

ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CARRERA DE INGENIERÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS  
SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS

TEMA

“EVALUACIÓN DE LA EFECTIVIDAD DE LAS MICORRIZAS  
ARBUSCULARES NATIVAS SOBRE EL DESARROLLO Y ESTADO  
NUTRITIVO DEL PALMITO (*Bactris gasipaes* HBK) EN ETAPA DE VIVERO,  
EN SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS”

AUTOR

FABIÁN ISAAC PAILLACHO CEDEÑO

INFORME TÉCNICO DEL PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

2010

II

ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO  
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CARRERA DE INGENIERIA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS  
SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS

“EVALUACIÓN DE LA EFECTIVIDAD DE LAS MICORRIZAS  
ARBUSCULARES NATIVAS SOBRE EL DESARROLLO Y ESTADO  
NUTRITIVO DEL PALMITO (*Bactris gasipaes* HBK) EN ETAPA DE VIVERO,  
EN SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS”

FABIÁN ISAAC PAILLACHO CEDEÑO

INFORME DEL PROYECTO DE INVESTIGACION PRESENTADO COMO  
REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL TITULO DE INGENIERO  
AGROPECUARIO.

SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS – ECUADOR

2010

“EVALUACIÓN DE LA EFECTIVIDAD DE LAS MICORRIZAS  
ARBUSCULARES NATIVAS SOBRE EL DESARROLLO Y ESTADO  
NUTRITIVO DEL PALMITO (*Bactris gasipaes* HBK) EN ETAPA DE VIVERO,  
EN SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS”

FABIÁN ISAAC PAILLACHO CEDEÑO

REVISADO Y APROBADO

MAYO. ESP. RENÉ E. GONZÁLEZ V.

**DIRECTOR DE CARRERA DE ING. CC. AGROPECUARIAS**

**SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS**

Ing. Msc. FREDDY ENRÍQUEZ

**DIRECTOR**

Ing. Msc. GUSTAVO NUÑEZ

**CODIRECTOR**

Ing. VINICIO UDAY

**BIOMETRISTA**

CERTIFICO QUE ESTE TRABAJO FUE PRESENTADO EN ORIGINAL (EN  
MEDIO MAGNETICO) E IMPRESO EN DOS EJEMPLARES.

UNIDAD DE ADMISIÓN Y REGISTRO

“EVALUACIÓN DE LA EFECTIVIDAD DE LAS MICORRIZAS  
ARBUSCULARES NATIVAS SOBRE EL DESARROLLO Y ESTADO  
NUTRITIVO DEL PALMITO (*Bactris gasipaes* HBK) EN ETAPA DE VIVERO,  
EN SANTO DOMINGO DE LOS TSÁCHILAS”

FABIÁN ISAAC PAILLACHO CEDEÑO

REVISADO Y APROBADO

APROBADO POR LOS SEÑORES MIEMBROS DEL TRIBUNAL DE  
CALIFICACIÓN DEL INFORME TÉCNICO.

	<b>CALIFICACION</b>	<b>FECHA</b>
Ing. Msc. FREDDY ENRÍQUEZ		
<b>DIRECTOR</b>	_____	_____
Ing. Msc. GUSTAVO NUÑEZ.		
<b>CODIRECTOR</b>	_____	_____

CERTIFICO QUE ESTAS CALIFICACIONES FUERON  
PRESENTADAS EN ESTA UNIDAD.

UNIDAD DE ADMISIÓN Y REGISTRO

## **DEDICATORIA**

Al culminar una importante etapa de mi vida dedico el fruto de mi esfuerzo y dedicación, reflejado en esta tesis, a:

Dios por darme la vida e iluminarme en aquellos momentos difíciles siendo mi guía.

A mis queridos padres Isaac y Sonia, son la bendición más grande de mi vida.

A mis hermanos Daniel y Diego, quienes juntos crecimos y compartimos muchas vivencias y alegrías.

A mi novia Mayra por ser una persona muy especial en mi vida.

A mis amigos por brindarme momentos de entretenimiento.

## **A G R A D E C I M I E N T O**

A la Escuela Politécnica del Ejército, Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias Santo Domingo, por participar en mi formación moral e intelectual

A los Ing. Freddy Enríquez y Gustavo Núñez, Director y Codirector de Tesis, por sus consejos y acertadas aportaciones que permitieron la culminación de este proyecto.

