongo micorrízico. Los tratamientos que contenían el sustrato compost, tuvieron mayor nivel nutricional que los que tenían ácido húmico como sustrato, debido a las proporciones utilizadas (Anexo 4) y al contenido nutricional (Anexos 2 y 3) de cada una de estas enmiendas. El tratamiento T7 el cual tuvo un sustrato combinado de compost y ácido húmico fue el tratamiento de mayor nivel nutricional de todos. Por otra parte a los tratamientos inoculados con el hongo micorrízico se les denominó "tratamientos micorrizados".

La composición química del suelo utilizado para formar los sustratos se muestra en el (Anexo 1), este suelo fue de clasificación Andic Eutrudepts. La elaboración de las mezclas de suelo estéril, arena y sustratos orgánicos, para obtener el sustrato final que tenían las macetas de los diferentes tratamientos se explica en el (Anexo 4). En los tratamientos no se adicionó ningún tipo de fertilización; únicamente se aplicó a todos los tratamientos un fertilizante foliar de conocida composición nutricional (Anexo 5) cada 15 días, iniciando en la segunda etapa y perdurando hasta 30 días antes de culminar la tercera etapa.

Tratamiento (T1). Aplicación del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. (4 gramos de inóculo por maceta), al inicio de la segunda etapa, en macetas de las plantas creciendo en un sustrato formado por una mezcla de suelo estéril y arena en proporción 3:1 respectivamente.

Tratamiento (T2). Aplicación del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. (4 gramos de inóculo por maceta), al inicio de la segunda etapa, en macetas de las plantas creciendo sobre un sustrato de compost, formado por 3 partes de compost y una parte de suelo. Este suelo fue una mezcla de 3 partes de suelo esterilizado y una parte de arena. En adición a esto se aplicó mensualmente 100 mL de una solución 6% V/V de ácido húmico en forma de "drench", a cada maceta de este tratamiento.

Tratamiento (T3). Aplicación del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. (4 gramos de inóculo por maceta), al inicio de la segunda etapa, en macetas de las plantas creciendo sobre un sustrato de suelo esterilizado y arena, en una proporción de 3:1 respectivamente. En adición a esto se aplicó mensualmente 100 mL de una solución 6% V/V de ácido húmico en forma de "drench", a cada maceta de este tratamiento.

Tratamiento (T4). En este tratamiento se realizó la aplicación del hongo endomicorrízico *Glomus* sp. (4 gramos de inóculo por maceta), al inicio de la segunda etapa, en macetas de las plantas creciendo sobre un sustrato de compost, formado por 3 partes de compost y una parte de suelo. Este suelo fue una mezcla de 3 partes de suelo esterilizado y una parte de arena.

Tratamiento (T5). En este tratamiento las plantas crecieron sobre un sustrato de suelo esterilizado y arena, en una proporción de 3:1 respectivamente. En adición a esto se aplicó mensualmente 100 mL de una solución 6% V/V de ácido húmico en forma de "drench" a cada maceta de este tratamiento.

Tratamiento (T6). Este tratamiento fue el testigo, en el cual las plantas crecieron en un sustrato formado por suelo y arena esterilizados, formando una mezcla de proporción de 3:1 respectivamente.

3.1.3 Composición y abreviaturas de los tratamientos en invernadero

TRATAMIENTOS	ABREVIATURA	COMPOSICIÓN
T1	(T1) Mic + Suelo	Endomicorriza <i>Glomus</i> sp. + suelo estéril
T2	(T2) Mic+Compost +Ahum	Endomicorriza <i>Glomus</i> sp. + compost* + ácido húmico*
T3	(T3) Mic +Ahum	Endomicorriza <i>Glomus</i> sp. + ácido húmico
T4	(T4) Mic + Compost	Endomicorriza <i>Glomus</i> sp. + compost
T5	(T5) Ahum	Ácido húmico
T6	(T6) Suelo (Testigo)	Testigo (Suelo estéril)
T7	(T7) Compost	Compost

*Compost y ácido húmico = sustratos orgánicos composición química en (Anexo 2 y 3)
 Mic= endomicorriza *Glomus* sp.
 Ahum= Acido húmico

3.1.4 Unidad experimental del experimento en invernadero

La unidad experimental fue cada planta de banano cv. 'Gran Enano', creciendo en una maceta de 3 kg donde se aplicaran los diferentes tratamientos.

3.1.5 Diseño del experimento en invernadero

Se utilizó un diseño irrestricto al azar con 10 repeticiones por tratamiento, teniendo 7 tratamientos. Este tipo de diseño es adecuado para las condiciones de invernadero, por existir pocas fuentes de variabilidad.

3.1.6 Modelo lineal aditivo que describe el diseño del experimento

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = es una observación en el i-ésimo tratamiento en la j-ésima repetición

μ = es la media general

τ_i = es el efecto del i-ésimo tratamiento

ε_{ij} = es el error experimental del experimento del tratamiento i en la repetición j

3.1.7 Variables de respuesta del experimento en invernadero

Al final de la tercera etapa se midieron las siguientes variables biométricas:

- ◆ Crecimiento: altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, peso fresco total y materia seca total.
- ◆ Peso de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta. (Método de determinación explicado en Anexo 6)
- ◆ % de micorrización y número de esporas de *Glomus* sp. por 100 gramos de suelo (Métodos de tinción de raíces y extracción de esporas del suelo, explicados en Anexos 7 y 8 respectivamente)
- ◆ Determinación de la población de *R. similis* por 100 gramos de raíz (Método de extracción explicado en el Anexo 9).

3.1.8 Transformaciones de valores originales de las variables de respuesta

Para las variables de respuesta Número de esporas/100 gramos de suelo y *R. similis*/100 gramos de raíz, se transformarían los valores originales por medio de la fórmula $\log_{10}(x+1)$. Para el porcentaje de colonización micorrícica y el peso de raíz funcional se utilizó la fórmula $(\text{valor inicial} + 0.5)^{1/2}$. Para el porcentaje de raíz muerta se utilizó la fórmula

$$\% \text{ Raíz muerta} = \left[\frac{\text{Peso fresco de raíces necrosadas} \times 100}{\text{Peso fresco de raíz total}} \right]^{1/2} + 0.5.$$

3.1.9 Análisis de varianza y comparación de medias de los tratamientos en invernadero

El análisis de varianza se realizó una vez finalizado el experimento y se utilizó el procedimiento GLM (General Linear Models Procedure) del programa estadístico SAS, y se aplicó para todas las variables de respuesta en todos los tratamientos. Para comparar las medias de los tratamientos se utilizó la prueba de Tukey ($p < 0.05$).

3.2 Segunda parte de la investigación, experimento en plantación comercial

La segunda parte de la investigación fue un experimento ubicado en una de las fincas bananeras de la Zona Atlántica de Costa Rica, Siquirres, Provincia de Limón, a 10° 12' de latitud y 83° 29' de longitud y a una altitud de 15 metros sobre el nivel del mar. La finca en mención recibió una precipitación de 4790.6 mm de lluvia anuales, tuvo una temperatura promedio mensual de 24.9 °C, con una temperatura mínima promedio mensual de 21.5 °C y una temperatura máxima promedio mensual de 29.7°C. El porcentaje de humedad relativa promedio mensual fue de 84.5% y la evapotranspiración promedio mensual fue de 3.10 mm. Se registró también un promedio de horas luz por mes de 124.5. La información climatológica se obtuvo durante los 12 meses que duró el experimento.

3.2.1 Parcela experimental

La parcela experimental estuvo constituida por 4 plantas, ubicadas dentro de 400 m² los cuales abarcaron un total de 72 plantas. Las parcelas estuvieron ubicadas en un área dedicado al cultivo de banano durante treinta años, el suelo de las parcelas (Anexo 15), está es de textura arcillosa y se clasificó taxonómicamente como Aquertic Eutrudept. La finca donde se encontraban las parcelas estuvo manejada agronómicamente con los paquetes tecnológicos estándares de plantaciones bananeras; en cuanto a control de plagas, malezas, enfermedades, manejo de la fertilización, deshija, deshoje y mantenimiento de drenajes. Las parcelas de todos los tratamientos no recibieron aplicaciones de nematicidas en 5 meses previos al inicio del experimento. Complementariamente todos los tratamientos no mostraron diferencias significativas ($p=0.9156$) en cuanto a la población de *R. similis*/100 de raíces cuando se inició el experimento.

3.2.2 Diseño del experimento

El diseño experimental usado, fue bloques completos al azar con 3 replicas por tratamiento.

3.2.3 Descripción de los tratamientos del experimento en plantación comercial

TRATAMIENTOS	DESCRIPCIÓN
1	1 Kilogramo de compost + 10 gramos de <i>Glomus</i> sp./planta/mes
2	1 Kilogramo de compost /planta/mes
3	1 Kilogramo de gallinaza + 10 gramos de <i>Glomus</i> sp./planta/mes
4	1 Kilogramo de gallinaza /planta/mes
5	1 Kilogramo de bokashi + 10 gramos de <i>Glomus</i> sp./planta/mes
6	1 Kilogramo de bokashi/planta/mes
7	Rotación de nematicidas químicos/cuatrimestre
8	Testigo Absoluto

El hongo *Glomus* sp. fue aplicado a razón de 10 gramos de inóculo por planta, el inóculo fue suelo proveniente de macetas con plantas trampa (*Brachiaria* sp.), las cuales se utilizaron para reproducir esporas del hongo, el inóculo utilizado contenía 120 esporas del hongo por cada 20 gramos de suelo.

3.2.4 Arreglo y diseño de los tratamientos

El estudio consistió en la aplicación de 3 tipos de enmiendas orgánicas, el compost (Anexo 18), la gallinaza y el bokashi (Anexo 17) y una rotación de nematicidas químicos (Furadan 10G 35g/planta, Nematicur 10G 40g/planta, Counter 10G 30g/planta) aplicada trimestralmente.

La generación de los tratamientos estuvo basada en un arreglo factorial donde se tienen los factores y niveles. Para este estudio se analizó lo siguiente:

FACTORES	NIVELES
A) ENMIENDAS	(Compost, Gallinaza y Bokashi)
B) ENDOMICORRIZA <i>Glomus</i> sp.	(Con y sin endomicorriza)

El arreglo factorial fue un 3x3x2, montado en bloques completos al azar. Consistió en tres bloques, un factor de enmiendas orgánicas con tres niveles: (compost = 1Kg de compost/planta/mes), (gallinaza 1 Kg/planta/mes) y (bocashi=1 Kg/planta/mes). Un factor es la endomicorriza *Glomus* sp. con dos niveles: (Con endomicorriza, 10 gramos de inóculo/planta/mes y sin endomicorriza). En total el arreglo factorial contiene 18 unidades experimentales.

3.2.5 Análisis estadístico del experimento en plantación comercial

Para analizar esta parte del experimento se realizaran dos procedimientos:

a) Primero se estudiaron las interacciones entre los factores enmiendas orgánicas y la endomicorriza, para esto se realizó el análisis de varianza y se probó por medio de la prueba de Tukey ($p < 0.05$) la significancia de los efectos principales de los factores antes mencionados. A su vez se utilizó el procedimiento lsmeans para probar la significancia de la interacción enmiendas x endomicorriza.

En este procedimiento no se consideró los tratamientos 7 y 8 que son los testigos, los cuales se los analizó posteriormente con todos los tratamientos por medio de contrastes y a través de diseño en bloques completos al azar.

<u>Fuente de Variación</u>	<u>Grados de Libertad</u>
Bloques	$b-1 = 2$
Enmiendas	$e-1 = 2$
Endomicorriza	$h-1 = 1$
Enmiendas x Endomicorriza	$(e-1)(h-1) = 2$
Error experimental	$(b-1)(eh-1) = 10$
Total	$beh-1 = 17$

El análisis de varianza se puede representar cualitativamente mediante el modelo:

$$Y_{ijk} = \mu + b_i + e_j + h_k + eh_{jk} + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} : es una observación de la repetición i -ésima bajo el efecto de la enmienda j y la endomicorriza k .

μ : es la media general

b_i : es el efecto del bloque i

e_j : es el efecto de la enmienda j

h_k : es el efecto de la endomicorriza k

eh_{jk} : es el efecto de la interacción enmienda j por endomicorriza k

ϵ_{ijk} : es el error experimental

b) El segundo procedimiento de análisis fue por medio de la comparación de grupos de tratamientos, usando contrastes ortogonales entre los tratamientos, en este procedimiento si se analizan todos los tratamientos incluidos el 7 y 8 (testigos).

El análisis de varianza es el siguiente:

<u>Fuente de Variación</u>	<u>Grados de Libertad</u>
Bloques	$b-1= 2$
Tratamientos	$t-1=7$
Error experimental	$(t-1)(b-1)= 14$
Total	$bt-1= 23$

El análisis de varianza se puede representar cualitativamente mediante el modelo:

$$Y_{ij} = \mu + b_j + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = es una observación del tratamiento i en la parcela o repetición j

μ = es la media general

τ_i = es el efecto del i -ésimo tratamiento

b_j = es el efecto del bloque o repetición j -ésima

ε_{ij} = es el error de medición cometido del tratamiento i -ésimo en la parcela o unidad experimental j -ésima

3.2.7 Variables de respuesta del experimento en plantación comercial

3.2.7.1 Población de nemátodos

Se realizaron muestreos mensuales al sistema radicular (100 gramos de raíces) durante 12 meses. Se tomaron 3 muestras de cada tratamiento (una por cada repetición). Cada muestra se formó a partir de 4 submuestras (4 plantas), obtenidas dentro de los 400 m². El muestreo fue aleatorizado obteniendo las raíces de las plantas que estaban recién florecidas, la muestra se obtuvo utilizando un palín y se extrajo un volumen de suelo de 5 dm³, acarreado los primeros 30 cm de profundidad; el orificio fue realizado junto al cormo, entre la planta madre y su retoño de sucesión. El método de extracción y determinación de nemátodos que fue utilizado se explica en el Anexo 12. La transformación de los valores originales de población de *R. similis* fue: $R. similis/100 \text{ gramos de raíz} = \log_{10}(x + 1)$

3.2.7.2 Cantidad de raíces funcionales

Esta determinación consistió en evaluar el sistema radicular y separar las raíces funcionales o sanas (sin síntomas de ataque y sin necrosis), de las raíces necrosadas que se les denominó "raíces muertas". Se pesó en las raíces funcionales en gramos por cada muestra de cada tratamiento. Se realizó el muestreo igual que la población de nemátodos, ya que de esas mismas raíces, se determinó las cantidad de raíces funcionales. La transformación de los valores originales de raíces funcionales fue: $\text{Peso en gramos de raíz funcional} = (x + 0.5)^{1/2}$.

3.2.7.3 Porcentaje de raíces muertas

Para determinar el porcentaje de raíces muertas, se procedió igual que en la determinación de la cantidad de raíces funcionales, en esta vez se pesaron la totalidad de raíces necrosadas. El porcentaje de raíces muertas se obtuvo en base al peso total de raíces frescas obtenido de cada muestra. La transformación de los valores originales fue:

$$\% \text{ de raíces muertas} = \left[\frac{\text{Peso fresco de raíces necrosadas} \times 100}{\text{Peso fresco de raíz total}} \right]^{1/2} + 0.5$$

3.2.7.4 Peso del racimo y número de manos

Las mediciones del peso del racimo (incluido el raquis) y el números de manos (desmane de mano falsa más dos) se realizó conforme transcurría el experimento y se evaluaron semanalmente los racimos obtenidos en cada repetición de los 8 tratamientos, no obstante se utilizó los datos de los últimos 4 meses del tiempo de duración del experimento, con el fin de obtener un efecto acumulado de los tratamientos aplicados desde hacía 8 meses atrás. Los pesos del racimo se correlacionaron con la población de nemátodos, porcentaje de raíces funcionales, los tratamientos aplicados y la producción.

3.2.7.5 Crecimientos biométricos de las unidades de producción (planta madre y retoño)

Se realizaron mediciones semanales de la circunferencia de la planta madre y la altura de su retoño de sucesión, al mismo tiempo que se realizaba la cosecha de los racimos en las repeticiones de cada tratamiento.

3.2.7.6 Porcentaje de micorrización en el sistema radical de las plantas de banano en plantación comercial

Se determinó el porcentaje de micorrización en el sistema radical de las plantas de banano, con el objetivo de ir evaluando la micorrización conforme se realizaban las aplicaciones de los tratamientos a través del tiempo. Se determinó realizará un porcentaje de micorrización general, es decir se evaluó la colonización radical del conjunto de hongos micorrícicos nativos., sin llegar a identificar cual de estos simbioses tuvo determinado porcentaje de micorrización. Se realizaron dos muestreos del sistema radicular de las plantas en todos los tratamientos el primero a los 9 meses de iniciado el experimento y el segundo al culminar el mismo. Se obtuvieron pelos radicales provenientes de las raíces extraídas en los muestreos para realizar la determinación de nemátodos. El método de tinción de las raíces micorrizada se explica en el Anexo 7.

La transformación de los valores originales fue: % de colonización $(x + 0.5)^{1/2}$

3.2.8 Descripción del ataque del patógeno a través del tiempo

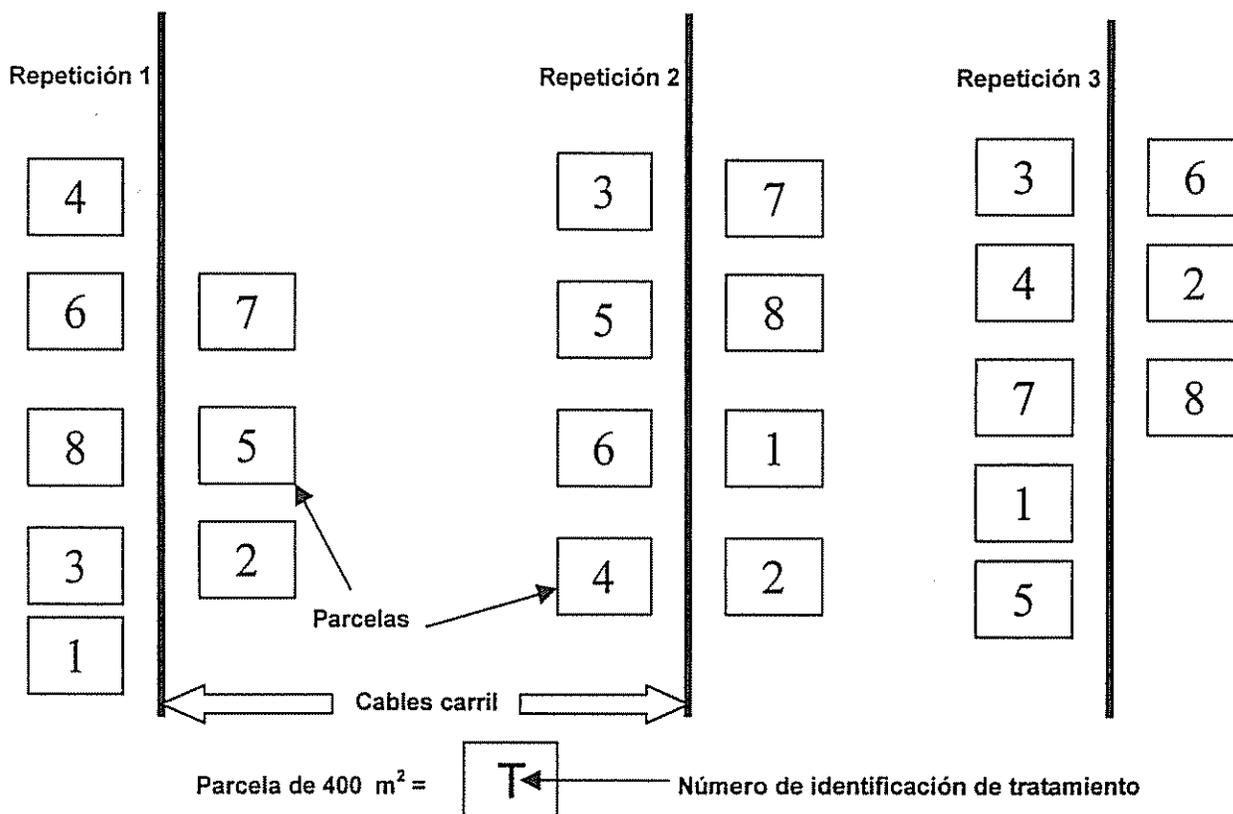
Para describir el progreso del organismo patógeno *R. similis* a través del tiempo, se utilizó la técnica de área bajo la curva del progreso del patógeno. Para esto se realizaron mediciones mensuales de las variables: población de *R. similis*/100 gramos de raíz, porcentaje de raíz muerta y cantidad de raíz funcionales.

3.2.9 Correlaciones entre las variables de respuesta

Se realizó un análisis de correlación entre las variables de respuesta, con el objetivo de establecer las posibles relaciones directas entre las mismas, se determinó la fuerza de relación entre las variables calculando el coeficiente de correlación. Se utilizó el procedimiento Corr del programa SAS.

3.2.10 Arreglo de los tratamientos en el campo

Las parcelas experimentales se las ubicó en una finca establecida y en plena producción, se delimitaron las parcelas utilizando cuerdas y estacas en los extremos, para marcar los 400 m² de extensión de cada parcela. A continuación se muestran los tres bloques o repeticiones con la distribución aleatorizada de todos los tratamientos.



4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en los dos experimentos, tanto el de invernadero como el de la plantación comercial se discutirán por separado, a continuación se presentan los datos del experimento de invernadero.

4.1 Variables de respuesta en el experimento de invernadero

4.1.1 Altura y diámetro del pseudotallo

Al final del experimento en invernadero (210 días después de la siembra), se midió la altura de las plantas y diámetro de pseudotallo en todos los tratamientos, y el análisis de varianza mostró que existieron diferencias altamente significativas entre los tratamientos ($p=0.0001$) con respecto a estas variables.

