

# **Evaluation of Mycoral<sup>®</sup> and liquid humus in the growth of plantain in nursery and field**

Heidi Nicté Macz Barrientos

ZAMORANO  
Science and Production  
December, 2001

# **Evaluación de Mycoral<sup>®</sup> y humus líquido en el crecimiento de plátano en vivero y campo**

Heidi Nicté Macz Barrientos

ZAMORANO  
Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria  
Diciembre, 2001

**ZAMORANO**  
**CARRERA DE CIENCIA Y PRODUCCION AGROPECUARIA**

# **Evaluación de Mycoral<sup>®</sup> y humus líquido en el crecimiento de plátano en vivero y campo**

Proyecto especial presentado como requisito parcial  
para optar al título de Ingeniero Agrónomo  
en el grado académico de Licenciatura

Presentado por

**Heidi Nicté Macz Barrientos**

Zamorano, Honduras  
Diciembre, 2001

El autor concede a Zamorano permiso  
para reproducir y distribuir copias de este  
trabajo para fines educativos. Para otras personas  
física o jurídicamente se reservan los derechos de autor.



---

Heidi Nicté Macz Barrientos

Zamorano, Honduras  
Diciembre, 2001

Evaluación de Mycoral<sup>®</sup> y humus líquido en el crecimiento de plátano en  
vivero y campo

Presentado por

Heidi Nicté Macz Barrientos

Aprobado

---

Mario Bustamante, M.Sc.  
Asesor principal

---

Jorge Iván Restrepo, M.B.A.  
Coordinador de la Carrera de  
Ciencia y Producción Agropecuaria

---

John Reilly, M.P.S.  
Asesor secundario

---

Antonio Flores, Ph. D.  
Decano Académico

---

Gabriel Chiriboga, Ing.  
Asesor secundario

---

Keith L. Andrews, Ph. D.  
Director General

---

Pablo Paz, Ph. D.  
Coordinador PIA  
Fitotecnia

## **AGRADECIMIENTOS**

A Dios por darme la vida, guiarme y protegerme en cada momento.

A mi madre y hermanas por apoyarme incondicionalmente y darme el regalo más importante en la vida, la educación.

A mi familia por el cariño y apoyo.

Al Ing. Bustamante por ayudarme todo el tiempo que duró mi educación en Zamorano y seleccionarme para trabajar en el componente plátano.

A mis asesores John Reilly y Gabriel Chiriboga por guiarme en la elaboración del estudio.

Al Dr. Raúl Espinal por el apoyo brindado.

A todas las personas con quien compartí el tiempo vivido en Zamorano y en la elaboración del proyecto especial, en especial a Nilda, Beatriz y Carolina.

A Julio César Morales y Reynerio Barahona por su colaboración en los análisis realizados.

## **AGRADECIMIENTO A PATROCINADORES**

A Deutsche Stiftung für Internationale Entwicklung (DSE), por confiar en mí y darme la oportunidad de ser una becaria de su proyecto, durante los tres años de agronomía.

Al Proyecto de Reactivación Agrícola Zamorano-USAID, Componente Plátano, por darme la oportunidad de entrar al programa estudio trabajo para terminar la ingeniería.

A Celia Gisel Barrientos Girón, mi mamá, por su apoyo en los cinco años de estudios en Zamorano.

## RESUMEN

Macz Barrientos, Heidi Nicté 2001. Evaluación de Mycoral<sup>®</sup> y humus líquido en el crecimiento de plátano en vivero y campo. Proyecto especial del Programa de Ingeniero Agrónomo, Zamorano, Honduras. 34 p.

Una alternativa para reducir el uso de fertilizantes sintéticos, es la aplicación de hongos micorrizógenos que forman asociaciones simbióticas mutualistas con las raíces. Se evaluó la efectividad del Mycoral<sup>®</sup> y la fertilización orgánica (Humus Carbovit) en el desarrollo del plátano en vivero y en campo, utilizando cormos de la variedad cuerno. Los cormos de 100 – 200 g se inocularon con 200 –300 g de Mycoral<sup>®</sup> al momento de la siembra en bolsas de vivero con arena y suelo sin esterilizar en proporción de 1:1. El diseño experimental de vivero fue completamente al azar (DCA). Durante las primeras seis semanas de vivero existieron dos tratamientos: Con Mycoral<sup>®</sup> o sin Mycoral<sup>®</sup>. Los datos fueron analizados mediante una prueba t. Las plantas con Mycoral<sup>®</sup>, presentaron una diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) a favor de 30% en altura, 46% en peso seco delseudotallo y hojas, 52% en peso seco de raíces y 84% en infección de las raíces, comparado con las plantas sin Mycoral<sup>®</sup>. El número de raíces, la raíz más corta y la más larga no tuvieron diferencia significativa. A partir de la sexta semana de vivero se fertilizó quincenalmente con humus Carbovit, dando lugar a cuatro tratamientos: Con Mycoral<sup>®</sup> y humus Carbovit, con Mycoral<sup>®</sup> sin humus Carbovit, sin Mycoral<sup>®</sup> con humus Carbovit o sin Mycoral<sup>®</sup> ni humus Carbovit. Con los datos se realizó un ANDEVA usando la prueba SNK. A los tres meses sólo el porcentaje de infección de las raíces de las plantas fue diferente significativamente 52% con Mycoral<sup>®</sup> y sin humus Carbovit, un 43% con Mycoral<sup>®</sup> y humus Carbovit, 14% sin Mycoral<sup>®</sup> ni humus Carbovit y 15% sin Mycoral<sup>®</sup> con humus Carbovit. A los cuatro meses las plantas se trasladaron al campo y se inocularon con 500 g de Mycoral<sup>®</sup> por planta, fertilizando mensualmente con humus Carbovit. El diseño de campo fue bloques completamente al azar (BCA). Con los datos de campo se realizó un ANDEVA usando la prueba SNK. Las plantas no presentaron diferencia significativa, pero existió infección alta de raíces por micorrizas en todos los tratamientos. El Mycoral<sup>®</sup> tuvo un efecto positivo en el crecimiento y desarrollo de la planta de plátano en las primeras seis semanas de vivero, el efecto del Mycoral<sup>®</sup> pudo ser afectado por el humus Carbovit, debido a que después de las fertilizaciones ya no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos.

Palabras claves: Conservación de suelos, endomicorriza, hongo.

  
Dr. Abelino Pitty

## NOTA DE PRENSA

### **Hongos benéficos , una alternativa en el manejo de la fertilidad del plátano**

Mycoral<sup>®</sup> es un producto 100% biológico, compuesto por hongos micorrizógenos que mejoran significativamente el crecimiento de plantas y la tolerancia a enfermedades. La función de los hongos es conducir nutrientes y agua a la planta y esta le brinda al hongo un lugar para reproducirse y alimento.

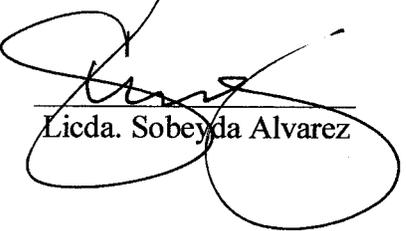
En un estudio reciente realizado en Zamorano, entre el periodo 2000-2001, se utilizó Mycoral<sup>®</sup> en el cultivo de plátano a nivel de vivero y campo, fertilizado con humus líquido, producto comercial Carbovit.

En la etapa más crítica del crecimiento, las primeras seis semanas de vivero, las plantas inoculadas con Mycoral<sup>®</sup> respondieron positivamente, ya que su crecimiento fue un tercio mayor que las plantas sin Mycoral<sup>®</sup>.

A los tres meses en vivero, cuando ya las plantas están listas para el transplante, la única diferencia encontrada fue en la infección de las raíces, que fue el doble en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> comparado con las plantas que no lo tenían. Las plantas fertilizadas con humus Carbovit presentaron un 5% menos de infección que las plantas que no fueron fertilizadas, lo que indica que el fertilizante pudo afectar el desarrollo de los hongos micorrizógenos.

En el campo no se encontró diferencia entre las plantas tratadas con Mycoral<sup>®</sup> y las tratadas con Humus Carbovit. Pero si se notó una infección en las raíces por hongos micorrizadores, en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> y sin él, en las plantas con humus Carbovit y sin él. Esto indica una posible competencia entre los hongos micorrizógenos del Mycoral<sup>®</sup> y los nativos del suelo.

En el campo existieron problemas de nemátodos, nivelación del terreno, homogeneidad de riego que pudieron ser la causa de no encontrar diferencia entre las plantas, lo que indica que las micorrizas son afectadas por las condiciones ambientales y los hongos micorrizógenos nativos, que se cree siempre han existido en el suelo.



Licda. Sobeyda Alvarez

## CONTENIDO

	Portadilla.....	i
	Autoría.....	ii
	Página de firmas.....	iii
	Agradecimientos.....	iv
	Agradecimientos a patrocinadores.....	v
	Resumen.....	vi
	Nota de prensa.....	vii
	Contenido.....	viii
	Índice de cuadros.....	x
1	INTRODUCCION.....	1
1.1	OBJETIVOS.....	2
1.1.1	Objetivo General.....	2
1.1.2	Objetivos Específicos.....	2
2	REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1	ORIGEN Y TAXONOMIA DEL PLATANO.....	3
2.2	DESCRIPCION DEL CULTIVAR CUERNO.....	4
2.3	MORFOLOGIA DEL PLATANO.....	4
2.3.1	Sistema Radicular.....	4
2.4	CICLO VEGETATIVO.....	5
2.5	ECOFISIOLOGIA.....	5
2.5.1	Clima.....	5
2.5.2	Suelo.....	6
2.6	SEMILLA.....	7
2.7	MICORRIZAS EN LA AGRICULTURA.....	8
2.8	DEFINICION DE MICORRIZA.....	8
2.9	MORFOLOGIA DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA).....	10
2.10	ETAPAS DE LA INFECCION CON MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA).....	10
2.11	EL ROL DE LA MICORRIZA.....	11
2.11.1	Requerimientos de las micorrizas arbusculares (MA).....	11