A todos los docentes de la Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias Santo Domingo, por el tiempo invertido en mi formación y compartir sus conocimientos.

**AUTORÍA**

Las ideas expuestas en el presente trabajo de investigación, así como los resultados, discusión y conclusiones son de exclusiva responsabilidad del autor.

---

FIRMA

**INDICE DE CONTENIDO**

## CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN .....	1
II.	REVISION DE LITERATURA .....	5
2.1.	ASPECTOS GENERALES DE LAS MICORRIZAS.....	5
2.2.	IMPORTANCIA DE LAS MICORRIZAS EN LA AGRICULTURA..	6
2.3.	SIMBIÓISIS MICORRÍZICA .....	7
2.4.	COMO SE PRODUCE LA SIMBIOSIS PARA FORMAR MICORRIZAS .....	7
2.5.	CLASES DE MICORRIZAS.....	8
2.5.1.	Ectomicorrizas .....	9
2.5.2.	Endomicorrizas .....	10
2.5.3.	Ectoendomicorrizas .....	11
2.6.	MICORRIZA VESÍCULO-ARBUSCULAR.....	12
2.7.	MORFOLOGÍA DEL HONGO DENTRO DE LA RAÍZ .....	12
2.7.1.	Hifas.....	13
2.7.2.	Arbúsculos .....	13
2.7.3.	Vesículas.....	14
2.8.	TAXONOMÍA.....	14
2.9.	DISTRIBUCIÓN Y ECOLOGÍA DE LAS MICORRIZAS VESICULARES ARBUSCULARES EN EL SUELO.....	15
2.10.	BENEFICIOS DE LA MICORRIZACIÓN .....	16
2.10.1.	Formación de Agregados Estables.....	16

2.10.2.	Papel de la Micorriza en la Absorción de Nutrimiento.....	17
2.10.3.	Relaciones Hídricas de la Planta.....	20
2.10.4.	Influencia sobre la Fotosíntesis del Hospedero. ....	20
2.10.5.	Resistencia a Condiciones Adversas del medio.....	20
2.11.	INTERACCIONES ENTRE LAS MICORRÍZAS Y LA MICROBIOTICA DEL SUELO. ....	21
2.12.	FACTORES ECOLÓGICOS RELACIONADOS A LA MICORRIZACIÓN .....	22
2.12.1.	Luz .....	22
2.12.2.	Temperatura .....	23
2.12.3.	Agua y Aireación .....	23
2.12.4.	Suelos y Fertilidad .....	23
2.13.	CÓMO SE PRODUCE LA COLONIZACIÓN.....	24
2.14.	PROCESO BIOTECNOLÓGICO DE LA PRODUCCIÓN DE INÓCULO DE HMA.....	24
2.15.	USO DE PLAGUICIDAS .....	25
2.16.	EFFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA) SOBRE EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS .....	27
III.	MATERIALES Y METODOS.....	28
3.1.	CARACTERÍSTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL .....	28
3.1.1.	Ubicación Geográfica .....	28
3.1.2.	Características Agroclimáticas .....	29
3.1.3.	Zona de Vida.....	29
3.2.	MATERIALES .....	29

3.2.1.	Materiales de Campo .....	29
3.2.2.	Materiales de Laboratorio.....	30
3.3.	METODOLOGÍA.....	30
3.3.1.	FASE DE: Laboratorio .....	30
3.3.2.	FASE DE VIVERO .....	32
3.3.3.	Tratamientos .....	33
3.3.4.	Análisis Estadístico.....	34
3.3.5.	Características de las Unidades Experimentales.....	36
3.3.6.	Análisis Previos .....	37
3.3.7.	Datos a Tomarse y Métodos de Evaluación.....	38
3.3.8.	Manejo General del Ensayo.....	41
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	44
4.1.	ANÁLISIS PREVIOS.....	44
4.2.	ANÁLISIS MICORRÍZICO.....	45
4.3.	VARIABLES DE CRECIMIENTO DE LA PLANTA.....	46
4.3.1.	Altura de Planta .....	46
4.3.2.	Diámetro del Tallo .....	52
4.3.3.	Número de hojas .....	56
4.3.4.	Índice de vigor .....	58
4.3.5.	Porcentaje de colonización .....	61
4.3.6.	Peso Fresco Raíz.....	62
4.3.7.	Peso Seco de Raíz.....	63