Analizando las diferencias entre las medias, de los respectivos tratamientos mediante la prueba de Tukey, se verificó que la endomicorriza *Glomus* sp., no tuvo influencia sobre las variables de altura y diámetro de pseudotallo, cuando actuó bajo tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional. Las plantas micorrizadas que crecieron bajo tratamientos con sustratos de mayor nivel nutricional, mostraron mayores alturas y diámetro de pseudotallo (Cuadro 1), estos resultados no se podrían atribuir a la acción de *Glomus* sp. ya que éste, no mostró su eficacia cuando actuó bajo tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional.

De lo dicho anteriormente, se podría indicar entonces que la mayor ganancia en altura y diámetro de pseudotallo, son atribuibles al mayor contenido nutricional de los sustratos en los tratamientos. En las Figuras 3 y 4 (altura y al diámetro de pseudotallo de las plantas respectivamente), se puede observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p>0.05$).

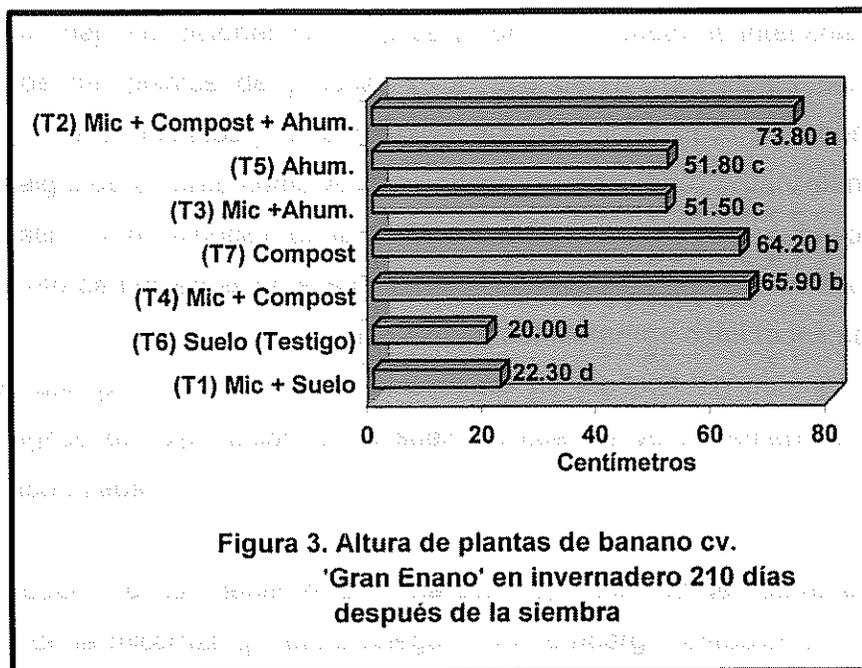


Figura 3. Altura de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra

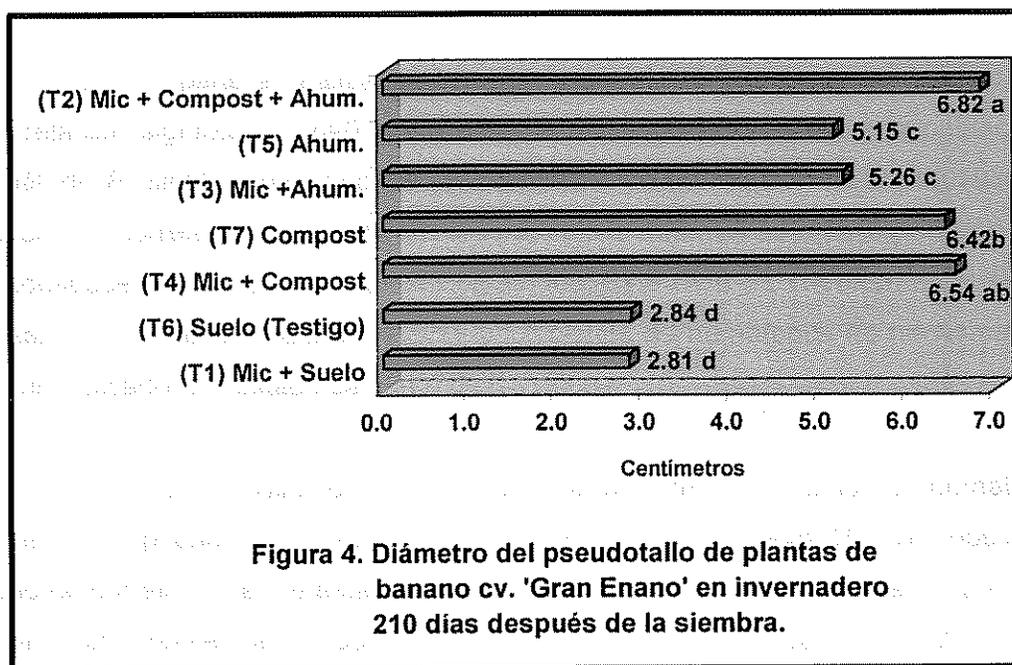


Figura 4. Diámetro del pseudotallo de plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.

Verificando los resultados obtenidos, se debe considerar que es un experimento bajo condiciones controladas y con pocos factores interviniendo sobre la rizosfera de las plantas de prueba, como son organismos, tales como bacterias solubilizadoras de fosfatos y nitratos, otras hongos micorrícicos y fitonemátodos. Sin embargo algunos autores como Azcon-Aguilar y Barea (1997), han manifestado que puede existir una disminución de la simbiosis entre la micorriza y su hospedante, ante el incremento de nutrientes en el suelo. Esto tiene algunas interpretaciones lógicas, ya que la función de simbiosis de la micorriza es aumentar las cantidades adicionales de nutrientes que por algunas razones las raíces no los pueden obtener, por ejemplo menor longitud de exploración en el suelo, lo cual se ve incrementado al estar las plantas micorrizadas.

Alrededor de las raíces existió una alta disponibilidad de nutrientes, por lo que la función de la micorriza quedaría relegada. Sin embargo, estudios más exhaustivos con mayor diversidad de biotas rizosféricas y en sustratos con diferentes niveles nutricionales, podrían revelar la verdadera efectividad de determinado hongo micorrícico puesto a prueba.

Por otra parte al realizar el estudio de correlación se encontró que no existió una relación significativa ($p=0.1086$) entre la altura de las plantas y la población del nemátodo *R. similis*, obteniéndose un coeficiente de correlación bajo ($r=0.19345$), no obstante la correlación con respecto al % de raíces muertas es más importante ya que es consecuencia del ataque de los nemátodos. Este dato es importante considerarlo en estudios posteriores donde la altas poblaciones de nemátodos no necesariamente son un indicador del estado sanitario de las raíces.

En cambio si existió correlación significativa entre la población de nemátodos y diámetro de pseudotallo ($p=0.0265$) y ($r=0.26527$), ver (Anexo 10). No obstante el grado de correlación entre estas variables dependerán también de otros factores como niveles nutricionales de los sustratos (mayor absorción de agua y nutrientes), acción conjunta de varios microorganismos en la biota rizosférica de las plantas, tales como patógenos y agentes antagonistas a estos, como son los hongos micorrícicos, sin embargo por el alcance de este experimento no se puede generalizar en este sentido, porque hay pocos de estos factores influyentes.

Cuando se determinaron las correlaciones de la altura con las otras variables de crecimiento como son el número de hojas, el peso fresco total, materia seca total y peso de raíces funcionales, se encontró que estas se correlacionaron significativamente ($p=0.0001$) y de forma directa, con altos coeficientes de correlación positivos entre ellas (Anexo 10), de igual forma ocurrió con el diámetro de pseudotallo.

Cuando se analizó la correlación entre la altura y el porcentaje de raíces muertas, se encontró una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.53643$). Lo mismo ocurrió para el diámetro de pseudotallo, ($p=0.0001$) y ($r=-0.58013$). Con esto se puede interpretar que a mayor porcentaje de raíces muertas, tanto la altura y diámetro de pseudotallo se vieron disminuidos bajo las condiciones de este experimento, esto debido obviamente a la poca absorción de nutrientes por las raíces en mal estado fitosanitario, así Kozlowski (1978) manifiesta que las enfermedades de la raíz, al principio decrecen la absorción de agua y minerales; una vez disminuida la absorción de agua, subsecuentemente se origina el cierre de estomas, reduciéndose la producción y traslocación de carbohidratos y finalmente se reduce el suplemento de reguladores de crecimiento. Es importante enfatizar que el impacto fisiológico de un ataque localizado de un patógeno (en este caso el nemátodo *R. similis*) en una parte de la planta, usualmente es transmitido hacia órganos y tejidos distantes, lo cual afectaría a la planta entera.

Al analizar las correlaciones entre las variables de porcentaje de colonización del hongo micorrícico, con las variables de la altura y diámetro de pseudotallo, se encontró que no existieron correlaciones significativas ($p=0.9023$) para altura y ($p=0.8914$) para diámetro de pseudotallo, sin embargo si existieron correlaciones significativas ($p=0.0288$) para altura y ($p=0.0343$) para diámetro de pseudotallo, cuando se correlacionó con el número de esporas. Estas correlaciones parecerían contradictorias, es decir encontrar que no hubo correlación entre la altura, diámetro de pseudotallo con el porcentaje de colonización, pero si la hubo con el número de esporas del hongo micorrícico. No obstante tampoco existió correlación significativa ($p=0.3392$) entre el número de esporas y el porcentaje de colonización, lo cual también ha sido reportado en otros estudios como el de Porter (1979).

4.1.2 Número de hojas

Al comparar las medias de los tratamientos, se observó que la endomicorriza no surtió un efecto en cuanto al número de hojas en los tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional como T1 y T6, T4 y T7, T3 y T5. De igual forma, no lo hizo cuando se compararon tratamientos con sustratos de diferente nivel nutricional como T3 y T4. Por otra parte el tratamiento T2 micorrizado, con mayor nivel nutricional, mostró mayor número de hojas que todos los tratamientos (Cuadro 1), sin embargo no se observó diferencias significativas con los demás tratamientos, excepto el T6 y T1 de menor nivel nutricional.

El número de hojas debería estar más relacionado con los factores que influyen en el crecimiento de las plantas de banano, como son la disponibilidad de nutrientes y agua en el suelo, sin embargo en este estudio la endomicorriza *Glomus* sp. no fue influyente con esta variable, debido a que cuando actuó en tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional no aumentó la emisión foliar.

Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Jaizme-Vega, *et al* (1997), los cuales probaron la endomicorriza *Glomus mosseae*, en plantas de banano 'Gran Enano' creciendo en macetas con sustratos de diferentes niveles de fertilización fosforada y bajo el ataque del nemátodo *M. incogita*. Ellos no encontraron diferencias significativas en cuanto al número de hojas, al comparar los tratamientos con niveles altos o bajos de fósforo. No obstante ellos usaron fertilización química convencional (NO_3 , HNO_3 , K_2SO_4 en los sustratos de los tratamientos) mientras que en esta investigación los tratamientos estaban conformados por sustratos orgánicos como el compost y el ácido húmico de altos contenidos nutricionales.

Analizando las correlaciones entre el número de hojas y las otras variables de crecimiento como altura, diámetro de pseudotallo, peso fresco total, materia seca total y peso de raíz funcional, se encontró que existió correlaciones significativas ($p=0.0001$) y coeficientes de correlación altos (Anexo 10). Existió también una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.45347$) cuando se relacionó a las variables número de hojas y % de raíces muertas, esto debido a la relación de mayor crecimiento y emisión foliar cuando existe un sistema radicular funcional. Por otra parte no existió correlación significativa con las variables, número de esporas del

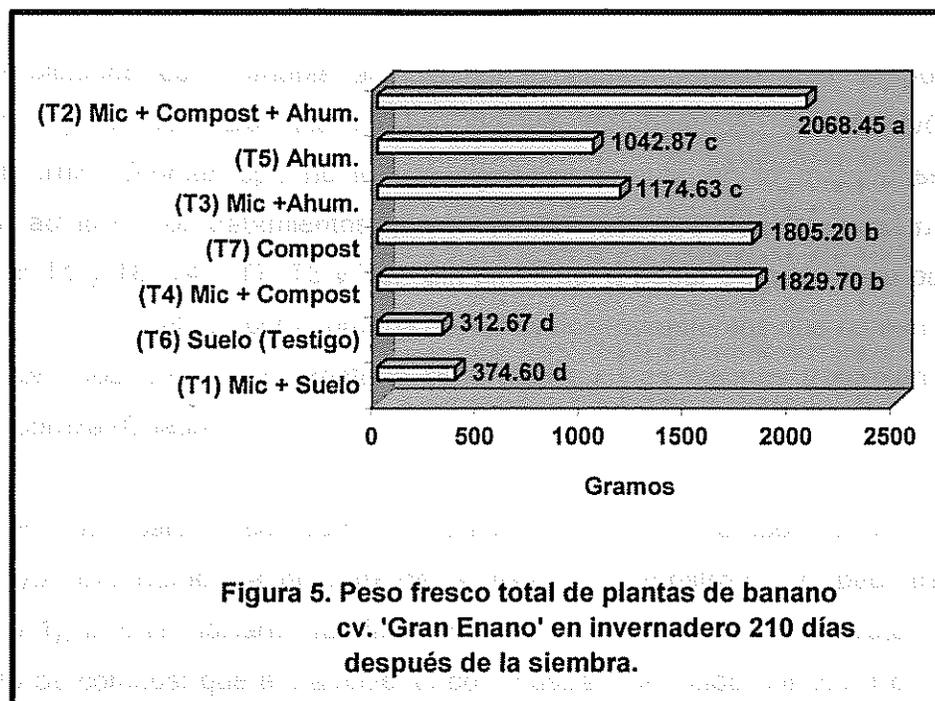
hongo endomicorrícico ($p=0.5232$) y porcentaje de colonización radical ($p=0.8786$) y de igual forma con la población de nemátodos ($p=0.0638$). No obstante las variables que más interesa correlacionar, es el porcentaje de raíces muertas y el peso de raíces funcionales con las variables de crecimiento, ya que son la resultante del ataque de los nemátodos, de la protección que ofrece el hongo micorrícico y del vigorizamiento de las raíces por parte de los niveles nutricionales de los sustratos utilizados.

4.1.3 Peso fresco total

Una vez finalizado el experimento (210 días después de la siembra), se determinó el peso fresco total (pseudotallo, hojas y raíces) en todos los tratamientos. Al comparar las medias de los tratamientos se observó que la endomicorriza *Glomus* sp., no influyó significativamente en el peso fresco total cuando actuó en los tratamientos que contenían sustratos de igual nivel nutricional, como en T1 y T6, T4 y T7, T3 y T5. Sin embargo, a pesar de que no se observaron diferencias significativas por la prueba de Tukey, los tratamientos que contenían a este simbiote, mostraron mayor peso fresco total que los mismos tratamientos sin la endomicorriza (Cuadro 1).

Por otra parte al comparar los tratamientos T3 y T4 ambos micorrizados pero con mayor nivel nutricional de parte de T4, este último mostró mayor peso fresco total (Cuadro 1). Por otra parte también se encontró mayor peso fresco total al comparar el tratamiento T2 micorrizado y con mayor nivel nutricional que el tratamiento T4 micorrizado pero con menor nivel nutricional. El tratamiento T2 también fue superior al tratamiento T7 sin micorrizar y de menor nivel nutricional.

Luego de verificar todas las diferencias entre los tratamientos, se encontró que las plantas obtuvieron mayor peso fresco total en los tratamientos con mayor nivel nutricional, sin embargo estos mismos tratamientos, pero micorrizados, mostraron mayor peso fresco que los no micorrizados, aunque la prueba de Tukey, no detectó diferencias significativas. En este sentido, Azcon-Aguilar y Barea (1997) mencionan que la efectividad de las micorrizas (simbiosis), se ve disminuida por el incremento de los nutrientes en el suelo. En la Figura 5 se pueden observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p>0.05$).



En cuanto a las correlaciones entre el peso fresco total obtenido y las otras variables de crecimiento como la altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, materia seca total y peso de raíz funcional, se encontró que existen correlaciones significativas ($p=0.0001$) y coeficientes de correlación altos (Anexo 10). Existió también una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.57546$) cuando se relacionó a las variables de peso fresco total y % de raíces muertas, esto debido a la relación de mayor crecimiento y ganancia de biomasa cuando existe un sistema radicular funcional. Por otra parte si existió correlación significativa con la variable, número de esporas del hongo endomicorrícico ($p=0.0046$), aunque la fuerza de la relación fue baja ($r=0.4392$). No ocurrió así con el porcentaje de colonización radical ($p=0.9334$).

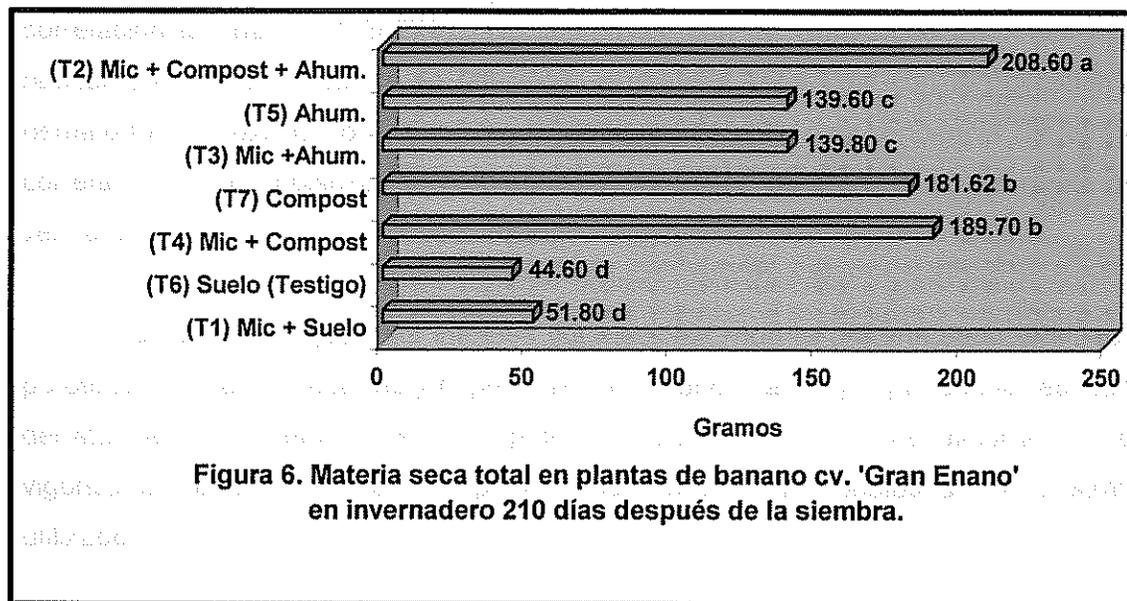
Cuando se relacionó peso fresco total con la población de nemátodos, no existió correlación significativa ($p=0.1448$), esta tendencia de falta de correlación entre población de nemátodos y variables de crecimiento se repite nuevamente. Las variables que más interesa correlacionar, con el peso fresco total, es el porcentaje de raíces muertas y el peso de raíces funcionales, ya que son la resultante del ataque de los nemátodos, de la protección que ofrece el hongo micorrícico y del vigorizamiento de las raíces por parte de los niveles nutricionales de los sustratos utilizados.

4.1.4 Materia seca total

Analizando esta variable al final del experimento (210 días después de la siembra), y al comparar las medias de los tratamientos, se observó que la endomicorriza *Glomus* sp., no influyó significativamente en la materia seca total, cuando actuó en los tratamientos que contenían sustratos de igual nivel nutricional, como en T1 y T6, T4 y T7, T3 y T5. Sin embargo, a pesar de que no se observaron diferencias significativas por la prueba de Tukey, los tratamientos que contenían a este simbionte, mostraron mayor materia seca total que los mismos tratamientos sin la endomicorriza (Cuadro 1).

Por otra parte al comparar los tratamientos T3 y T4 ambos micorrizados pero con mayor nivel nutricional de parte de T4, este último mostró mayor peso fresco total (Cuadro 1), lo que indicaría que la endomicorriza actuó mejor en el tratamiento con sustrato de compost que el tratamiento con sustrato de ácido húmico. Por otra parte también se encontró mayor materia seca total al comparar el tratamiento T2 micorrizado y con mayor nivel nutricional que el tratamiento T4 micorrizado pero con menor nivel nutricional. El tratamiento T2 también fue superior al tratamiento T7 sin micorrizar y de menor nivel nutricional.

Luego de verificar todas las diferencias entre los tratamientos, se encontró que las plantas obtuvieron mayor materia seca total en los tratamientos con mayor nivel nutricional, sin embargo estos mismos tratamientos, pero micorrizados, mostraron mayor peso fresco que los no micorrizados, aunque la prueba de Tukey, no detectó diferencias significativas. En este sentido, Azcon-Aguilar y Barea (1997) mencionan que la efectividad de las micorrizas (simbiosis), se ve disminuida por el incremento de los nutrientes en el suelo. En la Figura 6 se pueden observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p > 0.05$).



Jaizme-Vega (1998) estudiando al hongo micorrícico *Glomus mosseae*, bajo niveles altos y bajos de fósforo, y con la acción de *M. incognita* sobre plantas de banano creciendo en macetas, no encontró diferencias en cuanto al peso seco ganado por la planta, al comparar los dos niveles de fósforo usados en la fertilización.

Los resultados obtenidos en la presente investigación, en cuanto a la poca influencia de la endomicorriza *Glomus* sp. actuando en sustratos de igual nivel nutricional, y a la mayor influencia de los sustratos con mayor nivel nutricional, están relacionados con lo encontrado por Sieverding (1991), en cuanto a que el efecto promotor de las micorrizas se manifiesta en un determinado nivel de fertilidad de suelo.