2.11.2	Extracción de nutrientes por las micorrizas arbusculares (MA).....	11
2.11.2.1	Absorción de fósforo (P).....	11
2.11.2.2	Absorción de otros elementos.....	12
2.11.3	Micorrizas arbusculares (MA) y organismos del suelo.....	12
2.11.4	Micorrizas arbusculares (MA) y estrés hídrico.....	12
2.11.5	Micorrizas arbusculares (MA) y prácticas agrícolas.....	13
2.12	FACTORES QUE AFECTAN EL DESARROLLO DE LAS MICORRIZAS.....	13
2.12.1	Factores biológicos.....	13
2.12.2	Factores físicos.....	14
2.12.3	Factores químicos.....	14
3	MATERIALES Y METODOS.....	15
3.1	LOCALIZACION.....	15
3.2	MATERIALES .....	15
3.3	METODOLOGIA.....	16
3.3.1	Etapa de vivero.....	16
3.3.2	Etapa de campo.....	16
3.4	TRATAMIENTOS.....	17
3.5	DISEÑO EXPERIMENTAL.....	17
3.6	VARIABLES A MEDIR.....	18
4	RESULTADOS Y DISCUSION.....	19
4.1	RESULTADOS DE VIVERO A LAS SEIS SEMANAS.....	19
4.2	RESULTADOS DE VIVERO A LOS TRES MESES.....	20
4.3	RESULTADOS DE CAMPO.....	23
5	CONCLUSIONES.....	30
6	RECOMENDACIONES.....	31
7	BIBLIOGRAFIA.....	32

## INDICE DE CUADROS

### Cuadro

1	Taxonomía, clasificación y nomenclatura del plátano.....	3
2	Requerimientos básicos de nutrientes para una planta de plátano.....	7
3	Efecto del tamaño de la semilla sembrada y manejada bajo condiciones de vivero sobre el crecimiento, desarrollo y producción del clón Dominico-Hartón.....	7
4	Clasificación de las micorrizas.....	9
5	Resultados de dos tratamientos en plantas de plátano seis semanas después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.....	20
6	Análisis químico del medio de crecimiento utilizado en el vivero de plátano inoculado con Mycoral <sup>®</sup> .....	20
7	Resultados de cuatro tratamientos en plantas de plátano tres meses después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.....	21
8	Evaluación de Mycoral <sup>®</sup> en plantas de plátano tres meses después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.....	22
9	Evaluación de Humus líquido (Carbovit) en plantas de plátano tres meses después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.....	22
10	Resultados de cuatro tratamientos en plantas de plátano durante seis meses después del trasplante de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.....	24

11 Evaluación de Mycoral <sup>®</sup> en plantas de plátano durante seis meses después del transplante de vivero a campo en el Zamorano, Honduras, 2001.....	24
12 Evaluación de Humus líquido (Carbovit) en plantas de plátano durante seis meses después del transplante de vivero a campo en el Zamorano, Honduras, 2001.....	25
13 Análisis químico de suelo de la parcela experimental de plátano en el lote 3 de Monte Redondo al inicio del estudio, Zamorano, Honduras, 2001.....	25
14 Análisis químico de suelo de la parcela experimental de plátano en el lote 3 de Monte Redondo al final del estudio, Zamorano, Honduras, 2001.....	26
15 Poblaciones de nemátodos en área experimental de plátano con Mycoral <sup>®</sup> , en Monte Redondo, Zamorano, Honduras, 2001.....	27
16 Poblaciones de nemátodos <i>Meloidogyne</i> en área experimental con cuatro tratamientos en plantas de plátano, en Monte Redondo, Zamorano, Honduras, 2001.....	28
17 Análisis de esporas en el suelo e infección en raíces, en plátano de seis meses después del transplante al campo, Zamorano, Hondura, 2001.....	29

## 1. INTRODUCCION

El plátano es un cultivo con importancia social y económica, no sólo por formar parte de la dieta alimenticia de muchas personas en el mundo, sobre todo en algunos países en vías de desarrollo, sino también por su contribución en la generación de fuentes de trabajo y divisas. La producción de plátano al nivel mundial en el año 1991 según Sánchez *et al.* (1998) fue de 26.8 millones de toneladas.

La planta de plátano posee características fisiológicas y morfológicas que la hacen protectora del suelo por la cantidad de materia orgánica que aporta (Belalcázar *et al.*, 1991a), pero se hace necesario mejorar su rendimiento y calidad, mediante la generación y mejoramiento de tecnologías que permitan un óptimo aprovechamiento del suelo, sin causar deterioros ambientales.

La fertilización más generalizada en el cultivo de plátano se realiza con fertilizantes sintéticos, lo cual puede causar un mayor problema ambiental por el uso inadecuado de los mismos. Una alternativa para aumentar la producción sin aumentar la degradación del medio ambiente por el mal uso de fertilizantes sintéticos es el uso de ciertos sustratos orgánicos y microorganismos como hongos micorrizógenos.

La historia de los hongos micorrizógenos arbusculares se remonta a unos 400 millones de años. Evidencias fósiles y moleculares apuntan al periodo Devónico como el principio de la asociación simbiótica planta-hongo. En la actualidad más de 80% de las plantas terrestres en condiciones naturales se asocian con hongos formadores de micorrizas arbusculares (MA) (Bago *et al.*, 2000).

En el mercado existen varios productos comerciales basados en especies de hongos micorrizógenos y en diferentes presentaciones. Mycoral<sup>®</sup> es el que se usará en este estudio, teniendo como antecedentes evaluaciones que se han hecho con este producto con resultados favorables a las plantas micorrizadas. En Zamorano se estudió el efecto del Mycoral<sup>®</sup> en plántulas de café en la etapa de semillero y viveros, obteniendo un mayor crecimiento en menor tiempo en las plantas inoculadas con Mycoral<sup>®</sup>.

Otra opción para mejorar los suelos, evitar la contaminación ambiental y prevenir intoxicaciones con productos químicos son los fertilizantes orgánicos. Según Miller y Donahue (1995), el humus es el resultado de la descomposición de residuos de materia orgánica. El humus contribuye en el crecimiento de las plantas y promueve el desarrollo de microorganismos en el suelo que a su vez ayudan en la nutrición vegetal (Brandy y Weil, 1999).

Este estudio pretende determinar si el uso de Mycoral<sup>®</sup> combinado con fertilizaciones orgánicas (Producto comercial, Humus Líquido Carbovit), tiene efectos sobre el crecimiento del plátano cuerno, conocido comúnmente como “Macho”. El estudio se realizará al nivel de vivero y la etapa de establecimiento en el campo. El ensayo se dejará establecido en el campo sin llegar a evaluar los rendimientos, los cuales serán evaluados en posteriores estudios.

## **1.1 OBJETIVOS**

### **1.1.1 Objetivo General**

Evaluación de la efectividad del Mycoral<sup>®</sup> y la fertilización orgánica (Humus Carbovit) en el desarrollo de la planta de plátano en vivero y en campo, utilizando cormos de la variedad cuerno.

### **1.1.2 Objetivos específicos**

Determinar las diferencias de altura y peso seco de la planta, en los tratamientos a evaluar en la etapa de vivero.

Determinar el porcentaje de infección de micorrizas en las raíces entre las plantas inoculadas con Mycoral<sup>®</sup> y no inoculadas, fertilizadas con Humus líquido (Carbovit) y sin fertilizar en la etapa de vivero.

Determinar a nivel de campo, la diferencia en altura de las plantas entre cada uno de los tratamientos por evaluar.



Los plátanos se clasifican en clones, los cuales se nombran dependiendo del número de cromosomas y del aporte por parte de los ancestros, se utiliza la letra A para *M. Acuminata* y B para *M. Balbisiana*. Según Belalcázar (2000), los clones más conocidos son:

- AAB: Plátano macho o cuerno, macho x hembra, hembra, curaré, coco y otros
- ABB: Plátano de cocción, Pelipita, chatos, butucos, majonchos y morocas
- AAAB: FHIA 21, FHIA 20

## 2.2 DESCRIPCION DEL CULTIVAR CUERNO

El cultivar cuerno, es la variedad que se siembra en mayor cantidad de área y es el mas aceptado en el mercado de fruta fresca y la industria. Presenta resistencia a los pequeños golpes y después de cosecha, la fruta permanece verde por más tiempo que el resto de variedades.<sup>2</sup>

El cuerno desarrolla de cuatro a cinco manos por racimo, el número de dedos por racimo oscila entre 20 y 35, haciendo un promedio de menos de 33 dedos por racimo. El peso promedio del racimo es de 12 Kg. El tamaño que alcanza la planta es de cuatro a cinco metros y es altamente productor de hijos. Se puede cultivar desde cero hasta 1000 metros sobre el nivel del mar (msnm), en estas condiciones el tiempo de cosecha es de 10 meses, si se cultiva arriba de los 1000 msnm el tiempo de cosecha se incrementa a 15 meses y el tamaño de dedos es menor, si se cultiva a más de 1500 msnm no hay llenado de frutas (Belalcázar, 2000).

Algunas desventajas del plátano cuerno descritas por Bustamante *et al.* (2000) son:

- Alta susceptibilidad a la Sigatoka Negra (*Micosphaerella fijiensis*).
- Tiene menor número de dedos e hijos que el FHIA 20, FHIA 21 y otras variedades.
- Es muy susceptible al acame por vientos debido a su altura y a su susceptibilidad al ataque de nemátodos (*Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae*) y Picudo Negro (*Cosmopolites sordidus*).

## 2.3 MORFOLOGIA DEL PLATANO

### 2.3.1 Sistema Radicular

El plátano tiene un sistema radicular adventicio, fascicular y fibroso. La emergencia de las raíces sobre el corno, llamadas raíces primarias, no guarda ningún patrón de distribución haciéndolo en forma individual o en grupos de hasta cuatro raíces juntas (Belalcázar *et al.*, 1991a).

---

<sup>2</sup> Bustamante, M. 2001. El cultivo del plátano. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. (Comun. Pers.).

En los primeros 20 a 40 cm de la superficie del suelo se desarrollan la mayoría de las raíces y sus distribuciones son radiales y horizontales al cormo. La longitud de las raíces está influenciada por la textura y estructura del suelo. En suelos livianos la longitud de las raíces puede llegar a 3.0 m y el diámetro oscila entre 0.4 y 1.0 cm. En los suelos pesados las raíces no se extienden tanto como en los livianos y el diámetro varía entre 0.6 a 1.3 cm (Belalcázar *et al.*, 1991a).

## 2.4 CICLO VEGETATIVO

Belalcázar (2000), indica que el ciclo vegetativo del plátano consta de tres etapas. La etapa vegetativa incluye desde la siembra hasta la diferenciación floral. La duración puede ser de seis a siete meses. La etapa reproductiva se caracteriza por la diferenciación y formación de flores femeninas y masculinas. La etapa productiva inicia al terminar la floración y finalizando en la cosecha del fruto.

## 2.5 ECOFISIOLOGIA

Para obtener buenos resultados en la explotación del plátano se debe tener en cuenta la ecofisiología, que se refiere a los factores ambientales que afectan el crecimiento de la planta: El clima y el suelo (Belalcázar, 2000).

### 2.5.1 Clima

Los factores climáticos no se pueden modificar, delimitan las áreas aptas para el cultivo e influyen en el crecimiento (Belalcázar *et al.*, 1991b).