4.3.8.	Materia Seca Raíz .....	65
4.3.9.	Peso Fresco Parte Vegetativa.....	66
4.3.10.	Peso Seco Parte Vegetativa.....	68
4.3.11.	Materia Seca Parte Vegetativa.....	69
4.3.12.	Análisis Químico Foliar.....	70
4.3.13.	Análisis de Correlación.....	73
4.3.14.	Análisis Económico .....	75
V.	CONCLUSIONES .....	77
VI.	RECOMENDACIONES.....	78
VII.	RESUMEN .....	79
VIII.	SUMARIO .....	80
IX.	BIBLIOGRAFIA .....	81
X.	ANEXOS .....	86

## INDICE DE CUADROS

CUADRO N°	Pág.
<b>Cuadro 1.</b> Tratamientos a evaluar en ensayo sobre la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas en el desarrollo y estado nutritivo del palmito ( <i>Bactris gasipaes</i> HBK) en etapa de vivero, en Santo Domingo 2 008.....	33
<b>Cuadro 2.</b> Esquema del análisis de varianza.....	34
<b>Cuadro 3.</b> Cantidad de materiales empleados para el sustrato.....	41
<b>Cuadro. 4</b> Composición química del fertilizante Yaramila Complex.....	42
<b>Cuadro 5.</b> Dosis en g de fertilizante (Yaramila Complex) aplicado mensualmente a plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo, 2 008.....	42
<b>CUADRO 6.</b> Resultados del análisis químico del sustrato para vivero de palmito..	44
<b>CUADRO 7.</b> Resultados de la multiplicación de micorrizas nativas.....	45
<b>CUADRO 8.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre la altura de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	46
<b>CUADRO 9.</b> Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre la altura de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	50
<b>CUADRO 10.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el diámetro de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	52

<b>CUADRO 11.</b> Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el diámetro de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	54
<b>CUADRO 12.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el numero de hojas de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	56
<b>CUADRO 13.</b> Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el número de hojas de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	57
<b>CUADRO 14.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el índice de vigor de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	58
<b>CUADRO 15.</b> Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el índice de vigor de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2 008 - 2 009.....	60
<b>CUADRO 16.</b> Resumen del ADEVA mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para la variable porcentaje de colonización en las raíces.....	61
<b>CUADRO 17.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para el Peso Fresco de Raíz de plantas de palmito.....	63

<b>CUADRO 18.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para el Peso Seco de Raíz de plantas de palmito.....	64
<b>Cuadro 19.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para Materia Seca de la Raíz de plantas de palmito.....	66
<b>Cuadro 20.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para el Peso fresco de la parte vegetativa de plantas de palmito.....	67
<b>Cuadro 21.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para el Peso Seco de la parte vegetativa de plantas de palmito.....	68
<b>Cuadro 22.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para Materia Seca parte vegetativa de plantas de palmito.....	70
<b>Cuadro 23.</b> Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para la variable contenido de nutrientes de las plantas de palmito.....	71
<b>Cuadro 24.</b> Coeficientes de Correlación calculados entre las variables evaluadas..	73
<b>Cuadro 25.</b> Análisis de costo beneficio de los diferentes tratamientos.....	75

## INDICE DE FIGURAS

FIGURA N°	Pág.
<b>Figura 1.</b> Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz.....	9
<b>Figura 2.</b> Endomicorrizas en corte longitudinal de raíz.....	10
<b>Figura 3.</b> Mapa de la Hacienda Zoila Luz Km 24 vía Quevedo.....	28
<b>Figura 4.</b> Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 60 DTT. Santo Domingo. 2008-2009.....	47
<b>Figura 5.</b> Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 120 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.....	48
<b>Figura 6.</b> Efecto de la interacción Factor AxB (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 90 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.....	49
<b>Figura 7.</b> Efecto de la interacción de diferentes dosis de micorrizas y la esterilidad del sustrato sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero, mostrando el promedio de todas las épocas de observación. Santo Domingo 2008-2 009.....	51
<b>Figura 8.</b> Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre el diámetro de plantas de palmito en etapa de vivero a los 30 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.....	53
<b>Figura 9.</b> Efecto de la interacción Factor AxB (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el diámetro de las plantas de palmito en etapa de vivero a los 150 DDT, Santo Domingo. 2008-2009.....	54
<b>Figura 10.</b> Efecto de la interacción de diferentes dosis de micorrizas y la esterilidad del sustrato sobre el diámetro de plantas de palmito en etapa de vivero, mostrando el promedio de todas las épocas de observación. Santo Domingo 2 008-2 009.....	55