En cuanto a las correlaciones entre la materia seca total obtenida y las otras variables de crecimiento como la altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, materia seca total y peso de raíz funcional, se encontró que existen correlaciones significativas ($p=0.0001$) y coeficientes de correlación altos (Anexo 10). Existió también una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.56099$) cuando se relacionó a las variables de materia seca total y % de raíces muertas, esto debido a la

relación de mayor crecimiento y ganancia de biomasa, cuando existe un sistema radicular funcional. Por otra parte si existió correlación significativa con la variable, número de esporas del hongo endomicorrícico ($p=0.0214$), aunque el coeficiente de correlación fue bajo ($r=0.36276$). No ocurrió así con el porcentaje de colonización radical ($p=0.8256$). Cuando se relacionó la materia seca total con la población de nemátodos, no existió correlación significativa ($p=0.1337$), esta tendencia de falta de correlación entre población de nemátodos y variables de crecimiento se repite otra vez, ahora fue con la materia seca total.

Las variables que más interesa correlacionar, con la materia seca total, es el porcentaje de raíces muertas y el peso de raíces funcionales, ya que son la resultante del ataque de los nemátodos, de la protección que ofrece el hongo micorrícico y del vigorizamiento de las raíces por parte de los niveles nutricionales de los sustratos utilizados.

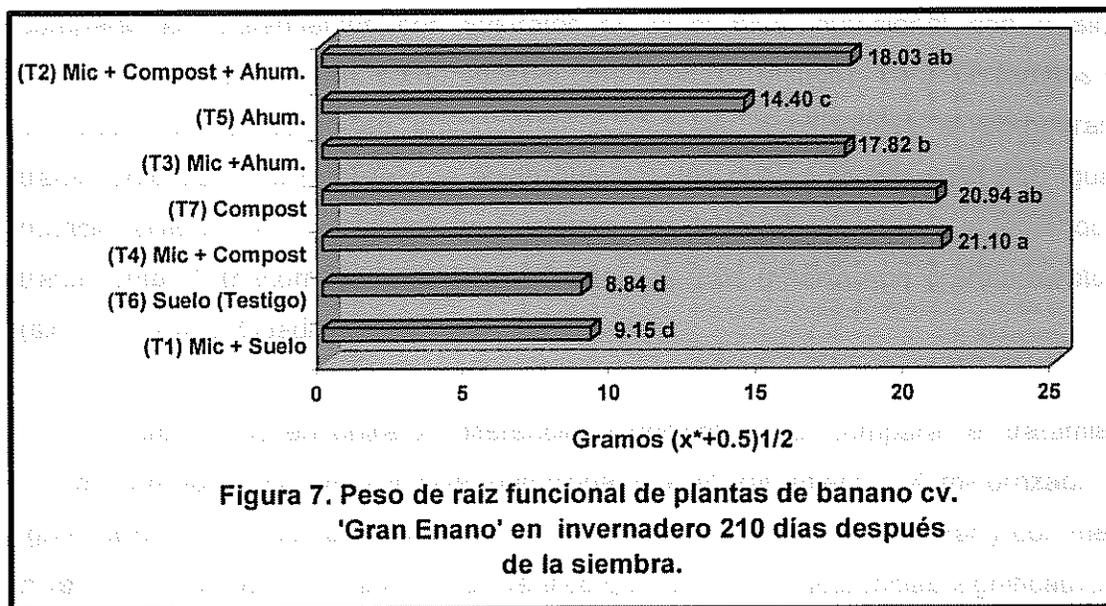
4.1.5 Peso de raíz funcional

Analizando esta variable en todos los tratamientos, se encontró que la endomicorriza *Glomus* sp., no influyó en el peso de raíz funcional cuando actuó en tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional (compost), como el T4 y T7; no obstante la endomicorriza si ejerció un efecto cuando actuó en los tratamientos con sustrato de ácido húmico T3 y T5, mostrando mayor peso de raíz funcional el tratamiento T3 el cual fue micorrizado (Cuadro 1). Esto se puede atribuir a que la endomicorriza cumple un mejor efecto en un cierto nivel de fertilidad de suelo, ya que cuando actuó en presencia de un sustrato altamente nutritivo, como el compost, no mostró diferencias; lo mismo ocurrió cuando actuó en presencia de un sustrato muy pobre como el suelo estéril (T6). Pero cuando actuó en presencia de un sustrato intermedio nutricionalmente, como lo fue en el ácido húmico del tratamiento T3 y T5, si influyó en el peso de raíz funcional. Estos resultados concuerdan con lo encontrado por Sieverding (1991), en cuanto a que el efecto promotor de las micorrizas se manifiesta en un determinado nivel de fertilidad de suelo.

No obstante el tratamiento T4 con sustrato de mayor nivel nutricional, mostró mayor peso de raíz funcional (Cuadro 1) que el tratamiento T3, de menor nivel

nutricional, ambos tratamientos micorrizados. Lo mismo ocurrió con el tratamiento T2 comparado con los tratamientos T4 y T7 con menor nivel nutricional. En este sentido, los tratamientos con mayor nivel nutricional obtuvieron, mayor peso de raíz funcional. También se verificó que los tratamientos micorrizados mostraron mayores medias que los no micorrizados, aunque sin diferencias significativas por Tukey, excepto para los tratamientos T3 y T5 ambos con igual nivel nutricional pero T5 sin micorrizar.

Al encontrar diferencias significativas entre T3 y T5, y no entre T4 y T7, ni T1 y T6, se verifica lo encontrado por Sieverding (1991), que a mayor nivel nutricional de los sustratos menor es el efecto simbiótico de la micorriza para contribuir con el desarrollo. En la Figura 7 se pueden observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p > 0.05$).



*Valor original del peso de raíz funcional.

En cuanto a las correlaciones entre el peso de raíz funcional y las otras variables de crecimiento como la altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, peso fresco total, materia seca total, se encontró que existen correlaciones significativas ($p=0.0001$) y coeficientes de correlación altos (Anexo 10). Existió también una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.84135$) cuando se relacionó a las variables de pesos de raíz funcional y % de raíces muertas, es decir

que cuando aumentó el % de raíces muertas disminuyó el peso de raíz funcional o viceversa. Esto se podría relacionar también a cualquier patógeno del suelo que cause daño a las raíces, como el caso de la población de *R. similis*, que esta vez si se correlacionó significativamente ($p=0.0023$) con el peso de raíz funcional, aunque la fuerza de correlación fue baja ($r=0.35832$).

Por otra parte no existió correlación significativa con la variable, número de esporas del hongo endomicorrízico ($p=0.4561$). De igual forma ocurrió con el porcentaje de colonización radical ($p=0.7546$).

4.1.6 Porcentaje de raíz muerta

Verificando la variable de porcentaje de raíz muerta en todos los tratamientos, se encontró que no existió diferencias significativas por la prueba de Tukey, al comparar los tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional con y sin la endomicorriza *Glomus* sp. como sucedió con T1 y T6 (testigo), T4 y T7 (ambos con compost); sin embargo se encontraron diferencias significativas al comparar el tratamiento T5 y T3 (ambos con ácido húmico), los cuales tenían sustratos iguales nutricionalmente en presencia y ausencia de la endomicorriza, obteniendo el tratamiento T3 (micorrizado), menor porcentaje de raíz muerta que el tratamiento T5 (sin micorrizar), (Cuadro 1).

También se encontraron diferencias significativas al comparar el tratamiento T2, micorrizado y con mayor nivel nutricional que el tratamiento T4 micorrizado. De igual forma ocurrió con el tratamiento T2 y el tratamiento T7 sin micorrizar y con menor nivel nutricional que T2. También se verificó que no existió diferencias significativas al comparar los tratamientos T4 y T3, ambos micorrizados pero con niveles nutricionales diferentes.

En cuanto a los resultados obtenidos, se puede observar que la endomicorriza no influyó en la reducción del porcentaje de raíz muerta, cuando actuó en tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional, como el caso del compost T4 y T7 y el suelo estéril T1 y T6; sin embargo si se observó un efecto en la reducción del porcentaje de raíz muerta cuando la endomicorriza actuó en los tratamientos T3 y T5 los cuales

contenían los mismos sustratos a base de ácido húmico. En este sentido se verifica que hubo un efecto positivo de la micorriza sobre la reducción del porcentaje de raíz muerta, ya que el tratamiento T3 que contenía la endomicorriza actuando en su sustrato de ácido húmico, obtuvo menor porcentaje de raíz muerta (Cuadro 1), que el tratamiento T5, que tenía el mismo sustrato pero sin micorrizar.

Esta reducción del % de raíz muerta se puede atribuir a la interacción entre la endomicorriza y el nemátodo *R. similis*, los mecanismos de esta interacción, no han podido ser bien esclarecidos hasta la fecha, pero según Hussey y Roncadori (1982), la supresión de los nemátodos por la acción micorrícica podría atribuirse a una competencia por espacio en la raíz hospedera o cambios fisiológicos en la raíz hospedera que hace desfavorable la alimentación de los nemátodos.

Por otro parte el tratamiento T4, con sustrato de mayor nivel nutricional, mostró menor porcentaje de raíz muerta al compararlo con el tratamiento T3 de menor nivel nutricional, sin embargo cuando se analizó el tratamiento T2 con mayor nivel nutricional, mostró mayor porcentaje de raíz muerta (Cuadro 1), que el tratamiento T4, esto posiblemente se debe a que al tener el tratamiento T2 mayor cantidad de raíces que el tratamiento T4, el nemátodo encontró mayor fuente de alimento y causó mayor deterioro al sistema radical, sin ver frenado su desarrollo por la endomicorriza que se encontraba actuando en ambos tratamientos. Un comportamiento muy similar ocurrió al comparar el tratamiento T2 con el tratamiento T7, este último tenía menor nivel nutricional y no fue micorrizado, esto podría indicar que en este caso donde se utilizó sustrato con alto nivel nutricional, la endomicorriza no influyó para reducir el porcentaje de raíz muerta.

En la Figura 8 se pueden observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey para las comparaciones, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p > 0.05$).

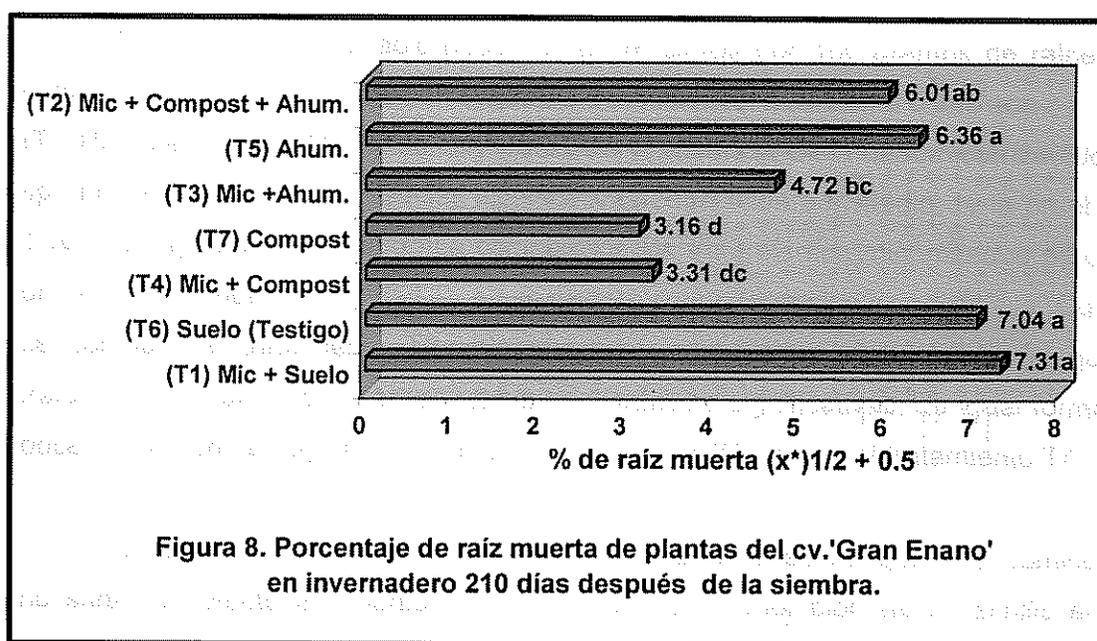


Figura 8. Porcentaje de raíz muerta de plantas del cv. 'Gran Enano' en invernadero 210 días después de la siembra.

*Valor original de porcentaje de raíz muerta.

En el estudio de las correlaciones entre el porcentaje de raíz muerta y las otras variables de crecimiento como la altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, peso fresco total, materia seca total y peso de raíz funcional, se encontró que existen correlaciones significativas ($p=0.0001$) y coeficientes de correlación medios (Anexo 10). Existió también una correlación significativa ($p=0.0001$) e inversa ($r=-0.84135$) cuando se relacionó a las variables de % de raíz muerta y peso de raíz funcional, es decir que cuando aumentó el % de raíz muerta disminuyó el peso de raíz funcional o viceversa. Esto se podría relacionar también a cualquier patógeno del suelo que cause daño a las raíces, como el caso de la población de *R. similis*, que también esta vez si se correlacionó significativamente ($p=0.0003$) aunque de forma inversa ($r=-0.41589$) con el % de raíz muerta, este resultado se muestra contradictorio, que mayor población de *R. similis* el porcentaje de raíz muerta disminuya, no obstante la fuerza de correlación fue relativamente baja ($r=-0.41589$). Por otra parte no existió correlación significativa con la variable, número de esporas del hongo endomicorrícico ($p=0.7669$). De igual forma ocurrió con el porcentaje de colonización radical ($p=0.7036$).

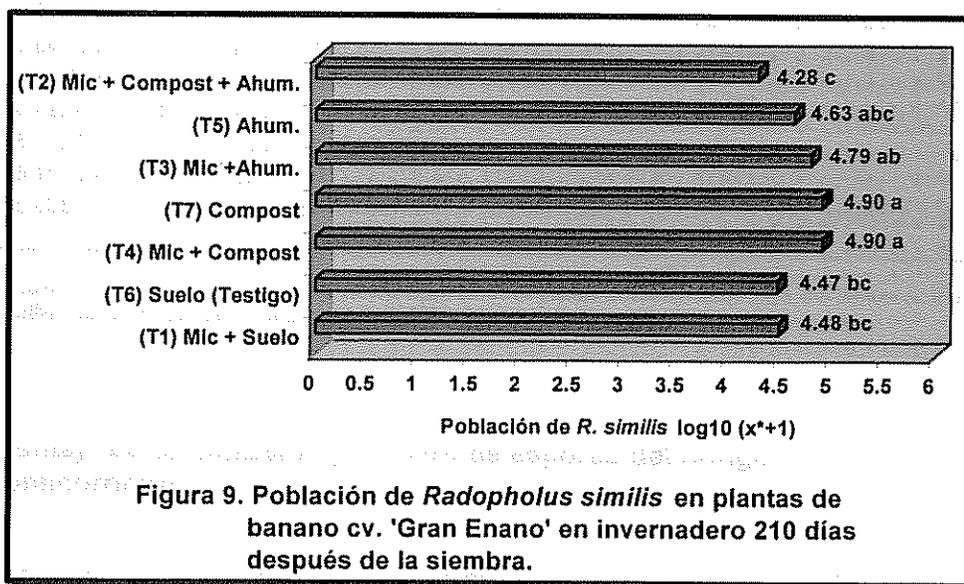
4.1.7 Población de *Radopholus similis* por 100 gramos de raíces

En cuanto a la variable población de *R. similis* por 100 gramos de raíces, se compararon los tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional como son (T1,T6), (T4,T7), (T3,T5) todos con presencia y ausencia de la endomicorriza *Glomus* sp.; no se observaron diferencias significativas entre ellos por medio de la prueba de Tukey. De igual forma cuando se compararon los tratamientos micorrizados pero con diferente nivel nutricional (T3,T4), no se encontraron diferencias significativas. Cuando se comparó el tratamiento T2, micorrizado, y con mayor nivel nutricional que el tratamiento T7 sin micorrizar; se observó diferencias significativas, de igual forma, se observó diferencias significativas entre el tratamiento T2 versus el tratamiento T4.

De acuerdo a los resultados obtenidos, se pudo observar que la endomicorriza no surtió un efecto en cuanto a la reducción de la población de *R. similis* en los tratamientos con sustratos de igual nivel nutricional como T1 y T6, T4 y T7, T3 y T5. De igual forma no lo hizo cuando se compararon tratamientos con sustratos de diferente nivel nutricional como T3 y T4. Por otra parte el tratamiento T2 micorrizado, con mayor nivel nutricional que T4 micorrizado, mostró menor población de *R. similis*. (Cuadro 1). También, al comparar el tratamiento T2 con el tratamiento T7 que no contenía la micorriza y con menor nivel nutricional en su sustrato; mostró un nivel poblacional de *R. similis* más bajo.

Las raíces micorrizadas deberían impedir la acción y reproducción del nemátodo, según lo reportado en otros estudios, sin embargo en los tratamientos con presencia y ausencia de la endomicorriza y con sustratos de igual nivel nutricional, no se encontraron diferencias en cuanto a la población del nemátodo, posiblemente se debe a que el hongo micorrícico necesitó mayor tiempo de interacción con los nemátodos *R. similis* que se encontraban atacando el sistema radicular, no obstante esto no se lo pudo verificar en esta investigación debido al tiempo de prueba limitado para el experimento. Sin embargo según Linderman (1996), los efectos de las endomicorrizas sobre los nemátodos pueden ser diversos, pero dependen del tipo de nemátodo fitopatógeno, de las diferencias entre los hongos endomicorrícicos y sus niveles de colonización, así como el tiempo de formación de la endomicorriza.

En la Figura 9 se pueden observar las diferencias entre los tratamientos, utilizando la prueba de Tukey, (las medias con la misma letra no difieren significativamente, $p > 0.05$).



*Valor original de la población de *R. similis*.

Analizando las correlaciones entre la población de nemátodos y las variables de crecimiento, se detectó que existió correlación significativa con el diámetro de pseudotallo ($p=0.0265$) pero con un coeficiente de correlación muy bajo ($r=0.26527$); adicionalmente se encontró también correlación con el peso de raíz funcional ($p=0.0023$) pero igualmente con un coeficiente de correlación bajo ($r=0.35832$); también se encontró una correlación inversa con el porcentaje de raíz muerta ($p=0.0003$) pero con un coeficiente de correlación bajo ($r=-0.41589$). Con estos resultados parecería que existe una correlación entre estas variables, pero la fuerza de relación entre ellas fue muy baja, por lo que la variable de población de nemátodos por 100 gramos de raíces no necesariamente es un indicador o índice del estado funcional y sanitario de las raíces en las plantas de banano.

Cuadro 1. Promedio y desviación estándar de las variables de respuesta en plantas de banano cv. 'Gran Enano' en invernadero

Tratamientos*	Altura (cm)	Diámetro Tallo (cm)	Número De hojas	Peso fresco Total (gramos)	Materia Seca total (gramos)	Raíz Funcional (gramos)	% de raíz muerta	<i>Radopholus similis</i> /100 g de raíz
T1 Mic+suelo	22.30± 1.40 d	2.81± 0.29 d	6.00± 0.82 b	374.60± 41.96 d	51.80± 5.96 d	83.72± 13.43 d	41.16± 11.1 a	31,400± 8,543 bc
T6 Testigo	20.00± 1.49 d	2.84± 0.24 d	6.30± 0.82 b	312.67± 29.42 d	44.60± 3.47 d	84.77± 39.68 d	44.85± 22.2 a	30,862± 8,438 bc
T4 Mic+compost	65.90± 2.88 b	6.54± 0.14 ab	10.10± 1.37 a	1,829.70± 92.10 b	189.70± 6.53 b	445.22± 37.46 a	8.11± 2.87 dc	99,325± 64,892 a
T7 Compost	64.20± 3.12 b	6.42± 0.36 b	10.80± 0.42 a	1,805.20± 83.90 b	181.62± 10.22 b	438.30± 26.02 ab	7.12± 1.29 d	97,718± 64,020 a
T3 Mic+Ahum	51.50± 3.34 c	5.26± 0.25 c	10.50± 0.53 a	1,174.63± 73.80 c	139.80± 9.58 c	318.46± 45.29 b	18.87± 9.19 bc	74,050± 46,691 ab
T5 Ahum	51.80± 3.12 c	5.15± 0.41 c	10.40± 0.52 a	1,042.87± 123.44 c	139.60± 15.56 c	227.94± 109.4 c	37.54± 6.49 a	50,300± 37,983 ab
T2Mic+compost+Ahum	73.80± 5.05 a	6.82± 0.23 a	11.30± 1.25 a	2,068.45± 179.39 a	208.60± 19.22 a	327.10± 59.11ab	31.46± 12.3 ab	28,250± 35,344 c

T* = Tratamientos (Promedio de 10 repeticiones). En cada variable, las cifras seguidas de una misma letra, no tienen diferencias estadísticamente significativas ($p > 0.05$), aplicando la prueba de Tukey.

4.1.8 Porcentaje de colonización y número de esporas del hongo endomicorrícico

Verificando el porcentaje de colonización micorrícica (Cuadro 2) entre los tratamientos micorrizados T3 y T4, T2 y T4, no se encontraron diferencias significativas por medio de la prueba de Tukey. Estos resultados muestran que el porcentaje de colonización no varió aunque se aumentara el nivel nutricional de los sustratos en los tratamientos; T4 (compost) y T3 (ácido húmico). De igual forma el porcentaje de colonización no mostró diferencias al comparar los tratamientos T2 y T4 ambos con diferente nivel nutricional en sus sustratos.

Cuadro 2. Promedio y desviación estándar del número de esporas/100 gramos de suelo y % de colonización de *Glomus* sp. en plantas del cv. 'Gran Enano' en invernadero

Tratamientos*	% Colonización	Esporas/ 100 gramos de suelo
T6 Suelo	-	-
T4 Mic+compost	77.20 ± 18.29	3,662.50 ± 494.34
T7 Compost	-	-
T3 Mic+Ahum	80.80 ± 13.70	673.50 ± 195.89
T5 Ahum	-	-
T2Mic+compost+Ahum	78.00 ± 11.96	3,916.0 ± 491.63

T* = Tratamientos (Promedio de 10 repeticiones).