- **Altitud:** A mayor altitud más se alarga el ciclo vegetativo. La altitud donde puede cultivarse el plátano es desde el nivel del mar hasta 2000 metros sobre el nivel del mar (msnm) (Belalcázar, 2000). La respuesta de la planta a las diversas altitudes está condicionada por la variedad o el clon a sembrar.
- **Temperatura:** Varía de 14° – 38° C, siendo la temperatura ideal de 22° C (Belalcázar, 2000).
- **Riego:** El consumo diario de agua se estima en 26 litros si el día es soleado, 17 si es un día semisoleado y 10 litros si es un día nublado (Belalcázar *et al.*, 1991b).
- **Radiación solar:** Si existe influencia directa hay mayor crecimiento y desarrollo de la planta, se incrementa la fotosíntesis y hay mayor brotación de hijos debido a que se activa el fitocromo que existe en las raíces del plátano, lo que estimula el desarrollo de hijos (Belalcázar *et al.*, 1991b). Si no hay luz se interrumpe la emisión foliar, los limbos se ponen blanquecinos y se alarga el seudotallo. El exceso puede quemar las hojas y el fruto (Belalcázar, 2000).

- **Viento:** Causa daños morfológicos a la planta y rasgado foliar, afectando la transpiración y la fotosíntesis (Belalcázar, 2000).

## 2.5.2 Suelo

**Factores físicos:** Según Belalcázar *et al.* (1991b), los factores físicos son de difícil modificación e incluyen porosidad, capilaridad, textura y estructura del suelo.

**Factores químicos:** Entre los factores químicos más importantes se encuentran: pH, capacidad de intercambio catiónico (CIC) y la fertilidad del suelo.

**pH:** Ácidos con pH de 4.0 y alcalinos con pH de 8.0, pero el mejor comportamiento lo tiene en pH de 6.0 a 7.0 (Belalcázar *et al.*, 1991b).

**Fertilidad:** El plátano ha sido catalogado una planta conservadora de suelo debido a que casi todos los suelos poseen las cantidades de nutrientes que necesita y también porque el tejido vegetal va quedando en el suelo al cosechar las plantas y se convierte rápidamente en materia orgánica.

El plátano necesita de todos los elementos nutritivos (Cuadro 2) variando la cantidad necesitada de cada uno. La concentración de los elementos en el suelo y el aprovechamiento de estos por parte de la planta depende de factores como pH, actividad microbiana y relación de los nutrimentos (Bolaños, 1998).

El Nitrógeno, Fósforo y Potasio ocupan un importante lugar en la fertilidad del suelo. La mayoría de las áreas cultivadas con plátano presentan deficientes contenidos de Nitrógeno y se hace indispensable su corrección por medio de aplicaciones periódicas (Belalcázar *et al.*, 1991b). En un ciclo de producción el plátano extrae 1 Kg de Potasio y el consumo de lujo no causa toxicidad (Belalcázar, 2000).

**Microorganismos:** Los organismos del suelo contribuyen en la fisiología y desarrollo de la planta, crecimiento y morfología de las raíces, procesos de absorción de nutrimentos y disponibilidad de nutrientes (Bolaños, 1998). El abuso de los químicos utilizados en la agricultura ha acabado con los microorganismos que contribuyen con el desarrollo de las plantas.

Es aquí donde entran a jugar un papel muy importante las micorrizas, debido a que según Miller y Donahue (1995), las hifas del hongo pueden extenderse más que las raíces y extraer agua y elementos menos móviles como Fósforo, Zinc, Cobre y Molibdeno para aumentar el desarrollo de las plantas.

**Cuadro 2.** Requerimientos básicos de nutrientes para una planta de plátano.

ELEMENTOS	NIVEL BAJO	NIVEL ADECUADO
pH	Menos de 5.0	5.5 – 7.2
% Materia Orgánica	Menos de 3.0	5 – 10
Fósforo (P) ppm	Menos de 5.0	10 – 40
<b>meq/100g</b>		
Calcio (Ca)	Menos de 2.0	3 – 6
Magnesio (Mg)	Menos de 0.5	1 – 2
Potasio (K)	Menos de 0.3	0.4 – 0.6
Aluminio (Al)	Menos de 30% de saturación	
<b>ppm (Partes por millón)</b>		
Azufre (S)	Menos de 6.0	10 – 15
Hierro (Fe)	Menos de 25.0	50 – 100
Manganeso (Mn)	Menos de 10.0	20 – 30
Zinc (Zn)	Menos de 1.5	3 – 5
Cobre (Cu)	Menos de 1.0	1.5 – 3
Boro (B)	Menos de 0.2	0.4 - 1

**Fuente:** Bustamante *et al.*, 2000.

## 2.6 SEMILLA

Belalcázar *et al.*(1991c), indica que cualquier yema vegetativa puede ser empleada como semilla. El tamaño de la semilla no guarda ninguna correlación con la altura de la planta, el perímetro del seudotallo, el número de hojas y lo más importante ni con el peso y calidad del racimo (Cuadro 3).

**Cuadro 3.** Efecto del tamaño de la semilla sembrada y manejada bajo condiciones de viveros sobre el crecimiento, desarrollo y producción del clon Dominico-Hartón

Peso semilla (g)	Altura planta (m)	Perímetro seudotallo (cm)	Hojas emitidas	Ciclo vegetativo (meses)	Peso racimo (Kg)
0.5 – 100	3.3	53	37	15.7	16.0
101 – 200	3.4	52	37	16.3	17.4
201 – 300	3.4	53	38	15.8	15.9
301 – 400	3.3	54	37	15.6	16.0
401 – 550	3.3	53	37	15.1	16.4
551 – 750	3.2	50	37	14.8	16.3
751 – 1000	3.3	53	38	15.1	16.0
Testigo*	3.4	55	38	15.0	16.7

\*Cormo de 5.0 Kg de peso.

Fuente: (Belalcázar *et al.*, 1998).

## 2.7 MICORRIZA EN LA AGRICULTURA

El uso de biofertilizantes se remonta a las culturas prehispánicas, quienes entendían la importancia de la fertilidad de los suelos. A raíz de la revolución verde se comenzó a producir grandes cantidades de alimentos basados en fertilizantes y plaguicidas sintéticos. El alto uso de químicos trajo contaminaciones en el agua y los suelos, muchas de las cuales son irreversibles (Sánchez-Colín *et al.*, 2000).

La manipulación de los organismos afecta y actúa en la fertilidad de los suelos y nutrición vegetal. Los microorganismos son para muchos investigadores la única forma de transformar y mejorar los ecosistemas agrícolas que se encuentran deteriorados y lograr mantenerlos (Sánchez-Colín *et al.*, 2000). Unos de los organismos capaces de mejorar la fertilidad de los suelos y la nutrición de las plantas son los hongos formadores de micorrizas (Azcón, 2000).

## 2.8 DEFINICION DE MICORRIZA

Micorriza botánicamente es una simbiosis mutualista entre hongos benéficos del suelo y raíces de las plantas, aunque el término micorriza se utiliza como el hongo que se presenta en forma comercial o artesanal para infectar las raíces de la planta. Según Chavarría (1999) el término micorriza se debe al botánico alemán A. B. Frank, que en 1885 lo utilizó para describir la existencia de una simbiosis entre raíces de plantas vasculares y ciertos hongos del suelo.

Existen dos grupos principales de micorrizas: Las ectomicorrizas y las endomicorrizas (Cuadro 4). Las ectomicorrizas crecen intercelularmente en las raíces, pero nunca intracelularmente, mientras que las endomicorrizas crecen intra e intercelularmente en las células de las raíces de las plantas. Las ectomicorrizas presentan redes de hifas fuera de las raíces conocidas como Harting net, algunos subtipos de las endomicorrizas también lo producen (Sieverding, 1991).

Algunos científicos han realizado clasificaciones generales de los tipos de micorrizas, obteniendo seis grupos (Ectomicorrizas, Endomicorrizas, Orquidáceas, Monotropoides, Ericoides, Ectendomicorrizas).<sup>3</sup>

La razón por la que ciertas familias de plantas (Chenopodiáceas, Brassicaceae, Cayphyllanceae y Cruciferae) no forman micorrizas no ha sido explicada (Sieverding, 1991), pero Marschner (1995) afirma que la incompatibilidad de esas familias de plantas y los hongos micorrizicos puede ser por el exudado de las raíces, las toxinas o el aumento de las reacciones de defensa por parte de las plantas, como una repuesta a patógenos.

---

<sup>3</sup> Chiriboga, G. 2001. Tipos de micorrizas. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. (Comun. Pers.).

**Cuadro 4.** Clasificación de las micorrizas.

<b>Tipos principales</b>	<b>Subtipos</b>	<b>Características estructurales</b>	<b>Plantas hospederas</b>
Ecto-micorriza		Manto hifal alrededor de la raíz, tienen Harting net.	Árboles y arbustos Gimnospermas y Angimnospermas
Endo-micorriza	Ectendo-micorriza	Puede o no haber manto hifal, hifas enrolladas en las células de la raíz, tienen Harting net.	Árboles y arbustos Gimnospermas y Angimnospermas
	Arbustoide	Manto hifal, hifas enrolladas en las células de la raíz, tienen Harting net.	Sólo Ericales
	Monotropoide	Manto hifal, micelio incoloro, no se ramifica en las células, tienen Harting net.	Sólo Monotropaceae
	Ericoide	Sin manto hifal, las hifas se enrollan en las células, no tienen Harting net	Sólo Ericales
	Orquidáceas	Sin manto hifal, micelio incoloro, las hifas se enrollan en las células, no tienen Harting net.	Sólo Orchidaceae
	Arbúscular	Sin manto hifal, no tienen Harting net, hifas se enrollan en las células, presenta arbusculos y algunas presentan vesículas entre las células.	Árboles, arbustos, gramíneas y hierbas Gimnospermas y Angimnospermas Algas y helechos de Briofita Pteridofita

Fuente: Sieverding (1991), adaptado por el autor.

## 2.9 MORFOLOGIA DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA)

La infección por micorrizas arbusculares (MA) no cambia la morfología de las raíces de la planta hospedera y para poder determinar el grado de infección que tienen las raíces de la planta hospedera es necesario observar bajo microscopios las estructuras morfológicas del hongo que se encuentran entre las raíces de la planta (Sieverding, 1991). Las estructuras del hongo, que se observan bajo microscopio son: espora, hifas, arbuscúlos y vesículas (Chavarría, 1999).

**Esporas:** Son las encargadas de propagar las micorrizas, dentro y fuera de las raíces.

**Hifas:** Emergen de las esporas o micelios externos, luego se introducen en las raíces (Chavarría, 1999).  
Tienen un crecimiento intra e intercelular. Del crecimiento intracelular surgen los arbuscúlos (Sieverding, 1991).