- Figura 11.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre el Índice de Vigor de plantas de palmito en etapa de vivero a los 120 DDT. Santo Domingo. 2008-2009..59
- Figura 12.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso seco radicular de las plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009.....64
- Figura 13.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso fresco parte vegetativa en plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009.....67
- Figura 14.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso seco parte vegetativa de las plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009.....69
- Figura 15.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la concentración de fósforo (P), en plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009.....72

## I. INTRODUCCIÓN

El palmito (*Bactris gasipaes* HBK), es una palmácea perenne, nativa del trópico húmedo americano. Los nombres comunes que se le dan a esta palma son: chontaduro, palmito, chonta y pejibaye.

El palmito es un alimento especial, altamente apreciado en los países desarrollados por su valor gastronómico (CORPEI, 2005). Este cultivo ha experimentado un importante crecimiento en el Ecuador, convirtiéndose en un producto con creciente representatividad dentro de las exportaciones no tradicionales. Actualmente representa el 1,7% de este rubro, el 13% de productos hortofrutícolas exportados y el 27% de las exportaciones de procesados de frutas y vegetales. Según estadísticas del Banco Central del Ecuador (2005) existen, 15 500 hectáreas plantadas. El volumen exportado de palmito en el año 2008 fue de 27 495 TM, (CICO 2009). Adicionalmente, esta industria constituye una importante fuente de empleo en zonas rurales de las provincias de: Esmeraldas, Pichincha, Morona Santiago, Pastaza, Napo, Sucumbíos, Guayas y El Oro, Los Ríos.

El auge del palmito como cultivo de exportación, ha hecho que se establezcan nuevas plantaciones o se intente mejorar las ya existentes, haciendo uso en muchos de los casos de exageradas cantidades de pesticidas y fertilizantes químicos que no satisfacen las expectativas de productividad del cultivo. Por otro lado, la agricultura moderna a nivel mundial exige un menor uso de agroquímicos por todos los riesgos que acarrea su uso, para las personas, animales y medio ambiente (Calvet, citado por Ares y Molina, 2002). Uno de los mecanismos naturales que contribuiría al manejo sostenible del palmito es la asociación de la planta con hongos micorrízicos. Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de cien años; estimándose que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas se establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Hernández, 1999).

Actualmente el mercado internacional exige estándares de calidad que estén acordes a un manejo racional y ecológico de los cultivos a través de la reducción gradual de agroquímicos que posibilite precautelar la salud y la economía del agricultor, a más de contribuir al desarrollo sostenible de la agricultura. El presente trabajo de investigación trata de dar una alternativa consecuente con estos principios que contribuya a que se determinen en el palmito los beneficios de la asociación planta-micorriza, además de obtener una tecnología biológica que permita reducir el uso de insumos externos y mantener la biodiversidad del suelo, mejorando la economía del palmiticultor con una alternativa de bajo costo.

La importancia de la micorriza en palmito radicaría en que las plantas tengan al momento del trasplante niveles adecuados de infección micorrízica lo que contribuiría a su supervivencia, mejor establecimiento en el campo y mayor desarrollo. En el Ecuador ha sido poco estudiada la acción micorrízica sobre las plantas, en palmito se conoce la simbiosis pero no los verdaderos efectos sobre el desarrollo y nutrición de la planta. Los suelos dedicados al cultivo del palmito se encuentran degradados, erosionados y en muchos casos compactados, sometidos a uso excesivo de plaguicidas o sobre fertilizados que a más de incrementar los costos de producción disminuyen considerablemente la población de micorrizas nativas.

El grado de infección micorrízica nativa en el vivero de palmito puede alcanzar niveles muy bajos o nulos, sobre todo si se toma en cuenta el tamizado del sustrato, la aplicación de pesticidas y dosis altas de fertilizantes, prácticas que tienden a reducir el potencial micorrízico natural. En esta etapa la inoculación con micorrizas proporcionaría los mejores resultados para obtener plantas con mayor capacidad de crecimiento, vigor y sanidad, dándoles mayor tolerancia a condiciones adversas a las que podrían estar expuestas en los estados iniciales de crecimiento en el campo, garantizando en el sitio definitivo el establecimiento de una plantación con excelente rentabilidad (Ruiz, 1991).

El desconocimiento del beneficio de las micorrizas hace que estas no sean utilizadas en mejor forma en la agricultura por lo cual es necesario proporcionar su aplicación en varios cultivos.