Cuando se analizó la variable número de esporas por 100 gramos de suelo (Cuadro 2), se encontró diferencias significativas cuando se comparó el tratamiento T3 y el tratamiento T4, es decir dos tratamientos con sustratos de diferentes estados nutricionales. Sin embargo cuando se aumentó el nivel nutricional en el sustrato del tratamiento T2 y se lo comparó con el tratamiento T4 de menor nivel nutricional, no existieron diferencias significativas. Estos resultados aparentemente podrían indicar, que a mayor nivel nutricional de los sustratos, la esporulación se ve disminuida, debido a que la endomicorriza tiene una determinada acción biológica en un determinado rango de nivel nutricional de los sustratos (Sieverding, 1991).

Analizando las correlaciones existentes entre el porcentaje de colonización radical del hongo endomicorrícico y todas las otras variables estudiadas, se encontró que no existieron correlaciones significativas con ninguna de ellas, incluso no se halló correlación con el número de esporas del mismo hongo endomicorrícico.

Observando las posible correlaciones del número de esporas del hongo endomicorrícico, con las variables de crecimiento, se verificó que no existió correlación con: el número de hojas, peso de raíz funcional, porcentaje de raíz muerta, porcentaje de colonización y la población de nemátodos. No obstante si existió correlación con la altura, con el diámetro de pseudotallo, el peso fresco total y materia seca total, sin embargo los coeficientes de correlación entre estas últimas variables, fueron muy bajos, (Anexo 10); por ende no se podrían realizar generalizaciones con respecto al comportamiento de esta variable.

4.1.9 Análisis foliar de las plantas cosechadas al final de experimento en invernadero

Una vez finalizado el experimento se cosecharon las plantas y se tomó la hoja número tres a partir de la hoja bandera, de cada planta en cada tratamiento, se conformó entonces una muestra por cada tratamiento para evaluar el estado nutricional. En el (Anexo 11) se muestra el análisis foliar de las plantas en cada tratamiento. Para interpretar los resultados, se consultó la literatura sobre los niveles críticos de los macro y micro elementos en plantas de banano (Lahav y Turner, 1992), (Anexo 11). No solo se observó el porcentaje de los elementos a nivel foliar en cada tratamiento, sino que además se relacionó esta información con el crecimiento y vigor de las plantas.

Luego de interpretar el análisis foliar de las plantas cosechadas 210 días después de la siembra (Anexo 11), se encontró que los tratamientos (T2, T3, T4, T5, T7) los cuales contenían mayor nivel nutricional en sus sustratos, fueron los que tuvieron también mayor número de elementos por encima del nivel crítico foliar. Sin embargo estos aspectos no se podrían correlacionar directamente, debido a que la absorción y traslocación de los elementos desde el suelo hasta la planta, está influenciado por varios factores como son el buen estado del sistema radical, pH del sustrato, disponibilidad de nutrientes en el suelo, condiciones climáticas, estado hídrico del suelo. No obstante se logró verificar que los tratamientos con mayor peso de raíces funcionales (Cuadro 1) y con sustratos de mayor nivel nutricional, fueron los que tuvieron mayor cantidad de elementos a nivel foliar por encima de sus respectivos niveles críticos y también mayor altura, diámetro de pseudotallo número de hojas y peso fresco.

Esta relación entre la cantidad de raíces funcionales y el correcto estado nutricional y de crecimiento de la planta, es lógica debido a que el sistema radical sano y funcional puede absorber mayor cantidad de nutrientes de un determinado sustrato.

Observando el efecto de los nemátodos sobre el crecimiento de la planta y la cantidad de elementos a nivel foliar, se verificó que los tratamientos con menor porcentaje de raíces muertas, fueron los que tuvieron mayor peso fresco total, altura,

diámetro de pseudotallo, número de hojas y también mayor cantidad de elementos a nivel foliar por encima de sus niveles crítico.

Analizando el efecto de la endomicorriza *Glomus* sp., no se encontró correlación significativa con ninguna de las variables de crecimiento, de igual forma no existió correlación entre el porcentaje de colonización radical y el porcentaje de raíz muerta, en los tratamientos donde la endomicorriza fue aplicada.

Esto podría indicar que la endomicorriza utilizada no ejerció la función de reducir el daño provocado por *R. similis* al sistema radical, y más bien los menores porcentajes de raíces muertas fueron encontrados en los tratamientos con sustratos de mayor nivel nutricional, los mismos que también tuvieron mayor cantidad de elementos por encima de sus respectivos niveles críticos. Esto se pudo verificar entre los tratamientos T3 y T5 y entre T4 y T7, todos con igual nivel nutricional en sus sustratos y con presencia y ausencia de la endomicorriza. Se observó un igual número de elementos por encima del nivel crítico foliar entre los tratamientos T3 y T5; e incluso se observó un mayor número de elementos por encima de sus niveles críticos en el tratamiento T7 comparado con el T4, ambos con el mismo nivel nutricional de sus sustratos pero el T7 sin micorrizar.

4.2 Resultados del efecto de la aplicación de enmiendas orgánicas, *Glomus* sp. y nematocidas sobre la población de *Radopholus similis* en plantación comercial de banano cv. 'Valery'

La influencia de la población de *R. similis* sobre el sistema radical de las plantas en los diferentes tratamientos, fue evaluada mensualmente junto con las variables cantidad de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta. Se realizaron 12 análisis de varianza, uno cada mes y se encontró que existieron diferencias significativas entre tratamientos para los meses 6 ($p=0.0008$), 9 ($p=0.0228$) y 12 ($p=0.0001$) para la población de *R. similis*/100 gramos de raíz. Sin embargo no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos para las variables cantidad de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta durante el tiempo de experimentación que tuvo este estudio. A continuación se presentan, para los meses donde se encontraron diferencias significativas entre tratamientos, los resultados del efecto de los factores enmiendas y endomicorriza, cada uno con sus respectivos niveles.

En el mes 6, se encontró que las enmiendas tuvieron un efecto significativo ($p=0.0193$) sobre la población de *R. similis*, mostrando también diferencias entre sus tres niveles, siendo la enmienda bokashi la que menor población obtuvo si se la compara entre enmiendas (Cuadro 3). En cuanto al factor endomicorriza, este no tuvo un efecto significativo sobre la población de *R. similis* ($p=0.0772$) y sus dos niveles no mostraron diferencias significativas. La interacción enmiendas*endomicorriza no mostró un efecto significativo ($p=0.1959$), verificándose de esta forma, que las enmiendas por si solas, tuvieron mejor efecto que en combinación con la endomicorriza sobre la población de *R. similis* en este mes de evaluaciones.

Cuando se verificó la diferencia entre grupos de tratamientos se encontró que el tratamiento 8 fue significativamente diferente ($p=0.0005$) a todos los demás tratamientos, obteniendo éste la menor media poblacional (Cuadro 3), por otra parte se encontró diferencia significativa ($p=0.0112$) al comparar el tratamiento 7 con los tratamientos 1,2,3,4,5,6 los cuales contienen las enmiendas orgánicas en presencia y ausencia de la endomicorriza, siendo el tratamiento 6 el que menor media poblacional obtuvo (Cuadro 3). Al comparar el tratamiento 1 y 2 versus 3,4,5,6 se encontró diferencias ($p=0.0054$), siendo los tratamientos 1 y 2 con enmienda de compost, en presencia y ausencia de la endomicorriza, los que mayores medias poblacionales

tuvieron. También se detectó diferencias significativas ($p=0.0101$) al comparar los tratamientos 5 y 6 de bokashi en presencia y ausencia de la endomicorriza, siendo el tratamiento 6 el que menor media obtuvo (Cuadro 3).

En el mes 9 se observó un efecto significativo ($p=0.0366$) por parte del factor enmiendas, mostrando además diferencias entre sus tres niveles siendo la enmienda gallinaza la que menor población de *R. similis* obtuvo (Cuadro 3). En cuanto al factor endomicorriza no se verificó un efecto significativo ($p=0.2330$) y sus niveles no mostraron diferencias significativas. La interacción enmiendas*endomicorriza no mostró un efecto significativo ($p=0.7685$), verificándose otra vez, que las enmiendas por sí solas, tuvieron mejor efecto que en combinación con la endomicorriza sobre la población de *R. similis*.

Cuando se analizaron los contrastes se verificó que el tratamiento 7 fue significativamente diferente ($p=0.0126$) a los tratamientos 1,2,3,4,5 y 6, y tuvo la menor media poblacional. Por otra parte también se encontró diferencias significativas ($p=0.0058$) al comparar los tratamientos 5 y 6 versus 3 y 4, siendo estos últimos los que menores medias poblacionales de *R. similis* obtuvieron (Cuadro 3).

En el último mes de evaluaciones (12), se encontraron diferencias altamente significativas ($p=0.0001$) entre los tratamientos para la población de *R. similis*. El factor enmienda orgánica mostró un efecto significativo ($p=0.0277$), y su tres niveles mostraron diferencias, siendo la enmienda gallinaza nuevamente, la que obtuvo la menor media poblacional de *R. similis* (Cuadro 3). El factor endomicorriza no mostró efecto significativo ($p=0.4723$) sobre la población y su dos niveles no tuvieron diferencias significativas. Por otra parte es importante observar que aunque el factor endomicorriza no tuvo efecto, si lo tuvo la interacción enmienda*endomicorriza ($p=0.0130$), siendo la primera vez durante este experimento en que la interacción de los dos factores surtió un efecto sobre la población de *R. similis*. Este efecto positivo de la interacción posiblemente se deba a que en este punto del experimento la endomicorriza empieza a interactuar con la población de *R. similis*, aunque no podría asegurarse esto hasta realizar más evaluaciones a largo plazo, para verificar la consistencia de la interacción enmiendas*endomicorriza en cuanto al control de *R. similis* a través del tiempo.

Cuando se analizaron los contrastes entre grupos de tratamientos para el mes 12, se encontró que al comparar el tratamiento 8 con los demás tratamientos, existieron diferencias altamente significativas ($p=0.0001$), de igual forma ocurrió ($p=0.0007$) al comparar el tratamiento 7 versus los demás tratamientos que contenían las enmiendas orgánicas. En estas dos comparaciones, tanto el tratamiento 7 como el tratamiento 8 (testigo absoluto), mostraron las mayores medias en cuanto a la población de *R. similis* (Cuadro 3). Sin embargo el tratamiento 7 fue significativamente diferente ($p=0.0154$) a los demás tratamientos que contenían las enmiendas orgánicas, en cuanto a la variable gramos de raíz funcional, siendo los tratamientos 7 y 5 los que mayores medias tuvieron con respecto a esta variable. A su vez el tratamiento 7 tuvo la menor media en cuanto a porcentaje de raíz muerta, seguido también por el tratamiento 5 aunque mostraron diferencias.

Existió también diferencias significativas entre otros grupos de tratamientos como son el 3 versus 4 y 5 versus 6, donde los tratamientos que no contenían la endomicorriza como son el 4 y el 6 mostraron las mayores medias poblacionales para *R. similis*. Se pudo verificar también que los tratamientos 5 y 6 fueron significativamente diferentes ($p=0.0366$) en cuanto a la variable porcentaje de raíz muerta, siendo el tratamiento 6 el que mayor porcentaje de raíz muerta obtuvo (Cuadro 3).

Es importante mencionar que las medias mensuales en todos los tratamientos (Cuadro 4), no sobrepasaron la cantidad de 20,000 nemátodos/100 gramos de raíz lo cual es considerado como aceptable en plantaciones bananeras, a pesar de que todos los tratamientos excepto el de nematicidas, acumularon 468 días sin recibir tratamiento químico con base de nematicidas., no obstante se debe mencionar que esta dinámica podría cambiar a largo plazo dependiendo de los efectos de las sustancias nematicidas acumuladas en cada tratamiento con enmiendas orgánicas.

Cuadro 3. Promedios y desviación estándar de las variables *Radopholus similis*/100 g de raíz, gramos de Raíz Funcional y % de Raíz Muerta de 8 tratamientos en una plantación comercial de banana cv. 'Valery'.

MESES [▲]	TRATAMIENTOS >							
	COMPOST		GALLINAZA		BOKASHI		QUÍMICOS	CONTROL
MES 6	1	2	3	4	5	6	7	8
<i>R. similis</i> *	15,708	12,958	9,958	9,708	10,417	4,333	5,167	3,417
	±7,290.12	± 3,402.23	± 3,428.59	± 4,603.55	± 4,010.40	± 577.35	± 1,252.08	± 850.86
Raíz Funcional [°]	115.67± 29.7	68.25± 18.0	108.28± 45.1	74.06± 9.6	93.17± 57.6	8.06± 36.9	107.83± 70.1	86.22± 58.1
% Raíz Muerta	33.51± 7.3	46.17± 7.1	29.05± 13.1	37.03± 0.7	30.73± 11.2	34.59± 10.2	34.88± 18.5	40.74± 14.8
MES 9								
<i>R. similis</i>	22,250	17,542	17,583	13,625	26,708	24,875	12,333	24,625
	± 6,753.67	± 2,843.12	± 3,759.02	± 1,952.56	± 11,273.72	± 49.67	± 1,701.71	± 5,980.41
Raíz Funcional	82.14± 42.6	93.28± 1.9	70.67± 30.4	57.50± 13.4	62.75± 25.1	91.33± 36.5	63.25± 35.4	49.08± 21.5
% Raíz Muerta	25.62± 9.6	33.07± 8.6	31.06± 12.0	29.43± 8.2	30.89± 6.7	36.17± 16.9	25.64± 7.9	45.04± 19.7
MES 12								
<i>R. similis</i>	10,333	3,917	3,875	8,375	8,708	24,208	24,333	37,250
	± 688.46	± 1,733.55	± 1,111.02	± 1866.65	± 1,324.84	± 15,914.99	± 4,753.84	± 5,482.93
Raíz Funcional	67.81± 17.7	64.61± 20.5	52.61± 13.4	47.75± 10.5	94.17± 63.4	54.08± 17.5	125.11± 50.4	56.78± 16.8
% Raíz Muerta	34.12± 6.6	35.42± 11.4	40.90± 10.5	41.16± 12.5	29.51± 13.2	46.98± 11.1	22.30± 12.3	42.06± 10.4

* *R. similis*/100 gramos de raíz

° Raíz Funcional valores en gramos

>Medias de tres repeticiones, 4 plantas por repetición.

▲= Meses en los que se detectó, por Adeva, diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos para la variable *Radopholus similis*.

Tratamientos:

1=Compost+*Glomus* sp. 3= Gallinaza+*Glomus* sp. 5=Bokashi +*Glomus* sp.

2=Compost 4= Gallinaza 6=Bokashi

7=Nematicidas 8=Testigo Absoluto

4.2.1 Análisis del progreso de la población de *Radopholus similis* y el daño causado sobre la plantación comercial bajo los diferentes tratamientos

Mediante el análisis del área bajo la curva de progreso de la población de *R. similis* y el % de raíz muerta, se verificó el efecto total de cada tratamiento una vez transcurridos los 12 meses del experimento, mediante la sumatoria de cada área bajo la curva en cada intervalo de tiempo, en este caso el intervalo fue mensual. El total de la sumatoria fue dividido entre 11 que fueron las áreas bajo la curva o intervalos y se obtuvo un promedio mensual de área bajo la curva tanto para *R. similis* como para % de raíz muerta.

Cuadro 4. Areas bajo la curva de progreso de la población de *Radopholus similis* y % de raíz muerta en los diferentes tratamientos de una plantación comercial de banano cv. 'Valery'

Tratamientos ^o	<i>Radopholus similis</i> /100 g de raíz		% de Raíz Muerta	
	ABCP ^{>}	\bar{X} de áreas mensuales*	ABCP	\bar{X} de áreas mensuales
1	177,832.00	16,166.55	369.00	35.55
2	148,385.00	13,482.27	382.43	34.77
3	153,430.00	13,948.18	381.86	34.71
4	148,869.50	13,533.59	380.67	34.61
5	163,082.50	14,825.68	380.60	34.60
6	143,375.00	13,034.09	391.34	35.58
7	115,334.50	10,484.95	313.17	28.47
8	151,917.00	13,810.64	407.56	37.05

[>] ABCPE Area bajo la curva de progreso de la enfermedad, es la sumatoria de los 11 trapecios (áreas) formados bajo la curva de progreso de la población de *R. similis* y % de raíz muerta entre el primer y último mes de evaluaciones.

* Promedio de los valores de las 11 áreas formadas bajo la curva.

^oTratamientos:

1=Compost+*Glomus* sp. 3= Gallinaza+*Glomus* sp. 5=Bokashi +*Glomus* sp.

2=Compost 4= Gallinaza 6=Bokashi

7=Nematicidas 8=Testigo Absoluto

4.2.2 Análisis del efecto de las enmiendas orgánicas sobre la población de *Radopholus similis*

Cuando se analizó la variabilidad de la población de *R. similis* bajo los efectos de las enmiendas orgánicas, se encontró que estas tuvieron influencia significativa, en la parte final del experimento en los meses 6 ($p=0.0193$), 9($p=0.0366$) y 12($p=0.0277$), se verificó también que las enmiendas gallinaza y compost tuvieron mejor efecto que la enmienda bokashi.

El análisis del área bajo la curva de la población de nemátodos mostró que la enmienda gallinaza en sus dos tratamientos (con y sin endomicorriza), mantuvo una menor media mensual durante el tiempo que duró el experimento, luego le siguieron los tratamientos de la enmienda compost y por último la enmienda bokashi. Sin embargo las medias mensuales de la enmienda gallinaza fueron superiores a las medias del tratamiento con nematicidas pero inferiores a las del testigo absoluto (Cuadro 4), no obstante al final del experimento se verificó que la gallinaza obtuvo menor media poblacional si se la compara con el tratamiento químico y con el testigo (Figura 10).

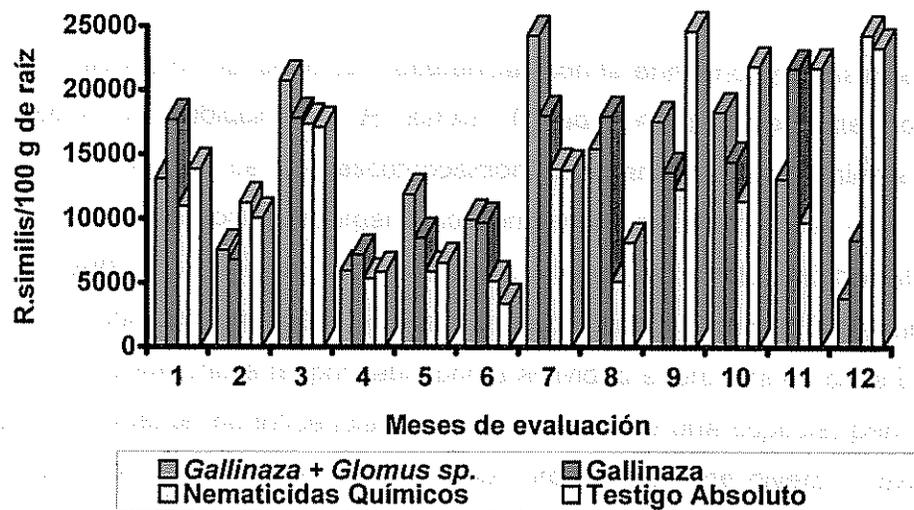


Figura 10. Efecto de gallinaza y *Glomus* sp. sobre la población de *Radopholus similis* en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).

Algunos estudios han reportado la efectividad de la gallinaza sobre los nemátodos, en cultivos como tomate (Chindo y Khan 1990), encontraron que a razón de 4 toneladas/ha podían reducir el índice de agallamiento de la raíz por parte del nemátodo *Meloidogyne incognita* e incrementar el crecimiento y fructificación de las plantas; también reportaron que en estudios *in vitro* con fracciones solubles de gallinaza, el control de nemátodos es debido a sustancias tóxicas provenientes durante el proceso de descomposición de la gallinaza.

En la presente investigación se utilizaron 21,6 toneladas de gallinaza por hectárea durante los doce meses que duró el estudio, al mismo tiempo existió una fuerte precipitación (4790 mm) durante este período, lo cual permitió solubilizar un gran porcentaje de esta enmienda y a su vez, que tuviera una descomposición y lixiviación de sustancias nematicidas más acelerada, promoviendo de esta forma un mayor control que las enmiendas bokashi y compost.

Por otra parte la enmienda gallinaza tiene un gran aporte de fósforo para la planta (Anexo 16), lo cual podría estimular un mayor desarrollo radical, sin embargo se observó que la gallinaza mantuvo un promedio mensual de % de raíz muerta prácticamente iguales con las enmiendas compost y bokashi, de igual forma ocurrió con la cantidad de raíz funcional (Cuadro 11).

La enmienda compost no tuvo diferencias con la enmienda gallinaza en cuanto al efecto sobre la población de *R. similis*, (Cuadro 4), posiblemente porque las sustancias provenientes de su descomposición, interfieren de forma similar con los nemátodos o por que los microorganismos presentes en el compost y la gallinaza lograron, durante el tiempo de experimentación, tener un efecto antagonista similar contra la población de nemátodos. En este sentido Vilich y Sikora (1998), mencionan que el potencial antagonista responsable por la actividad supresora en cada enmienda es más probablemente, no influenciado por la actividad de una especie, pero si por la acción de una comunidad de microorganismos provenientes de diversas taxas y con mecanismos de acción diferentes. En la figura 11 se verifica que al final de experimento, el tratamiento de compost obtuvo la menor población comparado con el tratamiento químico y el testigo.