**Arbuscúlos:** Estructura más importante, en ella sucede el intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta y siempre están en contacto con las hifas intracelulares (Sieverding, 1991).  
Pueden rellenar por completo las células (Chavarría, 1999).  
Su vida dura 9 – 15 días (Azcón, 2000). Luego son absorbidos por las células de las raíces (Sieverding, 1991).

**Vesículas:** Son órganos de reserva, crecen intra e intercelularmente. (Sieverding, 1991).  
El tiempo en que se forman los arbuscúlos y las vesículas depende del tipo de hospedero. En especies no leñosas puede tardar de 13 – 18 días y en especies leñosas de 30 – 40 días (Espinosa-Victoria, 2000).

## 2.10 ETAPAS DE LA INFECCIÓN CON MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA)

Según Sieverding (1991), existen seis etapas en la simbiosis entre el hongo y las raíces:

1. Preinfección
2. Primera infección
3. Formación de arbuscúlos y vesículas
4. Extensión del hongo en las raíces
5. Expansión del hongo en el suelo
6. Reproducción de las estructuras del hongo

El grado de dependencia de una planta hacia las micorrizas, estará condicionado por el nivel de fertilidad del suelo y de las estructuras de las raíces de la planta. Las plantas que tienen un mayor volumen de pelos radiculares, dependen en menor grado de las micorrizas (Sieverding, 1991).

## **2.11 EL ROL DE LA MICORRIZA**

La micorriza ayuda en la absorción de nutrientes y agua a la planta, aumentando el área de absorción al incrementar el volumen de raíces (Brandy y Weil, 1999). Así mismo en la ausencia de la raíz hospedera el hongo por motivos desconocidos no llegan a completar su ciclo de vida (Bago *et al.*, 2000).

### **2.11.1 Requerimientos de las micorrizas arbusculares (MA)**

Según Sieverding (1991), el grado de requerimientos de los hongos arbusculares, aún no esta bien investigado. Parece que el flujo de carbohidratos es regulado por la especie de planta hospedera y depende de la especie de hongo. Se estima que el requerimiento de las micorrizas arbusculares es de 1 – 17% de los carbohidratos que la planta suministra a las raíces. La demanda de nutrientes como N, P, K, Ca y Mg se considera baja, por lo cual la mayoría de lo que absorbe es transmitido a la planta. Los fotosíntatos son absorbidos en la raíz por el hongo, especialmente por los arbusculos donde la superficie de contacto entre el hongo y la planta es mayor.

### **2.11.2 Extracción de nutrientes por las micorrizas arbusculares (MA)**

Los niveles de absorción de elementos de alta movilidad y baja movilidad como P, Zn y Mo y en menos grado K y S, dependen de la densidad por volumen de las raíces en la solución de suelo. (Sieverding, 1991).

Hace años se argumentaba que el único benéfico de las micorrizas era en el momento de la absorción de los tejidos del hongo muerto por parte de la planta, actualmente se conoce que sólo el 1% o menos del beneficio de las micorrizas a las plantas es por esta vía (Sieverding, 1991).

**2.11.2.1 Absorción de Fósforo (P).** Uno de los efectos más significativos de las micorrizas es el crecimiento de plantas en suelos con bajos niveles de P (Blanco y Salas, 1996). Las plantas micorrizadas extraen de dos a tres veces más P que las plantas no micorrizadas. El mecanismo exacto de extracción de P, aún no se conoce y depende mucho de las especies de micorrizas arbusculares (Marschner, 1995).

Sieverding (1991), sugiere que el P es absorbido como ortofosfato y transportado en las hifas como polifosfato. La mayor transferencia de P del hongo a la planta ocurre en las células de las raíces que tienen arbusculos. Se sabe que las micorrizas toman el P soluble en la solución de suelo, pero se cree que indirectamente afectan la solubilización y mineralización del P.

**2.11.2.2 Absorción de otros elementos.** Las micorrizas arbusculares extraen Nitrógeno (N) en forma de amonio. El Potasio (K), Magnesio (Mg) y Fósforo (P) son encontrados en mayor cantidad en plantas micorrizadas. La extracción de Calcio (Ca) no está claramente confirmada, puede estar influenciada por la interacción con otros elementos (Sieverding, 1991).

Microelementos como Zinc, Cobre Sulfato, Boro, Molibdeno, Hierro, Manganeso y Cloro se encuentran en mayores cantidades en plantas micorrizadas comparado con no micorrizadas. Algunos elementos tóxicos a las plantas son encontrados en ellas habiendo sido extraídos por las micorrizas, pero ese incremento es compensado con un balance que realizan las mismas micorrizas con los macronutrientes (Sieverding, 1991).

### **2.11.3 Micorrizas arbusculares (MA) y organismos del suelo**

Los hongos MA inducen cambios fisiológicos que comprenden un aumento en la tasa fotosintética y redistribución del carbono fijado en mayor proporción hacia las raíces. El carbono fijado aumenta la actividad microbiana (Blanco y Salas, 1996).

La interacción de micorrizas arbusculares (MA) y bacterias solubilizadoras de fosfatos inorgánicos manifestaron una inoculación positiva, así como la interacción micorriza arbuscular-*Rhizobium* resultó positiva para la planta aumentando tanto las cantidades de N y P de lo que lo harían cada una de las simbiosis por separado (Azcón, 2000).

Existen interacciones positivas con macroorganismos del suelo. Por ejemplo, la interacción con las lombrices de tierra como *P. Corethurus*, juega un papel importante en la nutrición y producción sostenible de las praderas (Brown *et al.*, 2000). Así mismo existen relaciones negativas como con los *Collembola*, donde estos se alimentan de las hifas extraradicales de los hongos arbusculares, reduciendo la efectividad y el área de contacto con la solución de suelo (Blanco y Salas, 1996).

Chavarría (1999) argumenta que las micorrizas aumentan la resistencia al ataque de patógenos (hongos y nematodos) de las raíces. Esto puede ser mediante varios mecanismos: 1) nutritivo, donde la planta se encuentra en mejor estado fisiológico para hacerle frente al patógeno, 2) la micorriza compensa los daños causados por el nematodo en la raíz y 3) en condiciones cuando el hongo está bien establecido protege las raíces antes que los patógenos tengan contacto con estas, por las exudaciones de las hifas del hongo.

### **2.11.4 Micorrizas arbusculares (MA) y estrés hídrico**

Las micorrizas arbusculares (MA) mejoran la absorción de agua y aumentan la resistencia del huésped a la sequía. La conductividad hidráulica y los flujos de agua de raíces son superiores en plantas micorrizadas. El efecto de tolerancia a estrés hídrico puede deberse sólo a la mejora nutritiva de la planta (Chavarría, 1999).

El aumento en la resistencia a altas concentraciones de sales en el sustrato se registra en plantas micorrizadas. Las relaciones hídrica y la capacidad fotosintética de las plantas micorrizadas influye en la tolerancia a mayor salinidad que las plantas no micorrizadas (Chavarría, 1999).

### **2.11.5 Micorrizas arbusculares (MA) y Prácticas agrícolas**

Las micorrizas como agentes estabilizadores de los agroecosistemas pueden ser afectadas por las prácticas culturales, contribuyendo con los rendimientos de los cultivos o contrarrestarlos. Algunas de las prácticas más influyentes según Blanco y Salas (1996) son:

- Las labranzas resquebrajan la red del micelio extraradical.
- La quema no disminuye cuantitativamente la población de hongos MA, pero pueden haber efectos indirectos (mayor erosión, pérdida de fertilidad, cambio en flora y fauna del suelo).
- La rotación de cultivos en algunos casos resulta benéfica, pero en otros disminuye la cantidad de micorrizas arbusculares.

## **2.12 FACTORES QUE AFECTAN EL DESARROLLO DE LAS MICORRIZAS**

### **2.12.1 Factores Biológicos**

**Planta:** Difiere en su grado de dependencia hacia las micorrizas. Según Chavarría (1999), puede dividirse en dos:

- Especies no micotróficas, las cuales no necesitan formar micorrizas para poder desarrollarse.
- Especies micotróficas: Si necesitan formar asociaciones y pueden ser de dos tipos facultativas u obligatorias

La diferencia entre facultativas y obligatorias depende de la habilidad de la planta de crecer en diferentes niveles de fertilidad en el suelo (Sieverding, 1991).

**Hongo:** Los hongos micorrizógenos deben ser capaces de competir con microorganismos antagonicos y funcionar sinérgicamente con microorganismos simbióticos, tolerar cambios de las condiciones físicas y químicas (Blanco y Salas, 1996).

**Suelo:** La infección de las micorrizas esta sujeta a condiciones físicas y químicas del suelo (pH, contenido de P, balance de nutrientes, elementos tóxicos, temperatura, humedad, aireación, M.O.), condiciones climáticas (intensidad y duración de luz, temperatura, humedad, época de lluvia y sequía) y las prácticas agronómicas (Chavarría, 1999).

### 2.12.2 Factores físicos

**Temperatura:** El máximo desarrollo arbuscular es a los 30 °C, siendo la óptima colonización de micelios a temperaturas entre 28 y 34° C. La temperatura óptima para la germinación de *Glomus* y *Acaulosporas* es alrededor de 20 a 25°C (Chavarría, 1999).

**Luz:** La sombra reduce la colonización de la raíz, la producción de esporas y la respuesta de la planta a la micorriza arbuscular. Sin embargo la luz en las micorrizas arbusculares parece depender de la fotosensibilidad de la planta (Chavarría, 1999).

**Agua:** Las micorrizas admiten un amplio rango de contenido de agua en el suelo. Se han encontrado micorrizas en regiones áridas, suelos húmedos de pantanos, flotando libremente o sumergidos en plantas acuáticas (Blanco y Salas, 1996).

### 2.12.3 Factores químicos

**pH:** Chavarría (1999), anota que se obtiene buena germinación de esporas en un ámbito de pH 5 a 8. Depende de las especies el nivel de pH en el cual pueda desarrollarse.

**Plaguicidas:** Depende del tipo de plaguicidas y la dosis utilizada, aunque muchas veces no parece tener efectos directos, si puede tener efectos indirectos, ya sea positivos o negativos (Daft, 1992).

- **Biocida:** Los fumigantes del suelo eliminan toda la vida existente en él (Sieverding, 1991).
- **Fungicidas:** Los fungicidas aplicados a las semillas aparentemente inhiben la infección de micorrizas arbusculares más que cuando los fungicidas son aplicados al follaje. Benomyl, Captan, y Triadimefon decrecen los grados de infección de la micorriza, sin embargo algunos fungicidas como Captafol, Chloroneb, Ethazole, Triadimenol, Metalaxyn, Thiabendazole y Thiran incrementaban la infección por micorrizas en las raíces en algunos casos (Sieverding, 1991).
- **Insecticida y nemáticidas:** Insecticidas como Dietil succinato no afecta la esporulación de diferentes especies de micorrizas arbusculares (Sieverding, 1991).
- **Herbicidas:** Las malezas compiten con los cultivos por luz, agua y nutrientes. Alachlor y Metolachlor (derivados de ácidos aminos), tienen efectos negativos en la infección de las raíces por micorrizas arbusculares pero estadísticamente no es significativo según Sieverding (1991).