La población que se beneficiará directamente serán todos los palmiticultores de la zona y técnicos extensionistas, indirectamente se espera llegar a otros agricultores que hagan uso del inóculo que se obtenga en otros cultivos del trópico húmedo.

Fundamentado con estos antecedentes se realizó esta investigación tomando en cuenta los siguientes objetivos.

#### GENERAL

- Evaluar la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* HBK) en etapa de vivero.

#### ESPECÍFICOS

- Determinar el efecto de los HMA sobre las variables de crecimiento: altura de la planta en la hoja flecha, diámetro del tallo, número de hojas, índice de vigor en fase de vivero.
- Evaluar el estado nutritivo del palmito a través del análisis foliar en fase de vivero.

- Realizar un análisis costo beneficio de los tratamientos en estudio.
- Difundir los resultados de la investigación a estudiantes de la ESPE.

Las hipótesis planteadas para esta investigación se describen a continuación:

Ho. La inoculación con micorrizas nativas no aumentan el desarrollo, ni mejoran el estado nutritivo del Palmito.

H1. La inoculación con micorrizas nativas aumentan el desarrollo y mejoran el estado nutritivo del Palmito.

## II. REVISION DE LITERATURA

### 2.1. ASPECTOS GENERALES DE LAS MICORRIZAS

El origen de las Micorrizas se remonta al periodo Devónico a partir del cual hongos y plantas evolucionaron hasta lo que son actualmente. El botánico alemán Albert Bernard Frank, en 1 885 creó el término Micorriza (*Mycos*-hongo, *Rhiza*-raíz) para designar la asociación que se presenta entre hifas de algunos hongos del suelo y las raíces de la gran mayoría de las plantas superiores. Algunos autores identifican a las Micorrizas como “la asociación simbiótica entre determinadas especies de hongos del suelo y las raicillas (pequeñas raíces) de diferentes especies de plantas “. Es decir, dependencia entre hongo y raíz, unión armónica e íntima de ayuda mutua entre hongo y raicillas de la planta (De la Vega, 2006).

Se denomina micorrizas a las asociaciones simbióticas mutualistas existente entre los hongos del suelo y raíces de plantas superiores. Se trata de una asociación simbiótica puesto que los hongos se benefician con el suministro de fuentes carbonadas provenientes de la planta, mientras que esta última se beneficia por la mayor cobertura de suelo a nivel de raíces facilitada por los hongos, aumentando la capacidad de absorción de nutrientes minerales (Hermard *et al.*, 2002). Estos dependen de la planta para el suministro de carbono, energía y de un nicho ecológico, a la vez que entregan nutrimentos minerales (especialmente los poco móviles como el fósforo); además le imparten otros beneficios como: estimulación de sustancias reguladoras de crecimiento, incremento de la tasa fotosintética, ajustes osmóticos cuando hay sequía, aumento de la fijación de nitrógeno por bacterias simbióticas o asociativas, incremento de resistencia a plagas, tolerancia a estrés ambiental, mejoran la agregación del suelo y son mediadores de muchas acciones e interacciones de la microflora y microfauna, que ocurren en el suelo, alrededor de las raíces (Bethlenfalvay y Liderman, 1 992, citado por Blanco y Salas, 1996).

## 2.2. IMPORTANCIA DE LAS MICORRIZAS EN LA AGRICULTURA

La micorriza cumple una función clave en la agricultura sostenible. En el prefacio del libro *Mycorrhizae in sustainable agriculture* (Bethlenfalvay y Liderman, 1992, citado por Blanco y Salas, 1996), concluye que “si el objetivo es reducir los insumos químicos por razones ambientales y de salud, entonces se necesita restablecer los hongos micorrizógenos y otros microbios benéficos a un alto nivel de efectividad para compensar la reducción de insumos”. Esta estrategia coincide con el punto de vista de que el grado de empobrecimiento o desaparición de la microflora MA (Micorrizas Arbusculares) es un indicador del descenso en estabilidad del sistema planta-suelo, de la misma forma que el nivel de estrés causado por las prácticas culturales es una medida de sostenibilidad de la agricultura (Bethlenfalvay, 1992, citado por Blanco y Salas, 1996).

Los efectos beneficiosos de la introducción artificial de inóculo micorrízico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser también interesante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador, y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces (Rhodes, 1984; Sieverding, 1991, citados por Hernández, 1999). Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios (Hernández, 1999).