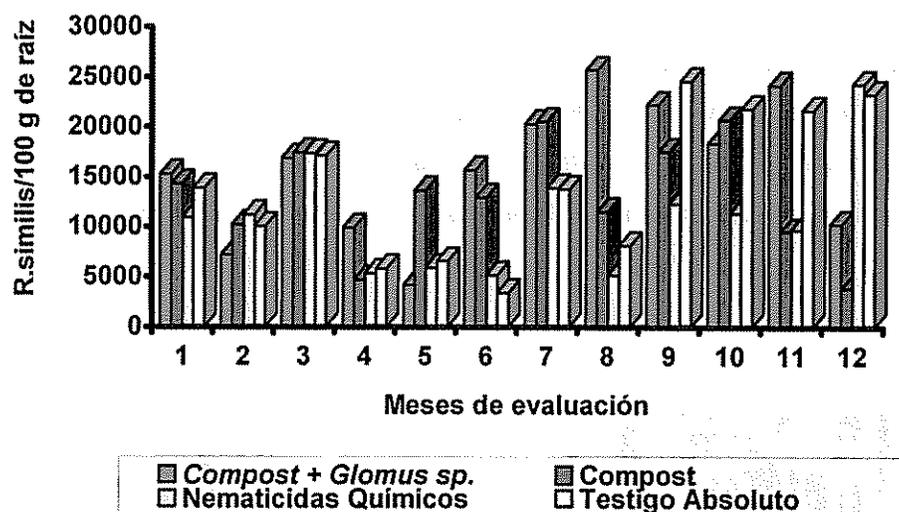


Figura 11. Efecto del compost y *Glomus sp.* sobre la población de *Radopholus similis* en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa AAA*).

Liu *et al* (1995), mencionaron que todas las enmiendas orgánicas tienen un extenso espectro de actividad hacia la microflora nativa en la rizosfera y con el tejido radical; sin embargo DeBrito Alvarez *et al* (1995), encontraron que los compost no estimulan la total densidad de microorganismos en la rizosfera, pero alteran el número de especies presentes, causando un impacto en grupos específicos de rizobacterias. Por otra parte Jansen *et al* (1995) sugieren la hipótesis de que los microorganismos presentes en el compost son influenciados por los ambientes abióticos, como los cambios físico-químicos y la actividad microbial circundante, y que estos factores regulan la función microbial en el ecosistema.

En cuanto al efecto del bokashi en presencia y ausencia de la endomicorriza, se verificó que tuvo poca influencia sobre la población de *R.similis* al terminar el experimento, si se la compara con las enmiendas gallinaza y compost, (Cuadro 4), sin embargo, en la figura 12 se verifica que en el ultimo mes del experimento, el tratamiento de bokashi más *Glomus* sp. obtuvo menor media poblacional de *R.similis* si se lo compara con el testigo y con el tratamiento de nematicidas químicos.

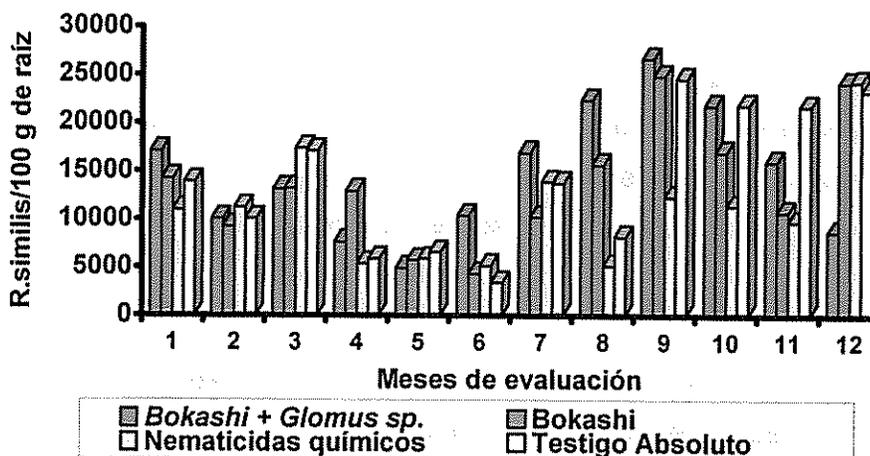


Figura 12. Efecto de bokashi y *Glomus* sp. sobre la población de *Radopholus similis* en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).

La aplicación de bokashi bajo condiciones de campo, en plantaciones de banano ha sido poco estudiada, sin embargo Duvón (1998), en un experimento con la aplicación de bokashi en dosis de 1 kg/planta al momento de siembra y posteriores aplicaciones cada 5 semanas alrededor de la misma, encontró que luego de 26 semanas, este tratamiento, presento 688 nemátodos *Radopholus similis*/100 gramos de raíces, versus una población obtenida por el tratamiento químico de Furadan 10G de 6,933 nemátodos *Radopholus similis*/100 gramos de raíces. No obstante era una plantación recién establecida y con poco historial de ataque de nemátodos. Sin embargo bajo esas condiciones la enmienda tuvo un efecto sobre la población de este nemátodo.

En la presente investigación, la enmienda bokashi puede que necesite mayor tiempo para que libere mayor cantidad de sustancias nematicidas o también podría ocurrir que los microorganismos presentes en esta enmienda son influenciados por los

cambios físico químicos y por la comunidad microbial de la plantación, hecho que por necesitarse más tiempo, escapa de ser discernido en este estudio.

Por otra parte al encontrarse diferencias de las enmiendas gallinaza y compost con respecto a la enmienda bokashi sobre la población de *R. similis*, estas probablemente podrían indicar, que la descomposición del bokashi en el suelo no genera los mismas sustancias inhibitorias de los nemátodos, que las provenientes de la descomposición de gallinaza y compost respectivamente. Aunque para generalizar esto se deberían realizar estudios donde se recolecten los lixiviados provenientes de las descomposiciones de estas enmiendas en el suelo y ser probados en bioensayos con diluciones de las sustancias respectivas, con el fin de observar el posible efecto en poblaciones de nemátodos. Otra razón para estas diferencias, puede ser la cantidad y variedad de microorganismos presentes en los tres tipos de enmiendas y que cumplen también diferentes niveles acción nematicida.

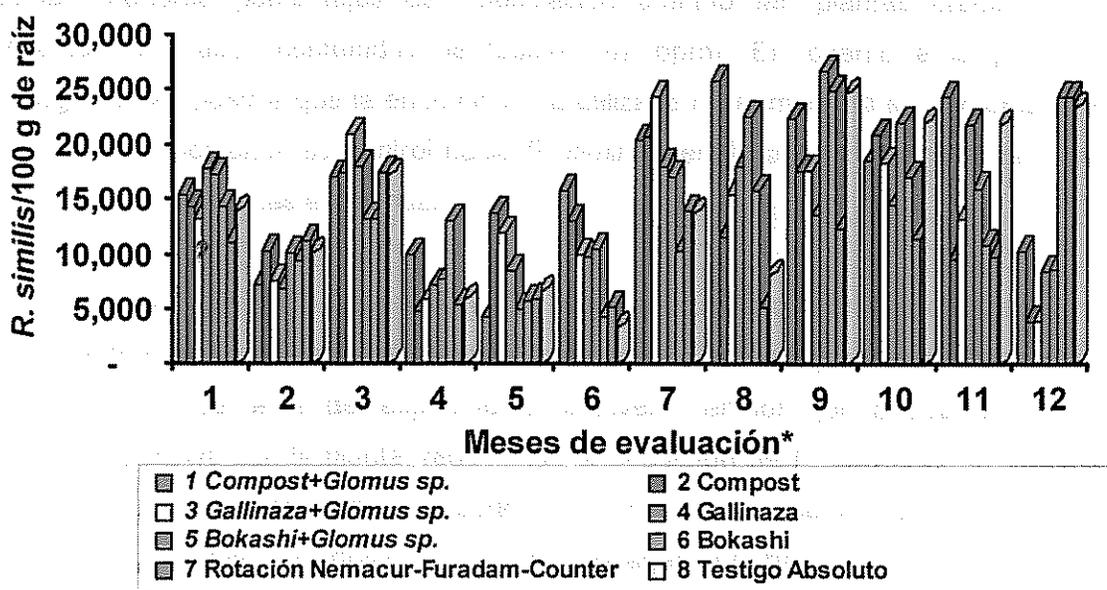
Otro factor influyente en las diferencias encontradas en cuanto a la efectividad de la gallinaza y el compost con respecto a la efectividad del bokashi, es que al existir diferencias en las propiedades físicas y químicas de cada enmienda, es posible, que a ciertos grupos de microorganismos descomponedores del suelo, les sea más fácil degradar los compuestos presentes en el compost y gallinaza y no así para los compuestos del bokashi.

Por otra parte puede que los compuestos de bokashi si son degradados por los microorganismos del suelo, pero los metabolitos y subproductos resultantes de la descomposición, no tienen el mismo efecto de los metabolitos provenientes del compost y la gallinaza sobre la población de *R. similis*. En este aspecto, You y Sivasithamparam (1995), sugieren que el tipo y grado de la actividad de control biológico producido es determinado por la composición, maduración y forma de aplicación de las enmiendas. No obstante en cuanto al estado de descomposición del compost y la gallinaza son muy diferentes al del bokashi ya que este ultimo tiene un menor grado de descomposición y aún contiene materia prima en dicho proceso. Por su parte el compost es un material más descompuesto al igual que la gallinaza seca, lo cual puede influir en cuanto a la biota rizosférica que se encarga de descomponerlos y liberar las sustancias nematicidas en el suelo.

4.2.3 Análisis del efecto de la endomicorriza *Glomus* sp. sobre la población de *Radopholus similis*

El factor endomicorriza no tuvo efecto significativo sobre la población de *R. similis*, en la mayor parte del estudio, y sus dos niveles no mostraron diferencias significativas, únicamente se encontró efecto de la interacción enmienda*endomicorriza en el último mes de evaluaciones del experimento.

En cuanto a la población de *R. similis*/100 gramos de raíz, se encontró que los tratamientos que no fueron micorrizados, mantuvieron promedios mensuales de área bajo la curva, menores a los tratamientos que si fueron micorrizados (Cuadro 4) (Figura 13), observándose de esta forma, que la endomicorriza *Glomus* sp. en combinación con cada una de las enmiendas orgánicas utilizadas, no tuvo un efecto en la reducción de la población de *R. similis* durante el tiempo en que fue evaluada la endomicorriza en este experimento. No obstante en el último mes de evaluaciones se observó que las enmiendas gallinaza y bokashi tuvieron mejor efecto cuando interactuaron con *Glomus* sp. que cuando actuaron solas.



*En los meses 6,9 y 12, los tratamientos tuvieron diferencias significativas ($p < 0.05$).

Figura 13. Efecto de enmiendas orgánicas, *Glomus* sp. y nematicidas sobre la población de *Radopholus similis* en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).

La falta de influencia sobre la población de *R. similis* por parte de la endomicorriza utilizada se puede atribuir a varios factores, sin embargo según Perrin y Plenchette (1993), manifiestan que no es fácil la introducción y establecimiento de un hongo micorrízico-arbuscular foráneo, depende no solo de la receptividad del hospedero, sino también del suelo. En esto es importante considerar el pH de 4.8 registrado en el suelo donde crecieron las plantas evaluadas (Anexo 15), este factor pudo influir negativamente sobre el establecimiento y desarrollo de la endomicorriza inoculada, sin embargo en agroecosistemas muy similares al del presente experimento, Arias *et al* (1997) aislaron a la micorriza arbuscular *Glomus albidum* en una finca bananera con pH de 5.3, no obstante encontraron también que la especie *Acaulospora mellea* solo se logró aislar en suelos con pH bajos.

Otra posible causa de la falta de influencia por parte de la endomicorriza utilizada, probablemente es debido al contenido de fósforo de las enmiendas utilizadas, estudios como los de Jaizme-Vega *et al* (1997) han reportado que la micorriza arbuscular *Glomus mosseae* mostró alto porcentaje de colonización en interacción con *Meloidogyne incognita* en plantas de 'Gran Enano', cuando estas crecieron en sustratos con bajos contenidos de fósforo (16.2 ppm), encontraron además menores porcentajes de colonización cuando las plantas crecieron en sustratos con altos contenidos de fósforo (42 ppm). En cuanto a la presente investigación es posible que la endomicorriza utilizada no aumentara su porcentaje de colonización y por ende su control hacia *R. similis*, debido a los contenidos altos de fósforo aportados por las enmiendas.

Otro factor que pudo haber influido en el efecto que tuvo la endomicorriza, fue el tiempo de formación de ésta, ya que posiblemente aún no ha logrado establecerse en las condiciones del área del experimento, a niveles en los que pueda tener una interacción positiva con la planta, reduciendo la población de *R. similis* en el sistema radical. La endomicorriza utilizada pudo haber necesitado de mayor tiempo para establecerse, también las dosis de inóculo utilizadas, podrían haber influido en el efecto de estas sobre los nemátodos, aunque no existen datos sobre dosificaciones de hongos endomicorrízicos para el control de nemátodos en plantaciones de banano en condiciones de campo, no obstante esta investigación podría prolongarse para observar un posible efecto cuando se alcancen porcentajes de colonización más altos.

Según Linderman (1996), los efectos de las endomicorrizas sobre los nemátodos pueden ser diversos, pero dependen del tipo de nemátodo fitopatógeno, de las diferencias entre los hongos endomicorrícicos y sus niveles de colonización, así como el tiempo de formación de la endomicorriza.

Por otra parte no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos en cuanto al porcentaje de colonización tanto en el noveno mes ($p=0.8387$), como el doceavo mes ($p=0.3118$), esto indica que existe una colonización natural por parte de endomicorrizas nativas en los tratamientos donde no se aplicó la endomicorriza, e incluso algunos tratamientos no micorrizados como el 4, 6 y el testigo absoluto superan a algunos de los tratamientos micorrizados (Cuadro 5).

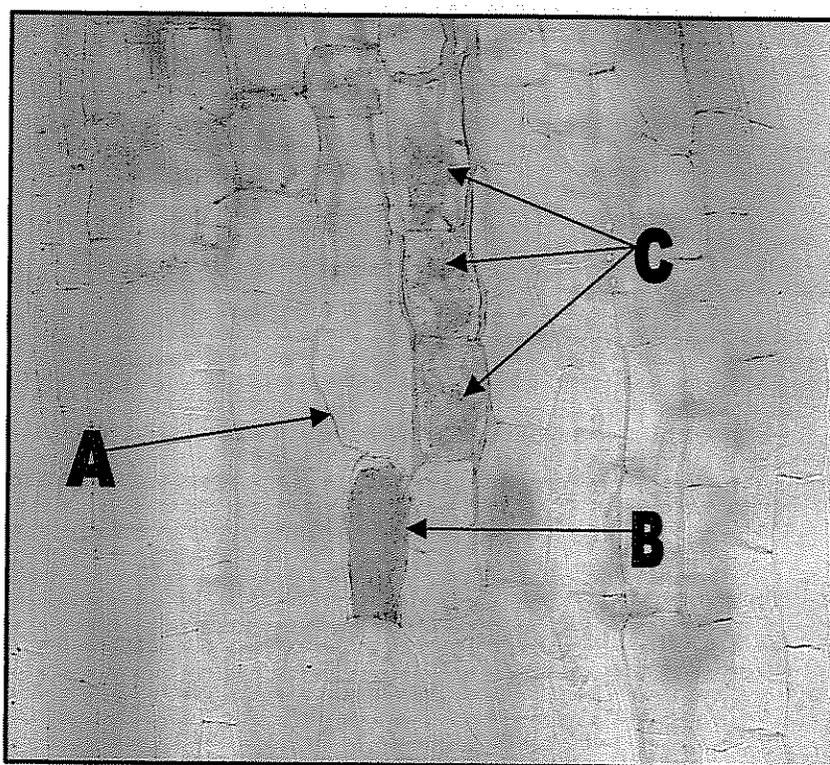


Figura 14. Segmento de raíz de banano cv. 'Valery' en tratamiento con enmienda orgánica gallinaza, con presencia de micorriza vesículo-arbuscular nativa, se observan las estructuras principales: A (Micelio Intrarradical), B (Vesícula) C (Arbúsculos dentro de células del parénquima cortical).

La presencia de endomicorrizas arbusculares nativas en plantaciones de banano, ha sido verificado en otros estudios como los de Arias *et al* (1997), quienes encontraron como especies predominantes a *Glomus albidum* y *Acaulosphora mellea*, asociadas naturalmente al cultivo de banano en fincas del Caribe en Costa Rica. En la Figura 14 se observa la presencia de una endomicorriza arbuscular nativa, en raíces de banano en el tratamiento con gallinaza, obsérvese todas las estructuras (vesícula, arbuscúlos e hifas).

Cuadro 5. Promedios y desviación estándar del % de colonización de endomicorrizas nativas en tratamientos de una plantación comercial de banano cv. 'Valery'

M	T	R ²	C.V.	Tratamientos*							
				1	2	3	4	5	6	7	8
M9	0.8387°	0.19	30.32	42.6± 2.30	42.6± 30.20	45.3± 20.50	56.0±24.90	65.3± 19.30	60.0±10.50	46.6± 2.10	33.3± 8.30
M12	0.3118	0.43	24.11	37.3± 18.10	37.5± 8.30	45.4± 4.61	50.7±18.47	37.3± 34.10	29.3± 10.10	78.7± 9.20	52.0± 30.20

*Medias de tres repeticiones, 4 plantas por repetición.

M= Meses M9= Mes 9, M12= mes 12.

T= Tratamientos, °=Valor de probabilidad (p<0.05), diferencias significativas entre tratamientos.

1=Compost+*Glomus* sp. 3= Gallinaza+*Glomus* sp. 5=Bokashi +*Glomus* sp. 7=Nematicidas 8=Testigo Absoluto

2=Compost

4= Gallinaza

6=Bokashi

Otro factor que probablemente pudo influir con el efecto de la endomicorriza introducida, es la presencia de microorganismos antagonistas presentes naturalmente en el suelo de la plantación, entre estos, otros hongos micorrícicos; los cuales pueden competir por espacio y fotosintatos en la raíz. No obstante el análisis de varianza no mostró diferencias significativas entre tratamientos en cuanto al % de colonización radical, pero al comparar por contrastes, se verificó que el tratamiento 7 con nematicidas químicos, tuvo un mayor porcentaje de colonización natural (p=0.0247), al compararlos con tratamientos 2,4,6 los cuales no fueron micorrizados, de igual forma presentó mayor porcentaje de colonización cuando se lo comparó con los tratamientos 1,3 y 5 donde si se aplicó la endomicorriza.

Esto podría indicar que los nematicidas podrían tener efectos sobre los antagonistas de las endomicorrizas nativas, mostrando así un mayor porcentaje de colonización por parte de la endomicorrizas nativas (Cuadro 5); este fenómeno ha sido observado por otros investigadores como Parvathi *et al* (1985), los que argumentan que el Counter, Diazinon y Carbaryl no tienen efectos adversos en la colonización

endomicorrízica de las raíces, sin embargo esto no ha sido probado en muchos agroecosistemas como para asegurar su certeza (Kurle y Pflieger 1996).

En cuanto a la influencia de la endomicorriza no se observaron diferencias al final del experimento entre los tratamientos micorrizados, para el porcentaje de raíz muerta (Figura 15), no obstante todos los tratamientos micorrizados mostraron promedios mensuales de área bajo la curva menores, que el testigo absoluto pero ligeramente superiores al promedio mensual obtenido por el tratamiento con nematicidas (Cuadro 4).

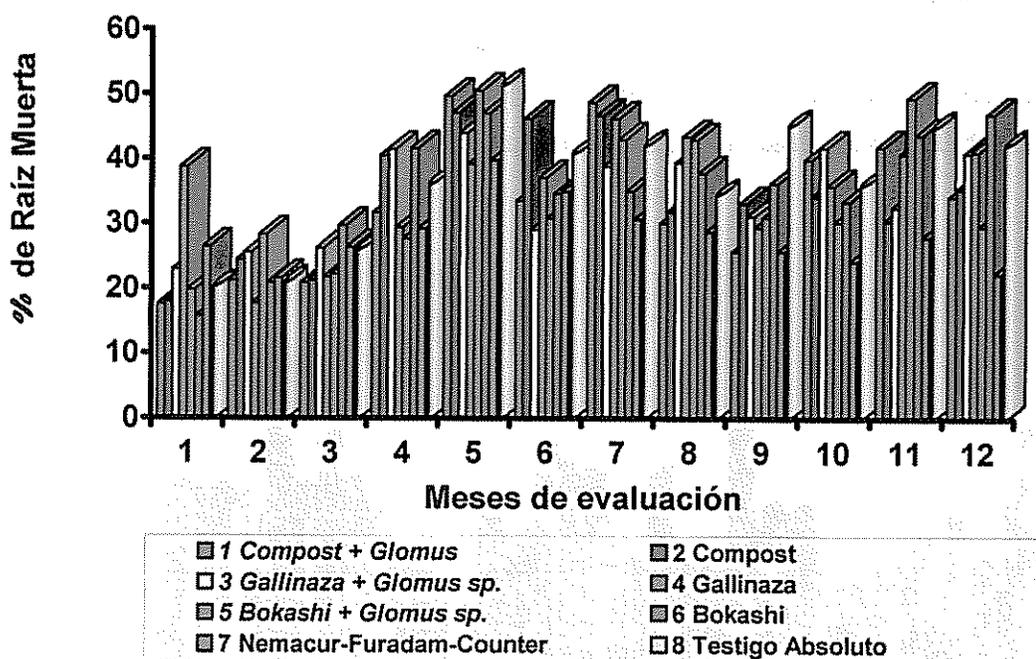


Figura 15. Efectos de enmiendas orgánicas, *Glomus* sp. y nematicidas sobre % de raíz muerta en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).

Es importante destacar que el porcentaje de raíz muerta puede ser influenciado no solo por el ataque de *R. similis*, sino también por factores abióticos como son la cantidad de agua en el suelo, factor al que estuvieron sometidos todos los experimentos por igual, registrándose hasta 4,760 mm de lluvia en los doce meses que duró el experimento, originando en el cuarto mes una inundación en todos los tratamientos si producirse consecuencias en cuanto a volcamiento de las plantas o destrucción de las parcelas experimentales.