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1 LOCALIZACION

El estudio se realizó en las Vegas de Monte Redondo, El Zamorano, Valle del Río Yeguaré, departamento de Francisco Morazán, Honduras. El Valle se encuentra localizado a 14° latitud norte y 87° oeste, 800 metros sobre el nivel del mar (msnm), según el sistema de zona de vida de Holdrige es un bosque seco tropical.

Según Rueda Cordova (2001), el Valle de Yeguaré presenta las siguientes características:

- Precipitación media anual de 1210 mm, distribuidos mayormente entre mayo y septiembre.
- Temperatura máxima media anual de 29°C.
- Temperatura mínima media anual de 17°C.
- Humedad relativa media anual de 70.5%.
- Velocidad media del viento de 5.8 kilómetros por hora.
- Evaporación potencial de 1802 mm.

El estudio se realizó en dos localidades dentro de Zamorano:

La etapa de vivero se realizó en el sombreado de Zona 1, de Zamorano.

La etapa de crecimiento en campo se realizó en las Vegas de Monte Redondo, en Zamorano.

Para el estudio de las variables se hicieron dos tomas de datos en la etapa de vivero (seis semanas y tres meses) y en el campo se realizaron mensualmente para un total de seis.

#### 3.2 MATERIALES

Etapa de vivero:

- 400 bolsas de plástico para vivero de 10 x 20 cm conteniendo arena y suelo sin esterilizar en proporción de 1:1.
- Un corno por bolsa con un peso entre 100 - 200 g de la variedad Cuerno.
- Mycoral<sup>®</sup>, producto biológico compuesto por un sustrato de suelo de textura franca, enriquecido con varias especies de hongos micorrizadores altamente eficaces de los géneros *Glomus*, *Acaulospora* y *Entrophospora* en forma de esporas, hifas y raicillas con hifas.

-Humus líquido, producto comercial Carbovit (Ácidos húmicos y extracto húmico total 17.5% p/p).

Etapa de campo:

-Plantas de plátano de cuatro meses de edad provenientes del vivero.

-Mycoral<sup>®</sup>, producto biológico compuesto por un sustrato de suelo de textura franca, enriquecido con varias especies de hongos micorrizadores altamente eficaces de los géneros *Glomus*, *Acaulospora* y *Entrophosphora* en forma de esporas, hifas y raicillas con hifas.

-Humus líquido, producto comercial Carbovit (Acidos húmicos y extracto húmico total 17.5% p/p).

### 3.3 METODOLOGIA

#### 3.3.1 Etapa de vivero

-Se prepararon los cormos para sembrarlos en las bolsas con el medio. Se sembraron primero las plantas testigo (Sin Mycoral<sup>®</sup>), para no contaminarlas con el producto. Para los cormos tratados con Mycoral<sup>®</sup>, este se aplicó desde la base hasta cubrir con un centímetro de grosor todo el cormo. La cantidad aplicada de Mycoral<sup>®</sup> varió entre 200 - 300 g dependiendo del tamaño y forma del cormo.

-Se realizó la primera toma de datos a las seis semanas de sembrado, sin haberle aplicado fertilizante.

-En la semana seis luego de extraer la muestra para la toma de datos se aplicó la primera dosis de fertilizante. La dosis aplicada de Humus líquido Carbovit fue de 50 ml del producto al 1% por planta, según recomendaciones de la casa comercial de FINCA.

-Se fertilizó cada 15 días con la dosis indicada durante los cuatro meses de la etapa de vivero.

-A los tres meses se realizó la segunda toma de datos de las plantas.

-Al cumplir cuatro meses las plantas fueron trasladadas al campo.

#### 3.3.2 Etapa de campo

-Previo a la siembra se realizó un análisis de suelo.

-El sistema de siembra fue doble hilera al tres bolillo para obtener una densidad de 3333 plantas /ha, en un área de 0.12 ha.

-Los agujeros se abrieron en la mañana y en la tarde se trasplantaron las plantas. Primero se sembraron los tratamientos sin Mycoral<sup>®</sup> y por último los tratamientos con Mycoral<sup>®</sup>. La cantidad aplicada a cada planta fue de 500 g siguiendo las recomendaciones del Dr. E. C. Raddatz.

-Se fertilizó con 100 g de la mezcla de Urea al 46% y KCl granulado al 1:1 a los 15 días después de sembrado a todas las plantas.

-Mensualmente se fertilizó con Humus líquido Carbovit, aplicando un total de 6 litros / ha en los seis meses del estudio, a los tratamientos que contenían fertilizaciones.

-Las tomas de datos se realizaron una vez al mes durante seis meses.

-A los seis meses se realizó un muestreo de las micorrizas en las raíces y en el suelo, y un análisis de nematodos en suelo y raíces.

### 3.4 TRATAMIENTOS

El experimento contó con tres tratamientos mas el testigo.

Mycoral <sup>®</sup>	Humus líquido	Sin Humus líquido
Con Mycoral <sup>®</sup>	Con Mycoral <sup>®</sup> + Humus líquido	Con Mycoral <sup>®</sup> + Sin Humus líquido
Sin Mycoral <sup>®</sup>	Sin Mycoral <sup>®</sup> + Humus líquido	Sin Mycoral <sup>®</sup> + Sin Humus líquido

T1: Con Mycoral<sup>®</sup> + Humus líquido

T2: Con Mycoral<sup>®</sup> + Sin Humus líquido

T3: Sin Mycoral<sup>®</sup> + Humus líquido

T4: Sin Mycoral<sup>®</sup> + Sin Humus líquido (Testigo)

Cada tratamiento tenia cuatro repeticiones, dando un total de 16 unidades experimentales en vivero y en campo. En el vivero cada unidad experimental comenzó con 50 repeticiones, en la primera toma de datos se seleccionaron 10 plantas al azar entre los dos tratamientos existentes hasta el momento T2 y T4, ya que no se había realizado ninguna fertilización.

En la segunda toma de datos de vivero, a los tres meses se seleccionaron al azar ocho plantas por cada uno de los cuatro tratamientos, haciendo un total de 32 plantas.

En el campo existían 16 unidades experimentales y cada una tenia 25 repeticiones a las cuales se les tomaron los datos de la variable altura durante los seis meses.

### 3.5 DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño experimental utilizado en vivero fue diseño completamente al azar (DCA) y en campo fue bloques completamente al azar (BCA) con medidas repetidas en el tiempo.

Los datos se procesaron en el programa “Statistical Analysis System ®” (SAS). Para la primera toma de datos de vivero a las seis semanas se utilizó una prueba T para establecer las diferencias entre dos tratamientos (T2 y T4), que existían hasta ese momento, ya que no se había fertilizado. En la segunda toma de datos de vivero, a los tres meses se realizo un análisis de varianza (ANDEVA) para determinar la significancia del modelo (Si existe diferencia significativa entre los tratamientos) y una separación de medias usando la prueba SNK en un nivel de significancia de 5% ( $P < 0.05$ ).

Los datos de campo se analizaron mediante un análisis de varianza (ANDEVA), para determinar la significancia del modelo, que expresa la existencia de diferencia significativa entre tratamientos y la interacción entre tratamientos y tiempo. También se hizo una separación de medias utilizando la prueba de SNK en un nivel de significancia de 5% ( $P < 0.05$ ).

### **3.6 VARIABLES A MEDIR**

En la etapa de vivero las variables que se midieron fueron:

-Altura del pseudotallo: Medida en centímetros (cm), desde la base del suelo hasta el final del limbo de la última hoja.

-Número de raíces: Se sacó la planta del medio de crecimiento y se contó el número de raíces.

-Longitud de la raíz más larga: Medida en centímetros (cm), de todas las raíces se selecciona la más larga.

-Longitud de la raíz más corta: Medida en centímetros (cm), de todas las raíces se selecciona la más corta.

-Peso seco del pseudotallo y hojas: Medido en gramos (g), se separó el pseudotallo y hojas del cormo y se colocaron en el horno para secarlas.

-Peso seco de las raíces: Medido en gramos (g), se separaron las raíces del cormo, se limpiaron y se secaron en horno.

-Cantidad de esporas en 1 ml del medio de crecimiento: Se mandaron las muestras del medio de crecimiento a analizar al laboratorio de biotecnología del Programa de Investigación de Fríjol (PIF), de Zamorano.

-Porcentaje de infección de las raíces: Se mandaron las muestras de raíces secundarias y terciarias a analizar al laboratorio de biotecnología del Programa de Investigación de Fríjol (PIF), de Zamorano.

Etapa de campo:

En el campo la variable medida durante los seis meses fue la altura del pseudotallo. Medida en centímetros (cm), desde la base del suelo hasta el final del limbo de la última hoja.

En el sexto mes se determinó la infección de las raíces y la cantidad de esporas en el suelo, mandando muestras a analizar al laboratorio de biotecnología del Programa de Investigación de Fríjol (PIF), de Zamorano.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSION

Este capítulo se divide en tres partes, la primera se refiere a los datos de vivero tomado seis semanas después de siembra, donde se tenían dos tratamientos: Con Mycoral<sup>®</sup> y sin Mycoral<sup>®</sup>, debido a que no se había fertilizado. La segunda parte representa los datos de vivero tomados tres meses después de la siembra, donde ya se tenían los cuatro tratamientos evaluados debido a que ya se había fertilizado. La tercera parte consiste de los datos de campo, la variable medida fue la altura delseudotallo. Las mediciones se realizaron mensualmente durante los primeros seis meses después del transplante al campo.

### 4.1 RESULTADOS DE VIVERO A LAS SEIS SEMANAS

Las plantas con Mycoral<sup>®</sup>, presentaron una diferencia estadísticamente significativa de 29.69% en altura, 52.72% en peso seco de raíces y 45.69% en peso seco delseudotallo y hojas comparado con las plantas sin Mycoral<sup>®</sup> (Cuadro 5).

La diferencia de 0.13% en longitud de raíces cortas y 0.93 en longitud de raíces largas no presentó diferencia significativa entre las plantas con y sin Mycoral<sup>®</sup>. El número de raíces entre las plantas con y sin Mycoral<sup>®</sup> presentó una diferencia de 32.35%, la cual no es significativa. Existió un mayor número de raíces secundaria y terciarias en las plantas micorrizadas, esto se puede observar en el peso seco de las raíces con y sin Mycoral<sup>®</sup> que es estadísticamente significativo.