### 2.3. SIMBIÓISIS MICORRÍZICA

La simbiosis micorrízica se refiere a la asociación mutualista que se establece entre plantas y específicos grupos de hongos que habitan en el suelo y en la rizósfera. De este modo se tienen identificados siete diferentes tipos de simbiosis micorrízicas, las cuales tienen repercusión en lo que respecta a la evolución, fisiología y adaptación ecológica de las plantas que habitan los ecosistemas terrestres (Smith y Read, 1997, citados por Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2003).

La importancia de la asociación micorrízica se basa exclusivamente al papel del hongo en el mayor suplemento de nutrimentos desde el suelo a la planta, sirviendo como intermediario el micelio externo. La asociación micorrízica es una estructura en la cual una unión simbiótica entre un hongo y los órganos absorbentes (las raíces) de una planta, confiere incremento de la adaptabilidad de uno o los dos participantes (Read, 1999, citado por Duchicela; González, 2003).

### 2.4. COMO SE PRODUCE LA SIMBIOSIS PARA FORMAR MICORRIZAS

Según De la Vega (2006), la simbiosis se realiza mediante los siguientes pasos:

**Primer paso.-** Se produce identificación mutua planta-hongo/hongo-planta en la rizósfera, o en regiones próximas a las raíces o pelos radicales. La identificación es al parecer por sustancias exudadas desde la raíz que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz.

**Segundo paso.-** Consiste en el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio y la raicilla produciéndose el contacto intercelular al formarse una estructura que ata ambas biomásas.

**Tercer paso.-** Se realiza la colonización y se producen cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular de la raíz. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbioses (hongo-raíz) y, por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas que se coordinan entre los simbioses para integrar sus procesos metabólicos.

Este proceso de asociación para formar Micorrizas provoca alteraciones morfológicas y anatómicas en las plantas colonizadas tales como cambios en: la relación tallo raíz; la estructura de los tejidos radicales; el número de cloroplastos; aumento de la lignificación; alteración de los balances hormonales, etc. Efectos que no sólo son explicables como simple mejora nutritiva de la planta debido al aumento de eficacia en la absorción de nutrientes por la raíz gracias a la formación de la Micorriza, sino que responde a cambios metabólicos más profundos y complejos, debidos a la integración fisiológica de los simbioses (De la Vega, 2006).

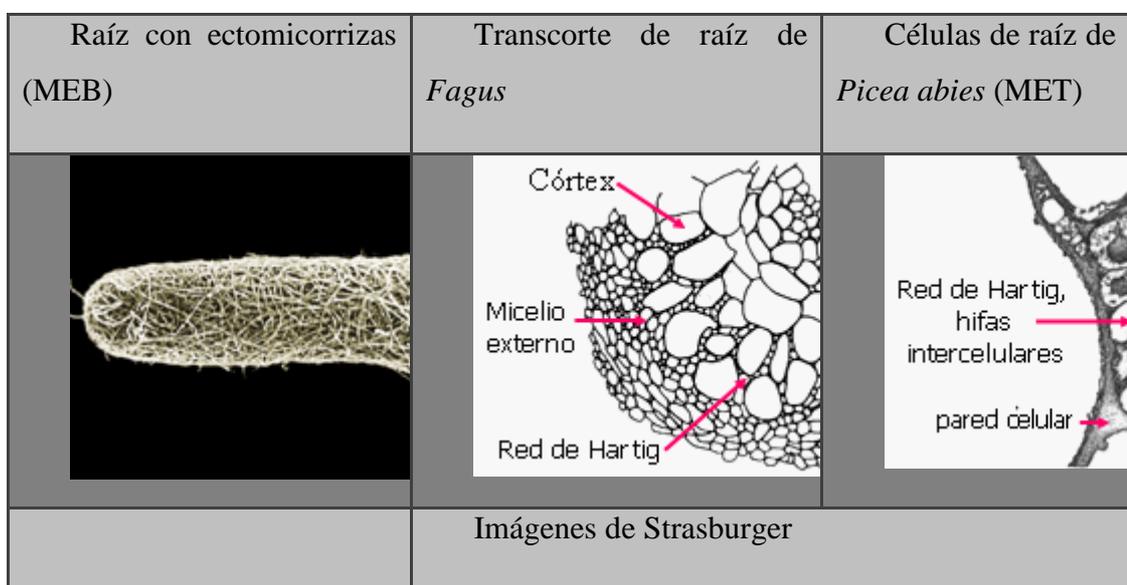
## **2.5. CLASES DE MICORRIZAS**

Existen dos clases de micorrizas de importancia para los suelos agrícolas: las ectomicorrizas y las endomicorrizas. Algunas plantas poseen las dos clases, pero muchas otras no. Las endomicorrizas se dividen en varios tipos: Eriáceo (con características tanto de endomicorrizas como de ectomicorrizas), orquideáceo (infectadas por basidiomicetos) y las micorrizas vesículas arbusculares. (Coyne, 2000).