Con relación a la cantidad de raíz funcional, se encontró que al final del experimento, los tratamientos, independientemente si fueron micorrizados o no, no mostraron diferencias entre si, no obstante fueron superiores al testigo absoluto excepto el tratamiento 4, y menores al tratamiento con nematicidas químicos (Cuadro 4), (Figura 16). Si se clasifica a los tratamientos de acuerdo al rango utilizado en plantaciones bananeras, se tiene que los tratamientos 1,3,6 y 7 están dentro de la categoría intermedia (90-75 gramos), mientras que los tratamientos 2,4,5 y 8 están dentro de la categoría malo o severo (menos de 75 gramos). Es este sentido podría verificarse un efecto de la endomicorriza actuando en los tratamientos 1,3 comparados con los tratamientos que no fueron micorrizados pero las diferencias no fueron considerables como para argumentar alguna relación con la cantidad de raíz funcional.

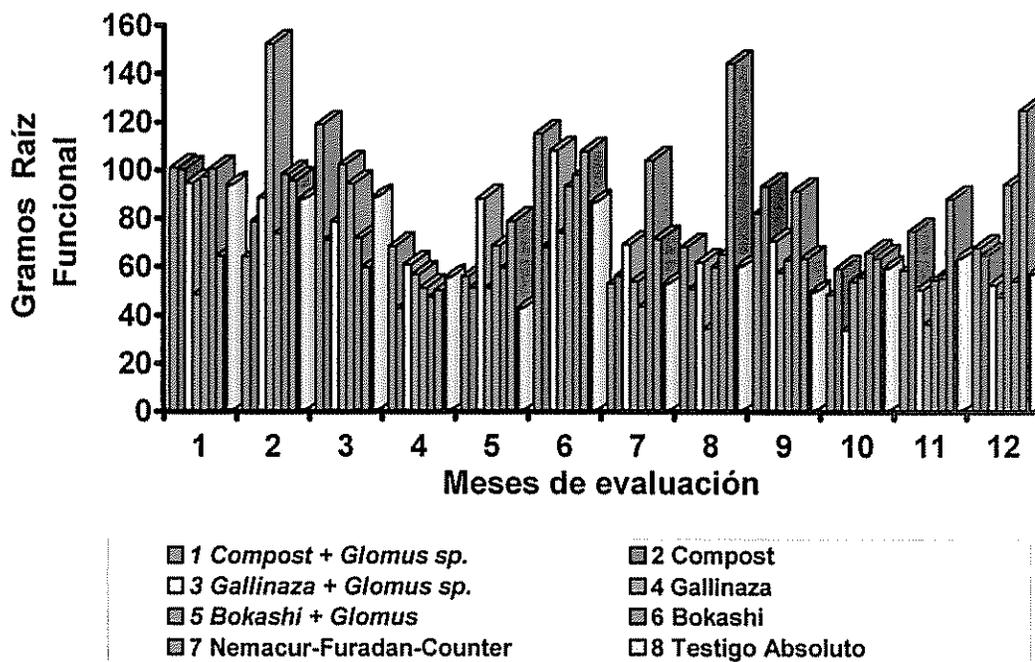


Figura 16. Efectos de enmiendas orgánicas, *Glomus* sp. y nematicidas sobre la cantidad de raíz funcional en plantación comercial de banano cv. 'Valery' (*Musa* AAA).

Al analizar la actividad de la endomicorriza aplicada, cabe destacar que tuvo muy poca o ninguna esporulación en el suelo, esto fue determinado realizando dos

la falta de esporulación en el suelo, no es indicador de que la endomicorriza este inactiva en el suelo, posiblemente no ha logrado aún llegar a un nivel de desarrollo que le permita esporular más activamente. Sin embargo en un estudio futuro se podrían recolectar esporas del suelo donde se aplicó la endomicorriza en cuestión, e inocularlas en macetas con suelo estéril y con algún cultivo trampa como *Brachiaria decumbens*, con el objetivo de multiplicar dichas esporas y determinar mediante clasificaciones morfológicas que tipo de especies fueron las predominantes.

4.2.4 Análisis de variables de crecimiento y producción del experimento en plantación comercial de banano cv. 'Valery'

El análisis de las variables de crecimiento y producción se realizó con los datos de los últimos 4 meses del experimento, con el fin de observar posibles efectos de los factores y niveles en los diferentes tratamientos. Al analizar mediante el diseño factorial, los efectos de los factores "enmiendas orgánicas" y "endomicorriza", sobre las variables: circunferencia de la planta madre a la cosecha, altura del hijo a la cosecha, número de manos por racimo y peso del racimo; no se encontró efecto significativo por parte de los factores antes mencionados o su interacción. Por otra parte, al comparar la influencia de los niveles del factor enmiendas, o los niveles del factor endomicorriza, se verificó que tampoco existieron diferencias significativas entre los niveles de cada factor.

Cuadro 6. Promedios y desviación estándar para las variables de crecimiento y producción del cv. 'Valery' en una plantación comercial

Tratamientos*	‡Altura del hijo cm	Manos/racimo	°Peso racimo Kg	○ Planta Madre cm
1	256.75 ± 10.70	7.30 ± 0.55	27.42 ± 3.16	67.21 ± 1.74
2	259.63 ± 6.33	7.31 ± 0.47	26.74 ± 1.56	66.88 ± 1.02
3	264.12 ± 5.65	7.40 ± 0.34	28.21 ± 1.85	68.18 ± 1.02
4	275.01 ± 8.76	7.37 ± 0.37	28.40 ± 2.38	68.89 ± 2.16
5	266.66 ± 6.69	7.45 ± 0.42	28.79 ± 3.76	68.58 ± 3.19
6	269.88 ± 3.84	7.27 ± 0.38	28.96 ± 2.88	67.49 ± 1.43
7	273.30 ± 9.43	7.09 ± 0.43	27.30 ± 3.45	67.09 ± 2.65
8	261.64 ± 12.38	6.99 ± 0.48	25.96 ± 2.55	66.56 ± 1.47

*Medias de tratamientos no tuvieron diferencias significativas por Andeva ($p > 0.05$).

1= Compost + *Glomus* sp. 3= Gallinaza + *Glomus* sp. 5= Bokashi + *Glomus* sp.

2= Compost

4= Gallinaza

6= Bokashi

7= Nematicidas

8= Testigo absoluto

○ = Circunferencia de la planta madre a la cosecha

‡= Altura del hijo a la cosecha de la planta madre.

°= Peso del racimo incluyendo el raquis

Aunque el análisis de varianza no mostró diferencias significativas entre las medias de los tratamientos evaluados (Cuadro 6), se procedió a verificar la suma de cuadrados para cada uno de los factores y se encontró que el factor enmienda orgánica, fue el que tuvo mayor influencia o efecto sobre las variables en estudio, no fue así con el factor endomicorriza ni la interacción, los cuales tuvieron menores sumas de cuadrados. No obstante no existieron diferencias significativas al comparar

los niveles del factor enmienda, verificándose de esta forma que tanto el compost, la gallinaza y el bokashi tuvieron el mismo efecto sobre las variables de crecimiento y producción durante el tiempo que fueron evaluadas en este experimento.

Con el fin de diferenciar a los tratamientos en cuanto a la influencia sobre las variables analizadas, se los clasificó de acuerdo a la escala de vigor, establecida para plantaciones comerciales de banano (Anexo 13). Se encontró que las medias de todos los tratamientos en los últimos 4 meses, se ubicaron en el rango vigor B (vigor intermedio) para las variables número de manos por racimo, peso del racimo y circunferencia de la planta madre a la cosecha. En cuanto a la variable altura del hijo en la cosecha, se clasificó a todos los tratamientos en el rango de vigor C (vigor bajo), excepto el tratamiento 4 que se clasificó en vigor B.

El hecho de no encontrar diferencias significativas entre los tratamientos al analizar las variables de crecimiento y producción, se puede atribuir a que se necesitó un mayor tiempo de experimentación para poder observar diferencias entre tratamientos bajo las condiciones de este experimento. La utilización de enmiendas orgánicas y organismos antagonistas del nemátodo *R. similis*, bajo condiciones de plantación comercial en banano, ha sido poco estudiada, por lo que se necesitaría realizar un estudio a un período de tiempo mayor, con el objetivo de poder verificar el efecto de las enmiendas en conjunto con el hongo endomicorrícico sobre las variables de crecimiento y producción y sobre los factores que afectan a estas, como lo es la dinámica poblacional del nemátodo *R. similis*.

Es importante observar que las medidas de control biológico implementadas no tienen un efecto inmediato en el incremento del crecimiento y la producción, ya que se iniciaron las aplicaciones en un agroecosistema ya establecido, bajo el manejo intensivo de agroquímicos como los fertilizantes y nematicidas, que influyen sobre la biota rizosférica del sistema radical; por esta razón se debe permitir un mayor tiempo de intervención a las enmiendas y al hongo endomicorrícico, para que interactúen en la dinámica de la biota rizosférica desarrollada bajo las condiciones de plantación comercial.

En cuanto a lo anterior, Sieverding (1991), ha encontrado que algunos microorganismos solubilizadores de fosfatos en el suelo, tales como *Pseudomonas* spp, *Agrobacterium* spp, *Bacillus circulans*, *Aspergillus niger* y *Penicillium funiculosum*, podrían ser incrementados en número, en la rizosfera cuando las plantas son micorrizadas. Al existir mayor cantidad de estos microorganismos, se solubilizará mayor cantidad de fósforo el cual será disponible para el cultivo, lo cual a su vez contribuirá al estado nutricional y por ende al incremento del crecimiento y producción para el cultivo. Sin embargo la micorrización eficiente en condiciones de plantación comercial de banano puede tomar un periodo de tiempo aún no establecido, no obstante la micorrización será efectiva siempre y cuando el hongo micorrícico logre establecerse al nuevo ecosistema y alcance niveles que le permitan contribuir considerablemente al desarrollo de la plantación.

4.2.5 Correlaciones entre las variables de respuesta

En este experimento bajo condiciones de campo se evaluaron las variables de crecimiento y producción, las mismas que son utilizadas para evaluar el vigor de la plantación. En plantaciones bananeras, se utilizan la circunferencia de la planta madre a la cosecha y el número de manos por racimo (desmane de mano falsa +2), para evaluar el estado de vigor actual (al momento de la medición) de la plantación. También se evalúa la variable altura del hijo a la cosecha para establecer un vigor futuro de la plantación.

En los datos de los últimos 4 meses se encontraron correlaciones altamente significativas entre la circunferencia de la planta madre a la cosecha con la altura de hijo a la cosecha ($p=0.0001$), número de manos del racimo ($p=0.0001$) y peso del racimo ($p=0.0001$), observándose también, relativamente altos coeficientes de correlación (Anexo 14). También la altura del hijo a la cosecha tuvo una correlación altamente significativa con el número de manos ($p=0.0001$) y peso del racimo ($p=0.0001$), esta relación es importante para muchas fincas dedicadas a la producción comercial, ya que conociendo el parámetro de la altura del hijo a la cosecha, se podrá correlacionarlo con la futura producción que tendrán los hijos evaluados en cuanto a su peso y número de manos.

Por otra parte también se encontró que el número de manos tuvo correlación altamente significativa ($p=0.0001$) con el peso del racimo, tendencia que es también observada en otras variedades de banano, como el caso del cv. 'Gran Enano' que produce mayor número de manos por racimo y también racimos con mayor peso si se los compara con el cv. 'Valery' muestreado en este estudio. El peso del racimo también mostró una correlación altamente significativa ($p=0.0008$) con la cantidad de raíz funcional, hecho que es de esperarse en condiciones de campo, donde una adecuada cantidad de raíces favorecerá a una mayor absorción de nutrientes y por ende un mayor llenado y acumulación de almidones en los frutos, aumentando el peso.

Al verificar la variable población de nemátodos se observó que no tuvo correlación con ninguna de las variables de producción analizadas en este estudio, ni con la cantidad de raíz funcional y ni con el porcentaje de raíz muerta, no obstante se necesita mayor cantidad de información para verificar estas correlaciones en diferentes fincas y bajo distintas condiciones edafoclimáticas.

Por otra parte si existió correlación altamente significativa ($p=0.0001$) entre la cantidad de raíz funcional y el porcentaje de raíz muerta, aunque esta última variable no mostró correlación con las variables de producción y crecimiento. Sin embargo la cantidad de raíz funcional sí podría ser un indicador de la producción ya que mostró relación con el peso del racimo, aunque presentó un coeficiente de correlación relativamente bajo por esto se deben realizar estudios de este tipo en varias fincas con marcadas diferencias edafoclimáticas como para verificar con mayor certeza la correlación antes mencionada.

Al analizar la variable de colonización por parte de endomicorrizas nativas se verificó que presentó correlaciones altamente significativas (Anexo 14), con las variables altura del hijo a la cosecha, población de *R. similis*, gramos de raíz funcional y porcentajes de raíz muerta aunque con coeficientes de correlación relativamente bajos. Es importante mencionar que el porcentaje de colonización presentó también correlación inversa con el porcentaje de raíz muerta, lo cual podría indicar que a mayor cantidad de raíces muertas, la colonización disminuye debido a que estas raíces no le sirven a las endomicorrizas nativas como un sustrato alimenticio ni como hospedero adecuado.

5. CONCLUSIONES

1. Bajo condiciones de invernadero el hongo endomicorrícico *Glomus* sp. no mostró un efecto en la estimulación del crecimiento en cuanto a la altura, diámetro de pseudotallo, número de hojas, peso fresco total y materia seca total, cuando actuó con sustratos de alto o bajo nivel nutricional, como el compost o el suelo estéril respectivamente. No obstante si tuvo efectos sobre el peso de raíz funcional y porcentaje de raíz muerta, cuando actuó con sustratos de nivel nutricional intermedio como el ácido húmico. Estos resultados se pueden atribuir a que *Glomus* sp. puede influir en el crecimiento, cuando actúa a cierto nivel de fertilidad del sustrato, lo que le permitiría una mayor simbiosis con la planta hospedera bajo estas condiciones.
2. En invernadero, *Glomus* sp. no tuvo efecto en reducir la población *Radopholus similis*, no existiendo diferencias significativas entre el tratamiento compost en presencia o ausencia de *Glomus* sp., lo mismo ocurrió con el tratamiento de ácido húmico. Al verificar la acción del hongo entre enmiendas como compost y ácido húmico, no se encontró diferencia significativa. El testigo, no mostró efecto en el control de la población de *R. similis* con o sin *Glomus* sp. El tratamiento que menor población presentó, fue el de la combinación de compost más ácido húmico e inoculado con *Glomus* sp., sin embargo este no tuvo diferencia significativa con el testigo usando la prueba de Tukey. No obstante el testigo fue inferior significativamente en cuanto a las variables de crecimiento, cuando se lo comparó con los tratamientos de compost y ácido húmico.
3. En invernadero *Glomus* sp. tuvo efecto significativo en reducir el porcentaje de raíz muerta, cuando se agregó a la enmienda de ácido húmico. También se observó que en ácido húmico solo, el porcentaje de raíz muerta fue más alto que cuando se adicionó *Glomus* sp. No obstante esto no ocurrió con el compost solo o en mezcla con *Glomus* sp., ya que no se encontró diferencias significativas entre ellos. Sin embargo los tratamientos de compost mostraron menor porcentaje de raíz muerta que los tratamientos de ácido húmico. El testigo no mostró diferencias significativas en presencia o ausencia de la micorriza, teniendo además el mayor porcentaje de raíz muerta del experimento. En contraste el tratamiento que mostró menor porcentaje de raíz muerta fue el de compost sin micorrizar, no obstante no mostró diferencias con el compost micorrizado.
4. El tratamiento de ácido húmico en presencia de *Glomus* sp. tuvo mayor peso de raíz funcional que el mismo tratamiento sin micorrizar, observándose diferencias significativas entre ellos. El tratamiento con sustrato de compost y micorrizado, no tuvo diferencias significativas con su similar sin micorrizar. Sin embargo el tratamiento de compost micorrizado obtuvo mayor cantidad de raíces funcionales que el tratamiento de ácido húmico micorrizado.
5. Los sustratos de mayor nivel nutricional como el compost, estimularon en la planta de banano, una mayor tolerancia al ataque de *R. similis*, obteniendo una mayor cantidad de raíz funcional y menores porcentajes de raíz muerta en comparación con los tratamientos de ácido húmico (de nivel nutricional intermedio) y el testigo, de menor nivel nutricional. Con esto se puede verificar que el factor nutrición de la planta de banano es importante en cuanto a la tolerancia al ataque de *R. similis*.

6. En condiciones de campo la aplicación de enmiendas orgánicas tuvo efectos sobre la población de *R.similis* en los meses 6, 9 y 12 del experimento, siendo la gallinaza la que surtió el mejor efecto, seguida por las enmiendas compost y bokashi respectivamente. Al final del experimento las enmiendas gallinaza y compost no mostraron diferencias significativas en cuanto al efecto sobre *R.similis*.
7. El hongo endomicorrícico *Glomus* sp. bajo condiciones de campo, no surtió efectos positivos en el control de la población de *R.similis*, en el tiempo en que se evaluó el experimento, sin embargo en el ultimo mes del estudio, se verificó que la interacción enmiendas orgánicas*hongo, mostró un efecto significativo, teniendo el hongo, un mejor efecto en reducir la población del nemátodo, cuando se combinó con la enmienda gallinaza.
8. No se detectó la presencia de esporas en el suelo del *Glomus* sp. utilizado en las plantas de campo, sin embargo sí se observó porcentajes relativamente altos de colonización de hongos endomicorrícicos nativos, encontrándose mayor porcentaje en el tratamiento con nematicidas, lo cual podría sugerir que estos tienen un efecto positivo en el control de enemigos naturales, hecho que favorece el desarrollo de las endomicorrizas nativas bajo esas condiciones.
9. El tiempo de evaluación tanto para las enmiendas orgánicas como para la actividad de las endomicorrizas, no fue lo suficientemente prolongado, como para observar efectos más notables en cuanto al control del nemátodo *R. similis*, cantidad de raíz funcional, porcentaje de raíz muerta y en cuanto al incremento del crecimiento y la producción en las parcelas experimentales.

6. RECOMENDACIONES

1. Es indispensable que se continúe la presente investigación, con el objetivo de verificar el efecto de las enmiendas orgánicas, el hongo endomicorrícico utilizado y la interacción de estos dos factores sobre el control de la población y el daño ocasionado por *R. similis* a largo plazo. Es importante también que se siga el monitoreo de las variables de crecimiento y producción, con el objetivo de hallar correlaciones con la aplicación de enmiendas y sus interacciones con el hongo micorrícico utilizado.
2. Se recomienda iniciar un experimento bajo condiciones de campo, inoculando las vitroplantas de banano con el hongo endomicorrícico desde fases tempranas. Con esto se aseguraría la mayor cantidad de colonización en el sistema radical para poder observar los posibles efectos, de tolerancia al ataque de *R. similis* en áreas con historial. Se evaluarán también todas las variables de producción y crecimiento para verificar los posibles efectos del hongo endomicorrícico en cuestión.
3. En plantaciones establecidas de banano se podrían aumentar las dosis utilizadas del hongo endomicorrícico hasta 5 veces, para acelerar los niveles de colonización y verificar el efecto de este simbiote a menor tiempo.
4. Se podría realizar bioensayos en invernadero utilizando plantas trampa e inoculando sobre ellas muestras de suelo con esporas de endomicorrizas nativas, provenientes de las parcelas experimentales, para reproducirlas y obtener un cultivo puro, para determinar posteriormente su identidad y su capacidad micorrícica. De las especies de micorrizas nativas presentes en el área del estudio; se podrían seleccionar las más eficaces para ser evaluadas; aplicándolas para el control de *Radopholus similis*.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Araya, M.; Carrillo, W. 1995. Influencia de cuatro pesos de muestras de raíces de banano (*Musa AAA*) y cuatro alícuotas por muestra en la recuperación de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus spp.* y *Meloidogyne spp.* CORBANA 20 (44): 17-24.
- Araya, M. 1995. Efecto depresivo de ataques de *Radopholus similis* en banano (*Musa AAA*). CORBANA 20 (43): 3-5.
- Arias, F.; Blanco, FA.; Vargas, R.; Ferrer, R. 1997. Identificación anatómica y morfológica de especies predominantes de hongos micorriza arbusculares (MA) en agroecosistemas bananeros del Caribe de Costa Rica. CORBANA 22(48): 61-75.
- Arias, A. 1998. Suelos tropicales. San José, C.R, EUNED. 168 p.
- Azcon-Aguilar, C.; Barea, JM. 1997. Arbuscular mycorrhizal and biological control of soil-borne plant pathogens: an overview of the mechanism involved. *Mycorrhiza* (6): 457-454.
- Barron, GL. 1977. The nematode-destroying fungi. Ontario, Canadá, Lanceaste Press. 140 p.
- Bethlenfalvay, GJ. 1992. Mycorrhizae and crop productivity. *In* Mycorrhizae in sustainable agriculture (1991, Denver) 1992. Proceedings. Eds. GJ Bethlenfalvay; RG Linderman. Madison, Wisconsin, ASA. p.1-27 (Special Publication).
- Blake, CD. 1966. The histological changes in banana roots caused by *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus* *Nematologica* 12: 129-137.