El porcentaje de infección en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> fue 84 veces mayor que las plantas sin Mycoral<sup>®</sup>, pero en las plantas sin Mycoral<sup>®</sup> existió cierta infección debido a que el medio no era esterilizado y existían hongos micorrizadores nativos del suelo, según un análisis del medio de crecimiento antes de sembrar las plantas. Este análisis del medio de crecimiento sólo afirmó la existencia de hongos micorrizógenos nativos, pero no se extrajo la cantidad ni las especies.

De igual manera la diferencia entre número de esporas en el suelo es 57.03% mayor en las plantas con Mycoral<sup>®</sup>, esta diferencia se debe a que se inocularon las plantas a razón de 200 – 300 g de Mycoral<sup>®</sup> por cormo, dependiendo la forma y tamaño del mismo.

En la literatura los efectos sobre el desarrollo del plátano que tiene micorrizas ha sido estudiado a nivel de “*post vitro*”, y se han obtenido resultados significativos en peso fresco y seco de la parte aérea y las raíces (Jaizme-Vega, 1999) y Ruíz Martínez (1997), encontró incrementos en peso seco de la vitroplanta.

**Cuadro 5.** Resultados de dos tratamientos en plantas de plátano seis semanas después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.

Trata- miento	Altura	Raíz corta	Raíz larga	No. Raíz	Peso seco de seudotallo y hojas	Peso seco de raíces	No. Esporas/ 1 ml suelo	% infec- ción en raíces
	cm				g			
Con Mycoral®	26.6a	5.6a	42.6a	20.4a	9.52a	2.20a	25.60a	64.00a
Sin Mycoral®	18.7b	7.6a	42.2a	13.8a	5.17b	1.04b	11.00b	10.20b

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

El nivel óptimo de fósforo para el desarrollo de las micorrizas aun no es conocido, se sabe que prefiere suelos con niveles pobres de fósforo. El medio de crecimiento presentaba según un análisis de suelo 42 partes por millón (ppm) de P disponible, catalogado como un nivel alto (Cuadro 6). Pero aún así a las seis semanas se pueden ver diferencias significativas entre las plantas con Mycoral® y el control (Cuadro 5).

**Cuadro 6.** Análisis químico del medio de crecimiento utilizado en el vivero de plátano inoculado con Mycoral®.

pH (H <sub>2</sub> O)	%	%	Partes por millón (ppm) Disponible									
			total									
	M.O.	N	P	K	Ca	Mg	S	Cu	Fe	Mn	Zn	B
MA	B	B	A	A	M	B	B/N	N	N/A	N/A	N	N
5.73	1.73	0.08	42	183	1057	135	18	0.8	19	11	2.6	1

MA= Moderadamente ácido, A= Alto, M= Medio, B= Bajo, N= Normal.

#### 4.2 RESULTADOS DE VIVERO A LOS TRES MESES

A los tres meses de vivero ya existían los cuatro tratamientos, combinando Mycoral® y fertilización con Humus líquido (Carbovit). El porcentaje de infección de las raíces es diferente significativamente entre los cuatro tratamientos siendo 52% el mayor en las plantas con Mycoral® y sin humus Carbovit, un 43% de infección en las plantas con Mycoral® y humus Carbovit. Los menores porcentajes de infección son en las plantas sin Mycoral® 14% para las plantas con humus Carbovit y 15% para las plantas sin humus Carbovit (Cuadro 7). Los menores porcentajes tanto en las plantas con Mycoral® o sin él, son las fertilizadas, lo que indica que el humus Carbovit pudo afectar el desarrollo de los hongos micorrizadores. El resto de variables no presentaron diferencias significativas.

**Cuadro 7.** Resultados de cuatro tratamientos en plantas de plátano tres meses después de la siembra del cormo en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.

Trata- miento	Altura	Raíz corta	Raíz larga	No. Raíz	Peso seco de seudotallo y hojas	Peso seco de raíces	No. Esporas/ 1 ml suelo	% infección en raíces
	cm				g			
Con Mycoral® + Humus líquido	21.9a	1.7a	28.9a	23.3a	8.18a	2.75a	8.89a	43b
Sin Mycoral® + Humus líquido	20.9a	2.7a	32.1a	29.4a	7.95a	1.91a	6.66a	14d
Con Mycoral® + Sin Humus líquido	20.2a	2.1a	35.8a	17.6a	7.51a	2.03a	9.61a	52a
Sin Mycoral® + Sin Humus líquido	20.5a	1.8a	31.9a	20.1a	6.77a	1.03a	6.98a	15c

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

Evaluando por separado los factores Mycoral® y fertilización con humus Carbovit se obtuvieron resultados similares, obteniendo diferencia significativa sólo en el porcentaje de infección de las raíces.

Las plantas con Mycoral® presentaron un promedio de 47.5% de infección en las raíces, el cual es significativamente diferente a 14.5% de las plantas sin Mycoral® (Cuadro 8). A pesar de la diferencia de 38.49% en el peso seco de las raíces entre las plantas con y sin Mycoral®, no es significativa.

**Cuadro 8.** Evaluación de Mycoral® en plantas de plátano tres meses después de la siembra del corno en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.

Factor	Altura	Raíz corta	Raíz larga	No. Raíces	Peso Seco de seudotallo y hojas	Peso seco de raíces	No. Esporas/ 1 ml suelo	% infección en raíces
	cm			g				
Con Mycoral®	21.06a	1.85a	32.38a	20.43a	7.85a	2.39a	9.25a	47.50a
Sin Mycoral®	20.73a	2.25	32.00a	24.75a	7.36a	1.47a	6.82a	14.50b

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

Evaluando el humus Carbovit, las plantas fertilizadas presentaron un promedio de infección de 33.5% diferente significativamente con 28.5% de las plantas sin fertilizante (Cuadro 9), esta indica que la fertilización puede afectar el desarrollo de las micorrizas, porque la infección fue mayor en las plantas con fertilizante. El medio de crecimiento según explica en cuadro 7 tiene un nivel alto de fósforo disponible (42 partes por millón) y el fertilizar con humus líquido pudo haber sido la causa de esta diferencia entre las plantas fertilizadas y las no fertilizadas.

**Cuadro 9.** Evaluación de Humus líquido (Carbovit) en plantas de plátano tres meses después de la siembra del corno en bolsas de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.

Factor	Altura	Raíz corta	Raíz larga	No. Raíces	Peso Seco de seudotallo y hojas	Peso seco de raíces	No. Esporas/ 1 ml suelo	% infección en raíces
	cm			g				
Con Humus	21.43a	2.17a	30.53a	26.31a	8.06a	2.33a	8.22a	33.5a
Sin Humus	20.36a	1.93a	33.85a	18.87a	7.14a	1.53a	7.77a	28.5b

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

El porcentaje de infección de las raíces es una medida de control que nos indica que existían micorrizas nativas en el medio, pero no es de mucha importancia pues las diferencias que interesan son las de altura, cantidad de raíces y peso seco, pero en estas variables no hubo diferencia significativa. A pesar de que a simple vista pareciera que si existe diferencia.

Pudieron haber influido varios factores para que el resultado no fuera significativo como: Nutrientes del medio de crecimiento, falta de homogeneidad del riego y fertilización, nutrientes del humus y patógenos en el medio de crecimiento. La literatura no indica estudios con cormos de plátano, solamente con plantas *in vitro*, en las que si se obtuvo diferencia significativa en crecimiento entre las plantas micorrizadas y el testigo (Jaizme-Vega, 1999).

En un estudio que se lleva a cabo en el laboratorio de cultivo de tejidos de Zamorano con plátano, tampoco se han encontrado diferencias significativas entre las plantas con Mycoral® y el testigo<sup>4</sup>.

Pinochet *et al.* (1997) muestran que las micorrizas contribuyen a mantener en buenas condiciones las plantas afectadas por nemátodos como *Meloidogyne javanica* con niveles altos y bajos de P, pero ni al medio de crecimiento, ni a las raíces de las plantas en vivero se les realizó un análisis de nematodos.

#### 4.3 RESULTADOS DE CAMPO

Las plantas de vivero fueron transplantadas a los cuatro meses de edad. En el campo se volvió a inocular con Mycoral® a razón de 500g por planta, según recomendaciones del Dr. Erick Raddatz. Se evaluó la altura de las plantas mensualmente durante seis meses, para registrar diferencias entre los cuatro tratamientos: Con Mycoral® con y sin humus Carbovit y sin Mycoral® con y sin humus Carbovit.

En el primer mes se presentó una diferencia significativa del promedio de altura de las plantas sin Mycoral® y humus Carbovit 22.41cm, con Mycoral® y humus Carbovit 21.33cm y sin Mycoral® y sin humus Carbovit 21.13cm, comparada con 18.85cm de las plantas con Mycoral® y humus Carbovit (Cuadro 10). En el mes dos fue parecido, estando inferior estadísticamente en el promedio de altura el tratamiento de Mycoral® sin humus Carbovit, durante los meses tres, cuatro y cinco no hubo diferencia significativa entre los tratamientos. En el mes seis existió una diferencia significativa entre sin Mycoral® y fertilización 62.40cm y con Mycoral® y sin fertilización 46.19cm (Cuadro 10). Esto explica que la fertilización afecta el desarrollo de la micorriza y que sólo fertilización contribuye en el crecimiento de planta.

---

<sup>4</sup> Calla, B. 2001. Propagación *in vitro* de plátano inoculado con Mycoral®. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. (Comun. Pers.).

**Cuadro 10.** Resultados de cuatro tratamientos en plantas de plátano durante seis meses después del transplante de vivero en el Zamorano, Honduras, 2001.

Tratamiento	Altura deseudotallo (cm)					
	1er. mes	2do. mes	3er. mes	4to. mes	5to. mes	6to. mes
Con Mycoral <sup>®</sup> Humus Líquido	+ 21.33a	25.48a	32.71a	38.25a	45.00a	55.03ab
Sin Mycoral <sup>®</sup> Humus Líquido	+ 22.41a	26.65a	32.03a	38.93a	49.62a	62.40a
Con Mycoral <sup>®</sup> + sin Humus Líquido	18.85b	23.06b	29.03a	35.18a	38.60a	46.19b
Sin Mycoral <sup>®</sup> + sin Humus Líquido	21.13a	27.11a	33.90a	41.72a	49.09a	57.65ab

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

Evaluando la altura de las plantas separando los factores Mycoral<sup>®</sup> y humus Carbovit, se obtuvieron resultados similares al cuadro 10. Se obtuvo diferencia significativa sólo en el primer mes entre con y sin Mycoral<sup>®</sup>, 21.77 cm plantas con Mycoral<sup>®</sup> y 20.11 cm plantas sin Mycoral<sup>®</sup> (Cuadro 11).

**Cuadro 11.** Evaluación de Mycoral<sup>®</sup> en plantas de plátano durante seis meses después del transplante de vivero a campo en el Zamorano, Honduras, 2001.