### 2.5.1. Ectomicorrizas

Las simbiosis que establecen las ectomicorrizas son uniones de beneficio mutuo entre los hongos y las raíces de plantas vasculares y no vasculares. El huésped de un hongo ectomicorriza suele ser una gimnosperma (pino o árbol de hoja perenne) (Coyne, 2000).

El hongo crece entre las células de la raíz rodeándolas sin penetrarlas, formando una estructura característica la "red de Hartig" (Foto 1). Además las raíces están rodeadas por una vaina formada por el hongo llamada manto fúngico; las hormonas que secreta el hongo provocan la ramificación de la raíz, que adopta un aspecto característico esponjoso y ramificado. El micelio se extiende mucho hacia el suelo. Los pelos absorbentes a menudo están ausentes, siendo reemplazados por las hifas fúngicas (Arbo; González, 2006).



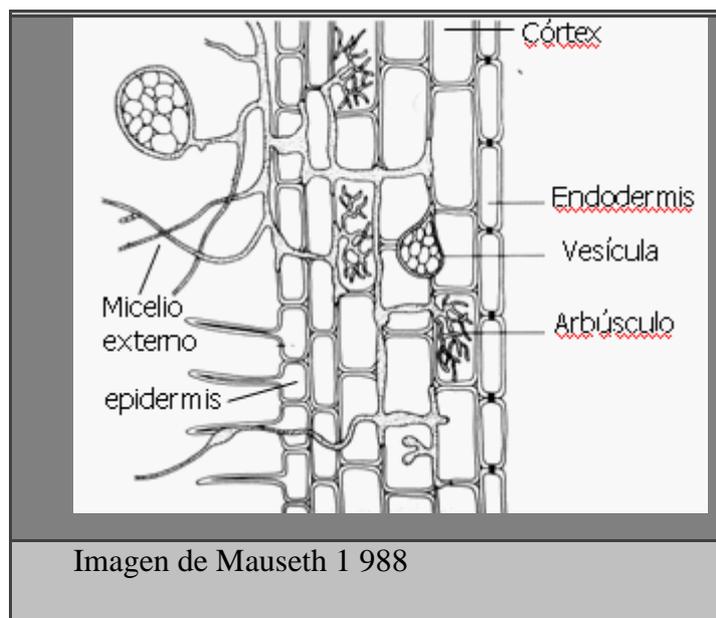
**Figura 1.** Ectomicorrizas en corte transversal de una raíz.

Fuente: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas>

Formadas por hongos Basidiomicetes y Ascomicetes, que desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces nutricias de la planta. Se producen principalmente sobre especies forestales y leñosas. Los principales géneros son: *Suillus*, *Cortinarius*, *Rhizopogon*, *Cenococcuyn*, *Thelefora*, *Pisolithus*. (Duchicela, 2001). Las ectomicorrizas presentan una escasa habilidad saprofítica competitiva. De esta manera, lejos de sus huéspedes, las ectomicorrizas experimentan dificultades a la hora de competir con otros microorganismos del suelo (Coyne, 2000).

### 2.5.2. Endomicorrizas

Son más frecuentes las endomicorrizas, ocurren aproximadamente en el 80% de las plantas vasculares. Las hifas de las endomicorrizas penetran las células del córtex de la raíz sin romper el plasmalema o el tonoplasto. Forman unas estructuras dendroides llamadas arbuscúlos o protuberancias llamadas vesículas, que quedan revestidas por la membrana plasmática. Las endomicorrizas se suelen llamar micorrizas V/A por la formación de estas estructuras. El hongo nunca penetra la endodermis, ni la estela, ni el meristema apical, ni la caliptra.



**Figura 2.** Endomicorrizas en corte longitudinal de raíz

Fuente: <http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas>

Las hifas se extienden varios centímetros por fuera de la raíz incrementando la cantidad de nutrientes absorbidos. El intercambio entre hongo y hospedante tiene lugar en los arbuscúlos que se llenan de gránulos de fosfatos (Arbo y González, 2006).