- Brundrett, M.; Bougher, N.; Dell, D.; Grove, T.; Malacjczuck, N. 1986. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. ACIAR monograph. 32:184-186.
- Coleman, D.; Crossley, DA. 1996. Fundamentals of soil ecology. New York, Academic Press. p. 17-31, 262.
- Collingborn, FMB.;Gowen, SR. 1997. Evaluación de cultivares de banano para la resistencia al *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae*. Infomusa 6 (2) :3.
- CONABAN. 1998. Prefacio. In Reunión ACORBAT (13,1998,Guayaquil, Ecuador). Memorias. Guayaquil, Ecuador.
- Chindo, PS.; Khan, FA. 1990. Control of root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. on tomato, *Lycopersicon esculentum* Mill.; with poultry manure. Tropical-Pest-Management 36 (4):332-335.
- Christie, J. 1986. Nemátodos de los vegetales; su ecología y control. Trad. Por Jessie R .Chirstie. México, D.F., Limusa. 275 p.
- Davide, RG. 1996. Overview of nematodes as a limiting factor in *Musa* production. In New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode, Fusarium and Sigatoka (1995, Kuala Lumpur, Malaysia). Proceedings. Eds. EA Frison; JP Horry; D De Waele. Kuala Lumpur, Malaysia, IPGRI-INIBAP. p. 27-31.
- Davide, RG. 1992. Studies on nematodes affecting bananas in the Philippines. Los Baños, Laguna, Philippines Agriculture and Resources Research Foundation. 175 p.
- De Bach, P. 1968. Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Trad. Carlos Manuel Castaños. México, DF, Compañía Editorial Continental. 949 p.
- DeBrito Alvarez, MA.; Gagne, S.; Antoun, H. 1995. Effect of compost on rhisosphere microflora of the tomato and the incidence of plant growth-promoting Rhizobacteria, Appl. Environ. Microbiol. 61:194-199.

- Dommergues, YR.; Belser, LW.; Schmidt, EL. 1978. Limiting factors for microbial growth and activity in soil. *Advances in Microbial Ecology* 2: 49-104.
- Domínguez, A. 1986. *Tratado de fertilización*. 2 ed. Madrid, España, Mundi-Prensa. 601p.
- Duvón, H. 1998. Control biológico del nemátodo del volcamiento *Radopholus similis* en el cultivo del banano *Musa AAA*. Trabajo de graduación Ing. Agr. Limón, C.R., Escuela de Agricultura de la Región Tropical Húmeda. 76 p.
- FAO. 1991. Manejo del suelo. Producción y uso del compost en ambientes tropicales y subtropicales. *Boletín de suelos* N°56. 178 p.
- Faber, BA.; Zasoski, DA.; Munns, DA.; Shackel, K. 1991. A method of measuring hyphal nutrient uptake in mycorrhizal plants. *Can. J. Bot.* 69:87-94.
- Fariás, J.; Orozco, M.; López, J.; Silva, F. 1998. Incremento en la producción de banano mediante nematicidas usados en el control de *Radopholus similis*. *Manejo Integrado de Plagas* 50:60-65.
- Figuroa, MA.; Molina, ME.; Pérez, L. 1990. Cultivos alternos para controlar nemátodos en renovación de plantaciones bananeras. *ASBANA* 14 (33): 19-26.
- Generalao, LC.; Davide, RG. 1992. Biological Control of *Radopholus similis* on banana with three nematophagous fungi. In Davide, RG. *Studies on nematodes affecting bananas in the Philippines*. Los Baños, Laguna, Philippine, Philippine Agriculture and Resources Research Foundation. p.133-139.
- Gooris, J.; D'Herde, CJ. 1972. A method for the quantitative extraction of eggs and second stage juveniles of *Meloidogyne* from soil. Publication of the State nematology and entomology research station, Merelbeke, Belgium.

- Gowen, S.; Quénéhervé, P. 1990. Nematode parasite of bananas, plantains and abaca. *In* Luc, M.; Sikora, A.; Bridge, J. eds. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Wallingford, United Kingdom, CAB International. p.431-460.
- Hadar, Y.; Gorodecki, B. 1991. Suppression of germination of sclerotia of *Sclerotium rolfsii* in compost. *Soil Biol. Biochem.* 23: 303-306.
- Hardie, K.; Leyton, L. 1981. The influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza on growth and water relations of red clover; 1. Phosphate deficient soil. *New Phytol.* 89: 599-608.
- Harley, J.L.; Smith, S.E. 1983. *Mycorrhizal Symbiosis*. New York, Academic Press. 483 p.
- Hayman, D.S. 1983. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.* 61:944-963.
- Hoitink, H.A.J.; Stone, A.G.; Han, D.Y. 1997. Supresión de enfermedades mediante el uso de compost. *Manejo Integrado de Plagas* 43:31-39.
- Hussey, R.S.; Roncadori, R.W. 1982. Vesicular-arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. *Plant Disease* 66: 9-14.
- INVAM. 1997. International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. (On line). Consultado 25 de Octubre 1999. Disponible: <http://invam.caf.wvu.edu>.
- Jaizme-Vega, M.C.; Galan, V.; Cabrera, J. 1991. Preliminary results of VAM effects on bananas under field conditions. *Fruits* 46(1): 19-22.
- Jaizme-Vega, M.C.; Tenoury, P.; Pinochet, J.; Jaumot, M. 1997. Interactions between the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* and *Glomus mosseae* in banana. *Plant and Soil* 196 (1):27-35.

- Jaizme-Vega, MC.; Azcon, R. 1995. Responses of some tropical and subtropical cultures to endo-mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza* 5(3): 213-217.
- Jaizme-Vega, MC. 1999. Aplicación de micorrizas arbusculares (MA) sobre plataneras micropropagadas. *In* Producción de banano orgánico y, o, ambientalmente amigable (1998, Guácimo, Costa Rica). Memorias. Eds. FE Rosales; SC Tripon; J Cerna. Montpellier, Francia, IPGRI-INIBAP. p. 106-122.
- Janzen, RA. Cook, FD.; McGill, WB. 1995. Compost extract added to microcosms may simulate community-level controls on soil microorganisms involved in element cycling, *Soil Biol. Biochem.* 27: 181-188.
- Jatala, P. 1986. Biological control of plant parasitic nematodes. *Annu. Rev. Phytopathology* 24: 453-459.
- Koske, RE.; Gemma, JN.; 1989. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. *Mycol. Res.* 92(4): 486-505.
- Kotcon, JB.; Bird, GW.; Rose, LM.; Dimoff, K. 1985. Influence of *Glomus fasciculatum* and *Meloidogyne hapla* on *Allium cepa* in organic soils. *Journal of Nematology* 17: 55-60.
- Kozlowski, TT. 1978. How healthy plants grow. *In* Horsfall, JG.; Cowling, EB. eds. *Plant disease an advanced treatise*. New York, USA, Academic Press, INC. Vol III. p. 19-51.
- Kurle, JE.; Pflieger, FL. 1996. The effects of cultural practices and pesticides on VAM fungi. *In* Pflieger, F.L.; Linderman, GR. Eds. *Mycorrhizae and plant health*. St. Paul, Minnesota, APS Press. Symposium Series. p. 103-131.
- Lahav, E.; Tumer, DW. 1992. Fertilización del banano para rendimientos altos. Segunda edición. Boletín N° 7. Instituto de la Potasa y el Fósforo. Quito, Ecuador. 71 p.

- Lescot, T.; Urtado M, J.L. 1998. Importancia de la micorrización y de los nemátodos en la producción sostenible de los plátanos en América Latina y Caribe. *In* Reunión ACORBAT (13,1998, Guayaquil, Ecuador). Memorias. Guayaquil, Ecuador, CONABAN. p.41-49.
- Liu, LX.; Hsiang, T.; Carey, K.; Eggens, J.L. 1995. Microbial populations and suppression of dollar spot disease in creeping bentgrass with inorganic and organic amendments. *Plant Disease* 79: 144-147.
- Linderman, R.G. 1988. Mycorrhizal Interactions with the Rhizosphere Microflora: The Mycorrhizosphere Effect. *Phytopathology* 78(3): 366-371.
- Linderman, R.G. 1996. Role of VAM fungi in biocontrol. *In* Pflieger, F.L.; Linderman, G.R. Eds. *Mycorrhizae and plant health*. St. Paul, Minnesota, APS Press. Symposium Series. P. 1-25.
- Lopez, R.; Salazar, L. 1990. Microscopía electrónica de rastreo de varias poblaciones de *Meloidogyne javanica* (Nematata: Heteroderidae). *Agronomía Costarricense* 14(1): 45-54.
- Luc, M.; Hunt, D.J.; Machon, J.E. 1990. Morphology, anatomy and biology of plant parasitic nematodes a synopsis. *In* Luc, M.; Sikora, A.; Bridge, J. Eds. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford, United Kindom, CAB International. p.1-44.
- Luc, M.; Sikora, R.A.; Bridge, J. Eds. 1990. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Wallingford, United Kindom, CAB International. 629 p.
- Mateille, T. 1994. Comparative host tissue reactions of *Musa accuminata* (AAA group) cvs 'Poyo' and 'Gros Michel' roots to three banana-parasitic nematodes. *Ann. Appl. Biol.* 124:65-73.

- Mena, J.; Vázquez, R.; Fernández, M. 1997. Resultados del uso de *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* en el control de *Radopholus similis* en plantaciones de plátano y banano. *Centro Agrícola* 24(1): 41-49.
- Mirenda, J. 1998. Strategies for sustainable production in bananas. In Reunión ACORBAT (13,1998,Guayaquil, Ecuador). Memorias. Guayaquil, Ecuador, CONABAN. p. 625-633.
- O'Bannon, JH. 1977. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and its importance in crop production. *Journal of Nematology* 9(1):16-25.
- O'Bannon, JH.; Nemeč, S. 1979. The response of Citrus lemon seedlings to a symbiont, *Glomusetunicatus* and a pathogen, *Radopholus similis*. *J. Nematol.*
- Parvathi, K.; Venkateswarlu, K.; Rao, AS.1985. Toxicity of soil-applied fungicides to the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* in groundnut. *Can. J. Bot.* 63:1673-1675.
- Paul, EA.; Clark, FE.1996. Soil microbiology and biochemistry. 2ed. San Diego, California, Academic Press. 320 p.
- Perrin, R.; Plenchette, C. 1993. Effect of some fungicides applied as soil drenches on the mycorrhizal infectivity of two cultivated soils and their receptiveness to *Glomus intraradices*. *Crop Protection* 12: 127-133.
- Pinochet, J.; Rowe, PR. 1979. Progress in breeding for resistance to *Radopholus similis* banana. *Nematropica* 9:76-78.
- Porter, WM. 1979. The "most probable number" method for enumerating infective propagules of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in soil. *Aust. J. Soil Res.* 17:515-519.
- Rabatin, SC.; Stinner, BR. 1989. The significance of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungal-soil macroinvertebrate interactions in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 27:195-204.



- Ramírez, C. 1996. Efecto de las prácticas agrícolas sobre las microflora del suelo: Oportunidades en la fitoprotección. *In* Congreso Nacional Agronómico (10, 1996, San José, Costa Rica). Memoria. San José, Costa Rica, EUNED. p. 81-84.
- Rynk, R.; Van De Kamp, M.; Willson, G.B.; Singley, M.E.; Richard, T. L; Kolega, J.L.; Gouin, F.R.; Laliberty, L.; Kay, D.; Murphy, D.W.; Hoitink, H.; Brinton, W. 1992. On farm composting handbook. Ithaca, N.Y. 186 p.
- Sánchez, MP. 1989. Interacciones entre micorrizas y patógenos de plantas. *In* Investigaciones sobre micorrizas en Colombia (1989, Palmira, Colombia). 1989. Proceedings. 2 ed. Sieverding, E.; Sánchez, MP.; Bravo, N. Eds. Palmira, Colombia. CIAT-GTZ. p.65-81.
- Sarah, J.L. 1989. Banana nematodes and their control in Africa. *Neotropica*. 19:199-215.
- Shintani, M.; Tabora, P. 1997. Producción de bokashi para agricultura orgánica en trópicos. Guácimo, Costa Rica, EARTH. 7 p.
- Sieverding, E. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agroecosystems. Technical Cooperation, Federal Republic of Germany. Eschborn. Schriftenreihe der GTZ, N° 224. 371 p.
- Smith, GS.; Hussey, RS.; Roncadori, RW. 1986. Penetration and postinfection development of *Meloidogyne incognita* on cotton as affected by *Glomus intraradices* and phosphorus. *Journal of Nematology* 18(4):429-435.
- Smith, GS. 1987. Interactions of nematodes with mycorrhizal fungi. *In* Veech, JA.; Dickson, DW. eds. Vistas on Nematology. Hyattsville, U.S.A.; Society of Nematologist. p. 469-476.
- Taiz, L.; Zeiguer, E. 1991. Plant physiology. Redwood City, California, The Benjamin/Cummins Publishing. 565p.

- Tarté, R. 1994. Sostenibilidad y producción de banano para la exportación: percepción a futuro. *In* Reunión ACORBAT(11,1994, San José, Costa Rica). Memoria. San José, Costa Rica. 835 p.
- Thomson, KM.; Hussey, RS.; Roncadori, RW. 1983. Interaction of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus with *Meloidogyne incognita* on tomato. *Journal of Nematology* 15: 221-227.
- Vilich, V.; Sikora, RA. 1998. Diversity in Soilborne Microbial Communities a tool for Biological System Management of Root Health. *In* Boland, GJ.; Kuykendall, LD. eds. *Plant-Microbe Interactions and Biological Control*. New York. Marcel Dekker, Inc. p. 1-14.
- Walker, C. 1983. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: spore wall concepts in species descriptions. *Mycotaxon* 18: 443-455.
- Wallace, HR. 1983. Interaction between nematodes and others factors on plants. *Journal of Nematology* 15: 221-227.
- You, MP.; Sivasithamparan, K. 1995. Changes in microbial populations of advocado plantation mulch suppressive of *Phytophthora cinnamomi*, *Appl. Soil Ecol.* 2: 33-43.

8. ANEXOS

Anexo 1. Composición química* del suelo utilizado para formar los sustratos de las plantas de banano creciendo en invernadero

(cm)	(%)	(H ₂ O)	(cmol(+)/L)				mg/L				(%)	mg/kg
			Ac. Ext.	Ca	Mg	K	P	Cu	Zn	Mn		
Prof	MO	pH									N	P total
0-20	4.38	5.4	0.42	2.35	1.03	0.52	7.26	18.94	2.38	9.97	0.22	1349.2

*Extracción en Olsen Modificado, pH 8.5 y KCl 1 Normal.
pH en agua. MO=Materia orgánica (Por método de Walkley Black).
Prof= Profundidad, Ac. Ext.= Acidez extraíble

Bases* y CIC"

(cm)	(cmol(+)/kg)				
	CIC	Ca	Mg	K	Na
Prof					
0-20	30.16	2.52	1.09	1.05	0.04

*Extracción de bases con acetato de amonio 1N, pH 7.0 y lectura por absorción atómica.
"CIC= Capacidad de intercambio catiónico, extracción con NaCl 10%, pH 2.5, luego destilación del amonio.

Anexo 2. Composición química del compost utilizado en plantas de banano en invernadero y en plantación comercial.

Humedad.....	46.7%
Materia Orgánica.....	56.8%
Cenizas.....	43.2%
Nitrógeno.....	5.0%
C/N.....	5.7
MgO.....	0.32%
CaO.....	2.18%
Fe.....	0.23%
K ₂ O.....	1.26%
P ₂ O ₅	3.39%
Pb.....	8.67 ppm
Cu.....	92.2 ppm
Ni.....	13.0 ppm
Cr.....	10.8 ppm
Cd.....	3.25 ppm
Zn.....	122 ppm

Anexo 3. Composición química del ácido húmico utilizado en plantas de banano en invernadero

Humatos, fulvatos y ácido hematmelánico.....	12%
Nitrógeno (NH ₄ NO ₃).....	8%
Potasio (K ₂ O).....	6%
Fósforo (P ₂ O ₅).....	6%
Magnesio (MgO).....	0.5%
Boro (B).....	20 ppm
Coloides inorgánicos.....	1 %
Ingredientes inertes.....	66.5 %

Anexo 4. Proporciones y mezclas de enmiendas orgánicas (compost y ácido húmico), suelo y arena utilizadas para formar los sustratos de cada tratamiento en invernadero

- Tratamiento 1: sustrato formado por 3 partes de suelo estéril* y 1 parte de arena estéril.
 Tratamiento 2: sustrato formado por 3 partes de compost y 1 parte de mezcla 3:1(suelo:arena).
 Más 100 mililitros mensuales de solución de ácido húmico al 6% V/V.
 Tratamiento 3: sustrato formado por 3 partes de suelo estéril* y 1 parte de arena estéril. Más
 100 mililitros mensuales de solución de ácido húmico al 6% V/V.
 Tratamiento 4: sustrato formado por 3 partes de compost y 1 parte de mezcla 3:1(suelo:arena).
 Tratamiento 5: sustrato formado por 3 partes de suelo estéril* y 1 parte de arena estéril. Más
 100 mililitros mensuales de solución de ácido húmico al 6% V/V.
 Tratamiento 6:(Testigo): sustrato formado por 3 partes de suelo estéril* y 1 parte de arena
 estéril.
 Tratamiento 7: sustrato formado por 3 partes de compost y 1 parte de mezcla 3:1(suelo:arena).

* La composición química del suelo estéril se muestra en el Anexo 1, el suelo se recogió y se coló en un tamiz de 5x5 milímetros.

Anexo 5. Composición química del fertilizante foliar utilizado en invernadero

Ingredientes activos:

Nitrógeno total (N).....	110 gramos/litro (9.1 % p/p)
Fósforo (P ₂ O ₅).....	80 gramos/litro (6.6 % p/p)
Potasio (K ₂ O).....	60 gramos/litro (5.0 % p/p)

Elementos menores quelatizados:

Boro (B).....	400 miligramos/litro
Zinc (Zn).....	800 miligramos/litro
Cobre(Cu).....	400 miligramos/litro
Molibdeno(Mo).....	50 miligramos/litro
Calcio (Ca).....	250 miligramos/litro
Manganeso (Mn).....	400 miligramos/litro
Hierro(Fe).....	500 miligramos/litro
Magnesio(Mg).....	250 miligramos/litro
Clorhidrato de Tiamina.....	40 miligramos/litro
Ácido indolacético.....	30 miligramos/litro

Anexo 6. Metodología para determinar peso de raíz funcional y % de raíz muerta en plantas de invernadero

Para determinar el peso de raíces funcionales, primero se cortó la parte aérea del pseudotallo y se procedió luego a extraer las raíces de la maceta, para esto se golpeó un poco la misma y luego se extrajo el contenido (suelo y raíces). Se procedió entonces a lavarlas con agua corrida, quitándoles el suelo adherido. Una vez lavadas las raíces, se procedió a separar, por una parte las funcionales, es decir las que no tenían síntomas de ataque de *R. similis* y por otra parte las raíces muertas, es decir las que tenían síntomas de ataque y también las que estaban necrosadas. Se pesó luego la cantidad total de raíces (funcionales y muertas).

Finalmente se pesó por separado, la cantidad de raíces funcionales y la cantidad de raíces muertas. El % de estas últimas se determinó en base al total de raíces (funcionales y muertas), así:

$$\% \text{ de raíces muertas} = \frac{\text{Peso fresco de raíces necrosadas} \times 100}{\text{Peso fresco de raíz total (funcionales y muertas)}}$$

Anexo 7. Metodología de tinción de raíces y determinación del % de micorrización del hongo *Glomus* sp. de plantas en invernadero (Koske y Gemma, 1989), (Brundrett et al 1996) modificado.

Para la tinción de raíces se procedió de la siguiente manera:

- a) Se separó una submuestra (0.5 a 3 gramos) de raicillas sanas (no necrosadas) procurando abarcar todo el sistema radical de la planta en la maceta.
- b) Se colocó cada submuestra de raicillas (seleccionar las más delgadas) en tubos de ensayo etiquetados y ubicados en una gradilla .
- c) Se colocó con un dispensador agua corriente a cada tubo y se lo agitó fuertemente, se repitió varias veces según la cantidad de suelo adherido a las raicillas, para esto se usó un colador fino para rescatar las raicillas después de cada lavado.
- d) Se escurrió bien la muestra y se agregó una solución de KOH (hidróxido de potasio) al 10 % V/V, hasta cubrir cada muestra, luego se llevó a baño María, en una rango de temperatura de 80 a 90 °C durante 4 minutos (para raíces de banano).
- e) Luego se escurrió la solución de KOH, usando nuevamente colador fino para no perder raíces.
- f) Se lavó tres veces cada muestra con agua corriente, se agitó en cada lavado y se eliminó el agua sucia después de cada lavado, se usó nuevamente colador fino para rescatar las raíces.
- g) Se dejó escurrir la muestra y se agregó una solución de HCl (ácido clorhídrico) al 10 % V/V, sin calentar las muestras (temperatura ambiente), durante 4 minutos. Para lograr una buena neutralización del KOH, se agitó varias veces durante este período. Se observó el blanqueo de las raíces.
- h) Se escurrió el HCl y se enjuagó con agua tres veces.
- i) Se agregó una solución de azul de tripano al 0.05 % P/V y se calentó nuevamente las muestras durante 4 minutos a un rango de 80 a 90°C.
- j) Se escurrió la tinción usando colador fino.
- k) Se enjuagó una vez las raicillas con agua destilada para remover el exceso de colorante.

Para el montaje de las raíces teñidas se procedió de la siguiente manera:

- a) Una vez teñidas las raíces, estas se colocaron sobre un plato Petri y se las distribuyó al azar con una pinza.
- b) Se preparó un portaobjeto, y se obtuvieron 5 segmentos de raicillas de aproximadamente 1 centímetro de longitud, y se las colocaron paralelas entre si y a una distancia uniforme una de la otra, sobre el portaobjeto.
- c) Se colocó luego varias gotas pequeñas de glicerina sobre las raicillas y luego se las cubrió con el cubre objetos.
- d) Por ultimo se observó al microscopio a 20 x.

Para determinar el porcentaje de colonización:

- 1) Se enfocan cinco campos en cada segmento de raíz, cada campo es todo lo que se observa en la circunferencia del enfoque del binocular del microscopio.
- 2) Se evaluó visualmente en cada campo la presencia de vesículas y micelios (externos e internos), a lo largo de la longitud de la raíz. Se observó cada campo y se iba marcando positivo o negativo según la presencia o ausencia respectivamente. Se marcó positivo si existió micelio o vesículas.
- 3) El % de colonización se realizó de la siguiente manera:

Se elaboró un (Cuadro A) de evaluación donde en la columna 1, se colocó la identificación de la muestra (tratamiento y repetición) de las raicillas evaluadas. En la columna 2 se enumeró las raicillas del 1 al 5. En la columna 3 se formaron 5 casillas para los cada campo evaluado. En la columna 4, se sumó el total de campos positivos. En la columna 5, se determinó el promedio de

campos colonizados en base al total de campos. En el siguiente cuadro se muestra un ejemplo de determinación del porcentaje de colonización:

Cuadro A. Evaluación y ejemplificación de la determinación del % de colonización.