Factor	Altura deseudotallo (cm)					
	1er. mes	2do. mes	3er. mes	4to. mes	5to. mes	6to. mes
Con Mycoral <sup>®</sup>	20.11a	24.29a	30.94a	36.90a	42.21a	51.08a
Sin Mycoral <sup>®</sup>	21.77b	26.88a	32.97a	40.35a	49.35a	59.95a

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

Evaluando el factor humus Carbovit, el promedio de altura fue diferente significativamente en el primer mes, 21.87 cm plantas fertilizadas y 20.01 cm plantas sin fertilizar (Cuadro 12) el resto de meses las diferencias en altura no fueron significativas.

**Cuadro 12.** Evaluación de Humus líquido (Carbovit) en plantas de plátano durante seis meses después del transplante de vivero a campo en el Zamorano, Honduras, 2001.

Factor	Altura deseudotallo (cm)					
	1er. mes	2do. mes	3er. mes	4to. mes	5to. mes	6to. mes
Humus Líquido	21.87a	26.08a	32.34a	38.61a	47.55a	58.98a
Sin Humus Líquido	20.01b	25.15a	31.76a	39.10a	45.05a	53.11a

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

No existen estudios del crecimiento de las plantas en campo inoculadas con micorrizas. Mohadas (s.f), indica que la producción anual en bananos aumento un 25% con plantas micorrizadas, pero la calidad del fruto no tuvo diferencia.

Varios factores pudieron haber influido para que las diferencias no fueran significativas entre ellos están: Nutrientes del suelo, estructura del suelo, homogeneidad del riego y fertilización, patógenos en el medio de crecimiento e insuficiente inoculación.

El análisis químico del suelo al iniciar el estudio en el campo presentaba un nivel de 46 partes por millón (ppm) de fósforo disponible catalogado como un nivel alto (Cuadro 13), de 0 –30 cm y 37 ppm (Nivel alto) de 30 – 60 cm de profundidad.

**Cuadro 13.** Análisis químico de suelo de la parcela experimental de plátano en el lote 3 de Monte Redondo al inicio del estudio, Zamorano, Honduras, 2001.

Profundidad	Textura	pH (H <sub>2</sub> O)	% M.O.	% N total	Partes por millón (ppm) Disponible					
					P	K	Ca	Mg	S	B
0 –30 cm	Franco	LA	M	M	A	A	A	B	B/N	N
		6.04	2.22	0.11	46	185	1800	157	19	0.7
30 – 60 cm	Franco	MA	M	M	A	A	A	B	B/N	N
		5.90	2.15	0.10	37	173	1792	150	16	0.5

LA= Levemente ácido, MA= Moderadamente ácido, A= Alto, M= Medio, B= Bajo, N= Normal

Al final del estudio se realizó un análisis químico de suelo diferenciando los lugares donde las plantas crecieron más y donde crecieron poco, químicamente el suelo no es diferente teniendo en promedio 25 partes por millón (ppm) de fósforo disponible, un nivel medio (Cuadro 14).

**Cuadro 14.** Análisis químico de suelo de la parcela experimental de plátano en el lote 3 de Monte Redondo al final del estudio, Zamorano, Honduras, 2001.

Muestra	pH H <sub>2</sub> O	% MO	%N total	Partes por millón (ppm) disponible									
				P	K	Ca	Mg	S	Cu	Fe	Mn	Zn	B
Planta Grande 0 – 15 cm	LA 6.5	B 1.6	B 0.08	M 22	A 211	A 1462	B 142	B 8	N/A 1.8	A 55	A 24	B/N 0.7	B 0.1
Planta Grande 15 – 30 cm	LA 6.2	B 1.6	B 0.08	M 25	A 177	A 1425	B 120	B 8	N/A 2.1	A 120	A 28	B/N 0.7	B 0.1
Planta peq. 0 – 15 cm	ML A 6.7	M 2.0	M 0.10	M 28	A 233	A 1560	M 187	B 1 1	N/A 1	A 62	A 23	B/N 0.5	B 0.1
Planta peq. 15 – 30 cm	LA 6.1	B 1.7	B 0.08	M 24	A 151	A 1252	B 112	B 9	N/A 1.2	A 83	A 28	B/N 0.5	B 0.1

MLA= Muy levemente ácido, LA= Levemente ácido, A= Alto, M= Medio, B= Bajo, N= Normal

Para determinar el efecto de la estructura del suelo sobre el pobre crecimiento y desarrollo de las plantas, se hicieron dos estudios de suelo haciendo las mediciones en calicatas. Se realizaron dos calicatas en el área del estudio, la primera en el área donde las plantas no crecieron y la segunda donde las plantas estaban mejor desarrolladas, ambas fueron hechas en parcelas con micorrizas y con fertilización.

La primera calicata (Plantas pequeñas) no se diferenciaron capas de suelo, presentó una sola capa masiva que crea restricciones en el desarrollo de las raíces. Existía una capa dura a los 25 cm de profundidad y a los 5 cm de profundidad había una capa impermeable que dificultaba el paso del agua a mayor profundidad. A 25 cm de el pie de la planta se encontraron sólo cinco raíces y estas no estaban más profundas de 20 cm, la existencia de raíces secundaria y terciarias fue casi nula.

La segunda calicata (Planta grande), al igual que la primera presentó una sola capa masiva, un suelo sin estructura y una capa dura a 45 cm. Las raíces eran más abundantes pero llegaban solo a los 45 cm de profundidad, de ese punto se doblaban para arriba indicando que no podían crecer a una profundidad mayor de 45 cm. Belalcázar *et al.* (1991a), indica que la mayoría de raíces se encuentran entre los 20 y 40 cm de profundidad, pero siempre se encuentra cierto número de raíces a profundidades de 60 y 80 cm, esto no sucedió a la edad de seis meses en el campo y cuatro en vivero, 10 meses de edad de las plantas.

Lo anterior sugiere que hubo un problema escondido en el transcurso del estudio, pudiendo ser la preparación y nivelación del terreno, mandando la capa fértil y con buenas condiciones físicas al fondo y subiendo la capa dura.

Otra posible causa pudo haber sido la incidencia de nemátodos, en un muestreo general del lote de experimentación se encontraron cuatro géneros de nemátodos en el suelo y dos en las raíces (Cuadro 15). En las dos calicatas también se evaluó la presencia de nemátodos, encontrándose libre de nemátodos la planta pequeña y seis nemátodos por gramo de raíz en la planta grande.

El plátano, como todos los cultivos, es susceptible a ser atacado por nemátodos que influyen en el desarrollo, longevidad y producción de la planta. Según Varón (1991), es difícil establecer el grado de parasitismo, debido a que los niveles críticos de poblaciones varían con el género, la susceptibilidad del material, el tipo de suelo y las condiciones ambientales que favorezcan la infección, alimentación y reproducción.

**Cuadro 15.** Poblaciones de nemátodos en área experimental de plátano con Mycoral<sup>®</sup>, en Monte Redondo, Zamorano, Honduras, 2001.

Muestra	Género	Población de nemátodos (100 cc de suelo)
Suelo	<i>Meloidogyne</i>	20
	<i>Pratylenchus</i>	30
	<i>Helicotylenchus</i>	160
	<i>Paratylenchus</i>	180
	Vida libre	280
Raíz		Población de nemátodos (1 g de raíz)
	<i>Meloidogyne</i>	20
	<i>Helicotylenchus</i>	0.8

A simple vista no se ve el daño común de *Meloidogyne*, pero la población existente resultado del muestreo general del lote, en las raíces parece ser alta y en el suelo media. Se realizó un análisis de infección en las raíces por nemátodos *Meloidogyne* en los cuatro bloques y en los cuatro tratamientos (Cuadro 16). No se encontró *Radopholus similis*, nematodo que ocasiona los daños más severos en las plantaciones de plátano y banano (Varón, 1991).

**Cuadro 16.** Poblaciones de nemátodos en área experimental con cuatro tratamientos en plantas de plátano, en Monte Redondo, Zamorano, Honduras, 2001.

Tratamientos	Bloque	Población de nemátodos (1 g de raíz)
Con Mycoral <sup>®</sup> y humus líquido	1	0.8a
	2	0.8a
	3	1.6a
	4	0a
Con Mycoral <sup>®</sup> sin humus líquido	1	89.2a
	2	2a
	3	3.6a
	4	0a
Sin Mycoral <sup>®</sup> sin humus líquido	1	2.2a
	2	0.52a
	3	0.8a
	4	0a
Sin Mycoral <sup>®</sup> y humus líquido	1	3.2a
	2	3.2a
	3	12.4a
	4	1.52a

Promedios en cada columna seguidos de letras diferentes son estadísticamente diferentes utilizando la prueba SNK ( $P < 0.05$ ). Promedios en cada columna seguidos de letras iguales son estadísticamente iguales utilizando la prueba SNK ( $P > 0.05$ ).

Aunque el análisis estadístico de la población de nemátodos *Meloidogyne* no muestra diferencias significativas entre bloques y tratamientos, en el bloque con Mycoral<sup>®</sup> y sin humus líquido, se encontró un nivel alto de nemátodos. Lo anterior muestra el comportamiento zonal de los nemátodos. Este alto número de nemátodos por gramo de raíz, aumentó el número total de nemátodos por el área experimental. Lo que indica que la presencia de nemátodos no redujo el crecimiento de las plantas.

Al final del sexto mes de estudio en campo se realizó un análisis de la infección por micorrizas en las raíces y el número de esporas en el suelo. Todos los tratamientos presentaron infección en las raíces, siendo más altas en el tratamiento con Mycoral<sup>®</sup> + humus Carbovit y el testigo (Sin Mycoral<sup>®</sup> + humus Carbovit) (Cuadro 17).

La cantidad de esporas es alta en Mycoral<sup>®</sup> + sin humus Carbovit, sin Mycoral<sup>®</sup> + humus Carbovit, sin Mycoral<sup>®</sup> + sin humus Carbovit y media en Mycoral<sup>®</sup> + humus Carbovit, indicando que la fertilización pudo haber causado una disminución en la infección de las raíces (Cuadro 17). La presencia de esporas en los tratamientos sin Mycoral<sup>®</sup> puede deberse a la existencia de micorriza nativa.

**Cuadro 17.** Análisis de esporas en el suelo e infección en raíces, en plátano de seis meses después del trasplante al campo, Zamorano, Honduras, 2001.