1	2	3 (Campos)					4	5
		1	2	3	4	5		
T/R	Raicillas	1	2	3	4	5	C-Positivos	PCColonizaodos
1-1	1	0	0	1	1	0	2	0.4
1-1	2	0	0	1	0	0	1	0.2
1-1	3	0	0	0	0	0	0	0.0
1-1	4	1	1	0	0	1	3	0.6
1-1	5	0	0	0	1	0	1	0.2
							Total	1.4

Finalmente se realizó una sumatoria de la casilla 5 y luego se determinó el porcentaje de colonización micorrícica así:

$$\% \text{ Colonización} = \frac{\text{Total de campos colonizados}}{\text{Total de campos evaluados}} \times 100$$

En este caso de ejemplo fue: $\% \text{ Colonización} = (1.4 \times 100)/5$
 $\% \text{ Colonización} = 28.$

Anexo 8. Metodología de extracción y determinación del número de esporas/100 gramos de suelo del hongo *Glomus* sp. (Koske y Gemma, 1989), (Brundrett *et al* 1996) modificado.

Metodología de extracción de esporas del suelo

- 1) Se obtuvo 20 gramos de suelo en los respectivos tratamientos y se los colocó en beakers identificados, se llenó con agua corriente hasta tapar la muestra y se dejó reposar durante 20 minutos.
- 2) Se filtró el contenido de los beakers utilizando tres tipos de tamiz, el de mayor diámetro de apertura de (16 mesh) primero, luego el segundo de diámetro intermedio de 150 micrómetros (100 mesh) y por último el tercero de menor diámetro 45 micrómetros (325 mesh). En el primer tamiz se aplicó agua de chorro fuertemente hasta que la mayoría de partículas de suelo se haya filtrado (quedando residuos de raíces, terrones y piedras), luego se retiró este tamiz y se lava el contenido del segundo tamiz, luego se retira este y se recoge el contenido del tercer tamiz lo cual se colocó en tubos plásticos de 50 mL para centrifuga. Para traspasar el contenido del tamiz a los tubos plásticos se utilizó con cuidado embudo y un dispensador con agua destilada. Finalmente se llenaron los tubos con agua destilada y se dejó reposar durante 20 minutos.
- 3) Una vez transcurridos los 20 minutos, se extrajo medio volumen (se utilizó pipeta con succionador de vacío, la cual se lavó dos veces con agua corriente después de cada extracción) y se eliminaron los residuos que se adhieren a la parte superior del tubo.
- 4) Luego del paso anterior se adicionó a cada tubo una solución azucarada al 60%, hasta llenar el tubo a 50 mL.
- 5) Posteriormente se agitó con una espátula delgada el contenido de cada tubo con la solución azucarada.
- 6) Luego se centrifugaron los tubos a 1500 r.p.m. durante 10 minutos.

- 7) Posterior a la centrifugación, se visualizó en el fondo de cada tubo, la sedimentación del suelo y de partículas más pesadas; se visualizó también una capa intermedia (superficie de la solución de azúcar) donde se encontró un disco de esporas del hongo endomicorrízico. Los restos de materia orgánica quedaron en la superficie del agua.
 - 8) Luego se introdujo una pipeta hasta la capa intermedia de cada tubo donde está el disco de esporas y se succionó cuidadosamente hasta aproximadamente 1.5 cm del fondo, donde estaba el suelo sedimentado.
 - 9) Lo succionado se lo colocó en un pequeño tubo de ensayo, luego el contenido se lo vertió en un tamiz fino y limpio, y se procuró colocarlo en un punto establecido con una marca en el tamiz.
 - 10) Luego se realizó cuidadosamente un pequeño lavado con agua corriente vertida sobre el tamiz con el objetivo de remover los residuos de azúcar que están en la superficie de las esporas.
 - 11) La porción lavada se colocó en un pequeño envase de plástico con su respectiva rotulación, posteriormente se colocó su contenido sobre un filtro Watman número 1, el cual estaba montado sobre una bomba de vacío (Gast, modelo DOA-P104-AA), la cual succión el agua y dejó sobre la superficie del filtro las esporas, las cuales fueron contabilizadas posteriormente utilizando un esteresocopio.
-

Anexo 9. Metodología de extracción y determinación de población de *R. similis* para raíces de plantas de invernadero

- 1) Se procedió a extraer las raíces de cada maceta, se obtuvieron todas las raíces y se las dejó adheridas con un pedazo de vulvo y pseudotallo.
 - 2) Se separó el vulvo y se pesó como parte del peso fresco total.
 - 3) Una vez obtenidas las raíces, se separaron las raíces funcionales (blancas) de las raíces afectadas (necrosadas).
 - 4) Se pesaron las raíces sanas y necrosadas separadamente.
 - 5) Se picaron las raíces sanas con cuchillo (1 a 1.5 cm) y se mezclaron de manera uniforme.
 - 6) Se escogió al azar 20 gramos de raíces funcionales de cada muestra.
 - 7) Se licuó la raíz en licuadora Osterize (865-26L) en dos períodos de tiempo, 10 minutos a velocidad alta y 10 minutos a velocidad baja.
 - 8) Luego se colocó el producto del licuado (raíces desintegradas y agua), en un sistema de tamizado a compuesto de 3 tamices con diferentes diámetros de tamizaje, colocando la de mayor diámetro (50 mesh) como primer tamiz, la de diámetro intermedio (100 mesh) como segundo tamiz y la de menor diámetro (400 mesh) como tercer tamiz que cumple la función de recoger los nemátodos. Se lavó con agua corrida el primer tamiz durante 3 a 4 minutos, luego se retiró este tamiz y se lavó el segundo tamiz durante 3 a 4 minutos. Posteriormente se recogió el contenido del tercer tamiz y se lo colocó en beaker, llevando el contenido hasta un volumen de 200 mL de agua para su posterior conteo poblacional en el microscopio.
 - 9) Se colocó la manguera de un burbujeador en el beaker y se extrajo un volumen de dos mililitros usando una pipeta. Este volumen se lo colocó en una siracusa de conteo, la cual tenía 7 campos de lectura delimitados por líneas paralelas y con una separación de 4 milímetros.
 - 10) Se procedió a contar individuos *R. similis* a 40 x en esteresocopio invertido.
 - 11) Luego de contar la cantidad de individuos en los dos mililitros de la siracusa se procedió a extrapolar esta cantidad a 200 mililitros que fue la solución madre. En estos 200 mililitros se encontraban los 20 gramos de raíces licuadas. Entonces se obtuvo el dato de población de *R. similis* por cada 20 gramos de raíces.
-

Anexo 10. Matriz de correlación de las variables de respuesta en experimento de invernadero, cv. 'Gran Enano'

	Altura	Diámetro pseudotallo	N°de hojas	Peso fresco total	Materia seca total	P raíz Funcional	% Raíz muerta	% colonización	Esporas /100g de suelo	R. similis /100g de raíz
Altura	1.000* 0.0=	0.971 0.0001	0.880 0.0001	0.959 0.0001	0.973 0.0001	0.821 0.0001	-0.536 0.0001	-0.020 0.9023	0.345 0.0288	0.1934 0.1086
Diámetro Pseudotallo	0.971 0.0001	1.000 0.0	0.869 0.0001	0.957 0.0001	0.960 0.0001	0.836 0.0001	-0.580 0.0001	0.022 0.8914	0.335 0.0343	0.265 0.0265
N°de Hojas	0.880 0.0001	0.869 0.0001	1.000 0.0	0.795 0.0001	0.845 0.0001	0.714 0.0001	-0.453 0.0001	0.024 0.8786	0.103 0.5232	0.222 0.0638
Peso Fresco total	0.959 0.0001	0.957 0.0001	0.795 0.0001	1.000 0.0	0.976 0.0001	0.849 0.0001	-0.575 0.0001	0.013 0.9334	0.439 0.0046	0.176 0.1448
Materia Seca total	0.973 0.0001	0.960 0.0001	0.845 0.0001	0.976 0.0001	1.000 0.0	0.848 0.0001	-0.560 0.0001	0.035 0.82560	0.362 0.0214	0.181 0.1337
Peso raíz Funcional	0.821 0.0001	0.836 0.0001	0.714 0.0001	0.849 0.0001	0.848 0.0001	1.000 0.0	-0.841 0.0001	0.051 0.7546	0.121 0.4561	0.358 0.0023
% raíz muerta	-0.536 0.0001	-0.580 0.0001	-0.453 0.0001	-0.575 0.0001	-0.560 0.0001	-0.841 0.0001	1.000 0.0	-0.062 0.7033	0.048 0.7669	-0.415 0.0003
% colonización	-0.020 0.9023	0.022 0.8914	0.024 0.8786	0.013 0.9334	0.035 0.8256	0.051 0.7546	-0.062 0.7033	1.000 0.0	-0.155 0.3392	0.044 0.7846
Esporas/100g De suelo	0.345 0.0288	0.335 0.0343	0.103 0.5232	0.439 0.0046	0.362 0.0214	0.121 0.4561	0.048 0.7669	-0.155 0.3392	1.000 0.0	-0.200 0.2139
R. similis/100g De raíz	0.193 0.1086	0.265 0.0265	0.222 0.0638	0.176 0.1448	0.181 0.1337	0.3580 0.0023	-0.415 0.0003	0.044 0.7846	-0.200 0.2139	1.000 0.0

* Coeficiente de correlación de Pearson

= Valor de probabilidad de error cuando se rechaza la hipótesis de que el coeficiente de correlación es cero, Ho: Rho=0.

valores > 0.05 (no hay correlación significativa)

valores < 0.05 (correlación significativa),

valores < 0.01 (correlación altamente significativa).

Anexo 11. Análisis foliar de las plantas de banano en invernadero cosechadas 210 días después de la siembra

Tratamientos	%					Mg /Kg	
	Ca	Mg	K	P	N	Cu	Zn
T1	0.54	0.46	1.86	0.11	0.94	2.87	37.42
T2	0.77	0.30	4.78	0.21	3.13	7.24	34.51
T3	0.79	0.34	1.47	0.09	2.80	4.54	32.77
T4	0.55	0.36	4.01	0.18	2.48	6.24	35.95
T5	0.81	0.39	1.74	0.10	2.95	5.52	33.02
T6	0.70	0.49	1.70	0.10	0.94	3.99	53.52
T7	0.96	0.33	5.21	0.24	3.30	9.91	19.11
Nivel crítico*	0.50	0.30	3.00	0.20	2.60	9.00	18.00

Nota: Digestión húmeda con mezcla de ácidos nítrico-perclórico, 5:1 y lectura por absorción atómica para Ca, Mg, K, Cu, Zn, Mn. Fósforo por método colorimétrico del extracto de digestión nítrico-perclórica. Nitrógeno por método semimicro Kjeldahl.

* Niveles críticos propuestos por Lahav y Turner (1992).

Anexo 12. Extracción y determinación de nemátodos en la plantación comercial, método de extracción de Gooris y D'Herde (1972) modificado.

- 1) Se registra y se lava la muestra proveniente de cada repetición en cada tratamiento.
- 2) Se separa la raíz funcional y la raíz muerta.
- 3) Se obtiene el peso de la raíz funcional y de la raíz muerta.
- 4) Para la extracción de nemátodos, se obtienen 100 gramos de las raíces funcionales por muestra y se las divide en 4 repeticiones de 25 gramos cada una.
- 5) Se licúa a r.p.m. constantes los 25 gramos de cada repetición con 200 mL de agua, en dos lapsos de tiempo de 10 segundos cada uno, dando un descanso de 5 segundos entre los lapsos. Se utilizó licuadora Waring Blender (33BL79 700).
- 6) El licuado obtenido se coloca sobre un sistema de tamices (Usa. Standard Testing Sieve) conformado por tres tamices. Primero se coloca el licuado sobre el tamiz de 600 micrómetros (28 mes) y se lava con agua corrida a presión constante durante 3 minutos. Luego se retira este tamiz y se trabaja con el segundo tamiz que se encuentra abajo y es de 150 micrómetros (100 mes), se lava durante 2 minutos. Finalmente se retira este tamiz y se recoge lo que pasó al tamiz más fino 45 micrómetros (325 mes).
- 7) El último tamiz es lavado cuidadosamente y el contenido se coloca en tubos de ensayo de 50 mL.
- 8) El contenido del tubo de ensayo de 50 mL se lo coloca en una probeta y se afora a 250 mL, (esta probeta contiene los nemátodos extraídos en cada repetición de 25 gramos de raíz).
- 9) Con una pipeta se recolectan 2 mL de la probeta de 250 mL y se los coloca dentro de una cámara de conteo o siracusa la cual tiene una longitud de 2.4 cm, ancho de 2.4 cm y una profundidad de 0.35 cm.
- 10) Finalmente se realiza el conteo en microscopio de cada replica de 2 mL.
- 11) Como son 4 replicas se obtienen cuatro lecturas provenientes de 8 mL, luego se suman las 4 lecturas y se extrapolan. Se presenta un conteo hipotético para explicar la determinación de la cantidad de nemátodos así:

Si en la sumatoria de las 4 lecturas se obtuvieron 104 nemátodos los cuales provienen de 8 mL de agua, entonces se extrapola a 1,000 mL que son las cuatro probetas de 250 mL cada una (en las cuatro probetas está contenida la extracción de los 100 gramos de raíz es decir 25 gramos en cada probeta).

$$\begin{array}{r} \text{Entonces } 104 \text{ nemátodos } \underline{\hspace{2cm}} 8 \text{ mL} \\ \text{X } \text{nemátodos } \underline{\hspace{2cm}} 1,000 \text{ mL} \end{array}$$

En este caso se obtuvieron 13,000 nemátodos/100 gramos de raíz.

Anexo 13. Tabla de clasificación de plantaciones bananeras respecto a su vigor

VIGOR*	Ø P. MADRE A LA COSECHA	ALTURA DEL HIJO A LA COSECHA	MANOS/RACIMO	PESO DEL RACIMO
A	> 80 cm	>325 cm	>10	>31.75 kg
B	65-79 cm	275-325 cm	7-9.9	22.67-31.75 kg
C	< 64.99 cm	<275 cm	<6.90	< 22.67 kg

* Datos de vigor para el cv. 'Valery'. A= Excelente B=Intermedio C=Deficiente
Ø P. Madre = circunferencia de la planta madre a la cosecha.

Anexo 14. Matriz de correlación de las variables de respuesta en experimento en plantación comercial, cv. 'Valery'

	0 P. Madre a cosecha	Altura del hijo a la cosecha	N° Manos Por racimo	Peso del racimo	Población de R. similis	Raíz funcional	% Raíz muerta	% de colonización
0 P. Madre a la cosecha	1.000* 0.0=	0.6272 0.0001	0.5793 0.0001	0.6364 0.0001	0.0141 0.8714	0.1207 0.1649	-0.1307 0.1320	0.2159 0.0122
Altura del hijo a la cosecha	0.6272 0.0001	1.000 0.0	0.4651 0.0001	0.6104 0.0001	0.0796 0.3606	0.0877 0.3136	-0.0495 0.5700	0.2511 0.0034
N°manos Por racimo	0.5793 0.0001	0.4651 0.0001	1.000 0.0	0.7822 0.0001	0.0074 0.9311	0.2664 0.0015	-0.0953 0.2642	0.1165 0.1721
Peso del racimo	0.6364 0.0001	0.6104 0.0001	0.7822 0.0001	1.000 0.0	0.0770 0.3672	0.2818 0.0008	-0.1531 0.0719	0.2148 0.0111
Población de R. similis	0.0141 0.8714	0.0795 0.3606	0.0074 0.9311	0.0770 0.3672	1.000 0.0	-0.0067 0.9324	0.1095 0.1638	0.2155 0.0057
Raíz funcional	0.1206 0.1649	0.0877 0.3136	0.2664 0.0015	0.2818 0.0008	-0.0067 0.9324	1.000 0.0	-0.4447 0.0001	0.2747 0.0004
% Raíz muerta	-0.1307 0.1320	-0.0495 0.5700	-0.0953 0.2642	-0.1532 0.0719	0.1095 0.1638	-0.44477 0.0001	1.000 0.0	-0.2856 0.0002
%de colonización	0.2159 0.0122	0.2511 0.0034	0.1165 0.1721	0.2148 0.0111	0.2155 0.0057	0.2747 0.0004	-0.2856 0.0002	1.000 0.0

* Coeficiente de correlación de Pearson
 = Valor de probabilidad de error cuando se rechaza la hipótesis de que el coeficiente de correlación es cero, Ho: Rho=0.
 valores > 0.05 (no hay correlación significativa)
 valores < 0.05 (correlación significativa),
 valores < 0.01 (correlación altamente significativa).

Anexo 15. Análisis químico del suelo en el experimento en plantación comercial

(cm)	(H ₂ O)	(mg*Kg ⁻¹)		(cmol*kg ⁻¹)			(ug*g ⁻¹)					%		
Prof.	pH	A.I.	P	K	Ca	Kg	Na	S	Zn	Fe	Cu	Mn	B	M.O.
0-30	4.88	0.79	50	2.1	19.81	4.30	0.14	34	5	256	10	66	0.58	2.12

Prof= Profundidad, ppm= partes por millón, M.O.= Materia orgánica, A.I.= Acidez intercambiable
 Solución Olsen usada para fósforo.
 Solución de acetato de amonio para cationes.
 Materia orgánica, por método de Walkley Black.

Muestreo en la banda de fertilización a 30 cm de profundidad. Se muestreó en 4 sitios de cada repetición, en cada tratamiento, para conformar una muestra. Los valores son el promedio de todas las muestras de todos los tratamientos.

Anexo 16. Composición química de la gallinaza y bokashi utilizados como enmiendas orgánicas en la plantación comercial

Enmienda	%						ug ^g ⁻¹					%		%
	N	P	K	Ca	Mg	S	Zn	Fe	Cu	Mn	B	H ₂ O	pH	MO
Bokashi*	0.84	0.26	0.79	0.67	0.24	0.20	139	49,598	118	1,230	21	24.8	7.12	13.1
Gallinaza*	1.81	0.45	2.60	12.10	0.58	0.35	310	5,999	571	420	25	13.5	7.57	23.2

*Estas enmiendas se analizaron como muestras foliares.

MO= materia orgánica, se utilizó método de Walkley y Black. Nitrógeno por método de Kjeldhal.

Para determinar pH, se modificó la relación de 1:1 para bokashi y 1:1.5 para gallinaza

Gallinaza seca obtenida de corral de gallinas ponedoras.

Anexo 17. Elaboración de la enmienda orgánica bokashi utilizada en la plantación comercial

Materiales para la elaboración de 480 kg de bokashi:

5 sacos de tierra, 2 sacos de gallinaza, 1 saco de carbón molido, 1 saco de semolina, 1 saco de estiércol de cabra, 2 sacos de granza de arroz (cascarilla de arroz), 2 litros de melaza.

1. Se colocan los materiales en forma de capas sobre el piso, se mezclan bien y se forma un montículo de 50 cm.
2. Se mezcla dos veces al día durante 4 días para evitar altas temperaturas (>45 °C).
3. Al quinto día se revuelve y se reduce la pila a una altura de 30 cm, expandiéndola en el piso.
4. Al sexto día se lo revuelve por ultima vez y se reduce la pila a 10 cm para favorecer el secado. El proceso tiene una duración de 15 días para obtener bokashi seco.

Se recolectan 100 mL de cada extracto vegetal (total 600 litros de las 6 extractos) y se mezclan con 2 litros de melaza, esta mezcla se la aplica cuando se mezclan las capas de la pila de bokashi.

Extractos vegetales utilizados:

Hiervas: Se escogen plantas medicinales como la flor de muerto, se cosechan 6 kg solo los ápices, se pican y se mezclan con 3 litros de melaza, se sella con plástico el embace y se deja reposar 4 días, al ultimo día se cuele el contenido, se recoge en un embace y se almacena durante 8 días finalmente se destapa el embace para que salgan gases generados en el proceso.

Frutas: Se recolectan 6 kg de fruta madura, en este caso banano, se pica y se mezcla con 3 litros de melaza, el proceso es igual al de las hiervas.

Bambú: Se cocina arroz con manteca y sal, sin aplicar olorizantes. Luego se vuelca la olla de arroz en el suelo, debajo de las plantas de bambú y se deja durante 4 días, posteriormente se saca el arroz y se mezcla con 3 litros de melaza, luego se cuele y se embaza dejando reposar durante 8 días antes de su uso.

Yogurt: Se revuelven dos vasos de cualquier yogurt con un litro de melaza y se deja reposar durante 8 días antes de su uso.

Gallinaza: En un embace de 16 litros se colocan 2 kg de gallinaza, 1 kg de semolina y un litro de melaza luego se afora a 16 litros con agua potable. Se mezcla bien y se deja fermentar durante dos meses.

Vinagre de madera: Se obtiene el vinagre resultante de un horno para la obtención de vinagre de madera.

Anexo 18. Elaboración de la enmienda orgánica compost utilizada en plantas de invernadero y en plantación comercial

Se obtuvo el compost proveniente de un ingenio azucarero.

Elaboración:

Es un proceso aeróbico, donde se mezclan los siguientes materiales:

Broza de café (Cáscara de los frutos del café)

Cachaza (Desechos provenientes de la industrialización de la caña de azúcar)

Bagazo (Fibra de la caña azúcar obtenida después de su trituración para la extracción del jugo)

Se realizan tres etapas:

1era. Extracción del agua de la pila formada (1 mes)

2 da. Proceso de descomposición microbiana (1 mes)

3era. Se revuelve la pila de compost hasta obtener 48 a 50 % de humedad.