Tratamiento	No. de esporas / ml	% de infección en las raíces
Con Mycoral <sup>®</sup> + fertilización	31	A
Sin Mycoral <sup>®</sup> + fertilización	45	M
Con Mycoral <sup>®</sup> + sin fertilización	45	M
Sin Mycoral <sup>®</sup> + sin fertilización	40	A

A= Alto (> 40 esporas/ml y/o > 40 % de infección), M= Medio (20 – 39% esporas/ml y/o 20 – 39% de infección), B= Bajo (< 20% esporas/ml y/o < 20% infección)

## 5. CONCLUSIONES

El Mycoral<sup>®</sup> tuvo un efecto positivo en el crecimiento y desarrollo de la planta en las primeras seis semanas en la etapa de vivero, no influyendo los niveles de fósforo (42 ppm) del medio de crecimiento. Presentando las plantas con Mycoral<sup>®</sup> una diferencia significativa de 29.69% en altura, 52.72% en peso seco de raíces y 45.69% en peso seco del seudotallo y hojas comparado con las plantas sin Mycoral<sup>®</sup>.

El porcentaje de infección en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> fue 84 veces mayor que las plantas sin Mycoral<sup>®</sup> y existió cierta infección en las plantas sin Mycoral debido a que el medio no era esterilizado y pudieron haber existido hongos micorrizógenos nativos del suelo.

El efecto del Mycoral<sup>®</sup> con el Humus líquido no fue significativo a los tres meses en el vivero. La única diferencia significativa que hubo fue en el porcentaje de infección de las raíces, 52% el mayor en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> y sin humus Carbovit, 43% en las plantas con Mycoral<sup>®</sup> y humus Carbovit, los menores porcentajes de infección son en las plantas sin Mycoral<sup>®</sup> 14% para las plantas con humus Carbovit y 15% para las plantas sin humus Carbovit.

A los tres meses, las plantas fertilizadas presentaron un 15% más de infección que las plantas que no fueron fertilizadas comparando los cuatro tratamientos, lo que podría deberse a un efecto del fertilizante en la infección de los hongos a las raíces.

En el campo no se encontró diferencia significativa en la altura de las plantas, dentro de los tratamientos, sólo con Mycoral<sup>®</sup> o sólo con Humus líquido.

Al hacer el estudio de las calicatas se observó que la compactación del suelo impidió el desarrollo radicular normal de la planta. La Compactación del suelo unida al exceso de humedad pudo afectar el desarrollo de las plantas.

Las plantas sin Mycoral<sup>®</sup>, presentaron al final de los seis meses los mayores niveles de infección de las raíces, indicando posible presencia de hongos micorrizógenos nativos.

Las plantas sin humus Carbovit presentaron 10% más esporas/ml de suelo que las plantas con humus Carbovit, lo que indica que la fertilización puede inhibir la infección de las raíces, disminuyendo el número de esporas.

## 6. RECOMENDACIONES

Hacer un análisis previo del medio de crecimiento para probar diferentes niveles de P y lograr obtener el nivel óptimo para el desarrollo de los hongos micorrizógenos que contienen el Mycoral<sup>®</sup>.

Mantener el estudio reproduciendo el plátano por medio de cormos, que es la forma más común entre los agricultores, evaluando diversas cantidades de Mycoral<sup>®</sup> para determinar cual es la mas adecuada y así poder recomendarla.

Evaluar el Mycoral<sup>®</sup> con diversas poblaciones y los géneros de nemátodos que más afectan el cultivo de plátano, para medir el efecto de este tratamiento como un medio para reducir el daño de los nemátodos sobre el desarrollo de la planta y los rendimientos.

Analizar el suelo al nivel de campo (antes de sembrar) para relacionar la cantidad de inóculo con deficiencias nutricionales inherentes.

Evaluar la respuesta de las plantas inoculadas con Mycoral<sup>®</sup> a diferentes niveles de estrés hídrico.

Incluir tratamientos con el medio de crecimiento pasteurizado para evitar la competencia de los hongos micorrizógenos.

## 7. BIBLIOGRAFIA

Azcón, R. 2000. Papel de la simbiosis micorrízica y su interacción con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. *In* Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. ed. A. Alarcón, R. Ferrera-Cerrato. Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundiprensa. México. p. 1 – 15.

Bago, B; Azcón-Aguilar, C; Shachar-Hill, Y; Pfeffer, P. E. 2000. Fisiología y biología molecular: El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. *In* Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. ed. A. Alarcón, R. Ferrera-Cerrato. Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundiprensa. México. p. 79 – 80.

Belalcázar, S. 2000. Conferencias del curso Producción Comercial de Plátano en Escuela Agrícola Panamericana. ed. W. Melara, O. Ávila, M. Bustamante. s.n.t. El Zamorano, Honduras. p. 3 – 29.

Belalcázar, S; Cayón, G; Lozada, J. 1991b. Ecofisiología del cultivo. *In* El cultivo de plátano en el trópico: Manual de asistencia técnica No. 50 INIBAP, ICA, CIID, Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. ed. S. Belalcázar, J. Toro, R. Jaramillo. Feriva Ltda. Calí, Colombia. p. 93 – 108.

Belalcázar, S; Cayón, G; Valencia, J. 1998. Establecimiento del cultivo. *In* Seminario internacional sobre Producción de Plátano. ed. M. Cardona, S. Belalcázar, D. Cayón, R. Botero. INIBAP. Armenia, Quindío, Colombia. p. 117.

Belalcázar, S; Valencia, J; Lozada, J. 1991a. La Planta y el Fruto. *In* El cultivo de plátano en el trópico: Manual de asistencia técnica No. 50 INIBAP, ICA, CIID, Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. ed. S. Belalcázar, J. Toro, R. Jaramillo. Feriva Ltda. Calí, Colombia. p. 45 – 51.

Belalcázar, S; Valencia, J; Lozada, J; Toro, J. 1991c. Establecimiento del cultivo. *In* El cultivo de plátano en el trópico: Manual de asistencia técnica No. 50 INIBAP, ICA, CIID, Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. ed. S. Belalcázar, J. Toro, R. Jaramillo. Feriva Ltda. Calí, Colombia. p. 121 - 123.

Blanco, F; Salas, E. 1996. Micorrizas en la agricultura: Contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. X Congreso Nacional Agronómico /II Congreso de Suelos. s.n.t. Heredia, Costa Rica. p. 69- 79.

Bolaños, M. 1998. El Papel del Componente Bioorgánico en la Fertilidad de los Suelos. *In* Seminario Internacional sobre Producción de Plátano. ed. M. Cardona, S. Belalcázar, D. Cayón, R. Botero. INIBAP Armenia, Quindío, Colombia. p. 89 – 104.

Brandy, N. C; Weil, R. R. 1999. The Nature and Properties of Soils. 12 ed. Prentice Hall. Upper Saddle River, New Jersey, USA. p. 430 – 431.

Brown, G. G; Trejo, D; Lara, L; 2000. Interacción entre lombrices de tierra (*Pontoscolex corethrurus*) y hongos micorrízicos arbusculares en la nutrición y producción del pasto *Brachiaria decumbens*. *In* Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. ed. A. Alarcón, R. Ferrera-Cerrato. Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundiprensa. México. p. 16 – 38.

Bustamante, M; Maradiaga, E; Sevilla, S. 2000. Manejo del cultivo de plátano: Recomendaciones para el técnico y el productor. s.n.t. El Zamorano, Honduras. p. 9 – 21.

Chavarría, M. 1999. Uso de las micorrizas en la Agricultura. *In* Curso Biología de suelos, CIA-UCR. AGROPO. s.n.t San José, Costa Rica. p. 29 – 59.

Daft, M. J. 1992. Use of VA Mycorrhizas in Agriculture: Problems and prospects. *In* Mycorrhizas in ecosystems. ed. D. J. Read, D. H. Lewis, A. H. Fitter, I. J. Alexander. Cab International. University Press, Cambridge. UK. p. 198.

Espinosa-Victoria, D. 2000. Diálogo molecular: Hongo micorrízico arbuscular-raíz. *In* Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. ed. A. Alarcón, R. Ferrera-Cerrato. Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundiprensa. México. p. 93 – 116.

Jaizme-Vega, M. C. 1999. Aplicación de las Micorrizas Arbusculares (MA) sobre plataneras micropropagadas. *In* Producción de banano orgánico y, o, ambientalmente amigable: Memoria del taller internacional realizado en la EARTH 27 – 29 julio 1998. ed. F. E. Rosales, S. C. Tripon, J. Cerna. CIID, EARTH, INIBAP. Guacimo, Costa Rica. p. 106 – 122.

Marschner, H. 1995. Mineral Nutrition of Higher Plants. 2 ed. Academic Press. Germany. P. 569 – 574.

Miller, R. W; Donahue, R. L. 1995. Soils in our environment. ed. J. U. Miller. 7a. ed. Prentice Hall. Englewood cliffs, New Jersey, USA. p. 205 – 206.

Mohadas, S. s. f. Utilization of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in banana cultivation. *In* Micorrhizae: biofertilizer for the future. s.n.t. Bangalore, India. p. 441 – 444.

Pinochet, J; Fernández, C; Jaizme, M. C; Tenoury, P. 1997. Micropropagated Banana infected with *Meloidogyne javanica* Responds to *Glomus intraradices* and Phosphorus. *In Hort Science. Alexandrina.* 32 (1): 101 – 103.

Rueda Cordova, D. O. 2001. Evaluación técnica y de costo de cuatro tratamientos para el control de malezas en plantaciones de caoba del Pacífico. Tesis de Ingeniería Agronómica. Zamorano, Honduras. p. 7.

Ruíz Martínez, L. 1997. El uso de las micorrizas, la fosforina y el *azotobacter* como bioestimuladores del crecimiento en vitroplantas de plátano (*Musa* spp.). *In Musarama: Nutrición diagnostico fertilización.* INIBAP. 11(2).

Sánchez, I; Gaviria, D; Gallego, G; Reyes, L; Giraldo, M; Fajardo, D; Valencia, J; Lobo, M; Tohme, J; Roca, W. 1998. Características bioquímicas y moleculares de la colección colombiana de musaceas. *In Seminario Internacional sobre Producción de Plátano.* ed. M. Cardona, S. Belalcazar, D. Cayón, R. Botero. INIBAP Armenia, Quindío, Colombia. p. 26.

Sánchez-Colín, M. J; Ramírez, P. J; Torrescano, N. 2000. Micorriza arbúscular y *Rhizobium* presentes en leguminosas establecidas en suelo andosol. *In Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular.* ed. A. Alarcón, R. Ferrera-Cerrato. Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundiprensa. México. p 46- 55.

Sieverding, E. 1991. Vesicular-Arbuscular Mycorrhiza Managenet in Tropical Agrosystems. Technical Cooperation GTZ. Eschborn, Feral Republic of Germany. 371 p.

Varón, F. 1991. Control de nematodos. *In El cultivo de plátano en el trópico: Manual de asistencia técnica No. 50* INIBAP, ICA, CIID, Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. ed. S. Belalcázar, J. Toro, R. Jaramillo. Feriva Ltda. Calí, Colombia. p. 329 – 342.