Los hongos que las producen se caracterizan por colonizar intracelularmente el córtex radical. De acuerdo a Duchicela (2001), dentro de este grupo existen tres tipos característicos:

Orquideomicorrizas: (asociadas a Orquideaceas), sus principales géneros son: *Armillariella*, *Gymnopilus*, *Marasmius*, *Fomes*, *Xerotus*, *Corticium*, *Ceratobasidium*, *Sebacina*, *Tulasnella*.

Ericomicorrizas: Ligadas a la Familia Ericáceas y con muchas similitudes estructurales con las ectoendomicorrizas. Su principal género es: *Pezizella*.

Micorrizas Arbusculares: Caracterizadas por formar arbuscúlos intracelulares y sin duda las de mayor difusión e importancia económica y ecológica.

### **2.5.3. Ectoendomicorrizas**

Los hongos que las producen colonizan de forma dual las raíces: externamente formando un manto cortical e internamente penetrando intracelularmente en el córtex. El género principal es *Endogone* (Duchicela, 2001).

## 2.6. MICORRIZA VESÍCULO-ARBUSCULAR

Las micorrizas vesiculares arbusculares disponen de una gran variedad de huéspedes. Así, pueden infectar la mayor parte de los cultivos agrícolas y el 90% de todas las plantas vasculares (Sylvia 1994, citado por Coyne, 2000). Su nombre se debe a que el hongo forma un consorcio fisiológico caracterizado por la presencia de estructuras típicas en la epidermis de la misma, hifas, arbuscúlos y vesículas. Las estructuras del hongo dentro de la raíz de la planta están en contacto con el micelio externo que rodea en una red difusa la raíz lugar en donde son formadas, libremente o en esporocarpos, las azigosporas o clamidosporas del hongo; órganos con base en cuya morfología únicamente es posible realizar la identificación del género y la especie en razón de que no se puede desarrollar y multiplicar estos hongos en medios de cultivo. (Barea, 1999, citado por Duchicela, 2001).

Las micorrizas vesiculares arbusculares no suelen ser específicas. A diferencia de las ectomicorrizas, no pueden cultivarse fuera de una planta huésped. La germinación de esporas de micorrizas vesiculares arbusculares en el suelo infectan las zonas periféricas de las raíces para empezar su colonización. Los hongos de las micorrizas vesiculares arbusculares son zigomicetos y ficomicetos. Los géneros más importantes que conviene recordar son *Glomus* (por lo general, la micorriza vesicular arbuscular más aislada del suelo), *Gigaspora*, *Aclaulospora*, *Entrophospora* y *Scutellospora* (Coyne, 2000).

## 2.7. MORFOLOGÍA DEL HONGO DENTRO DE LA RAÍZ

Las tres estructuras características son: hifas, arbuscúlos y vesículas.

### **2.7.1. Hifas**

Proviene de esporas germinadas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. Nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemas, tejidos estacales, clorofílicos, partes viejas de la raíz, o en sistemas especializados de órganos vivos.

Cuando la infección se va desarrollando en el interior de la corteza ocurre un crecimiento exterior de las hifas (micelio externo) estableciéndose nuevos puntos de entrada y originándose una densa red de hifas externas que avanzan por el suelo varios centímetros (Sieverding, 1983, citado por Duchicela, 2001). La hifa ramificada se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical siendo el espacio apoplástico producido entre la membrana plasmática y el hongo la zona de intercambio de nutrientes (Hernández, 1999).

### **2.7.2. Arbúsculos**

Son estructuras del tipo de los haustorios que se originan a partir de la ramificación dicotómica repetida de una hifa al interior de una célula vegetal. Las finas ramificaciones de los arbúsculos realmente no entran en contacto con el protoplasma de las células, sino que penetran como dedos en un guante, denominándose “invaginaciones de la membrana celular” (Newman *et al.*, 1994; citado por Román, 2003). De esta forma se produce una extensa superficie de contacto a través de la cual se lleva a cabo el intercambio de nutrientes minerales y carbohidratos entre el hongo y la planta. Los arbúsculos son estructuras de corta vida, cuya presencia es indicativa de la actividad metabólica asociada al transporte de sustancias a través de membranas (Román, 2003).

### **2.7.3. Vesículas**

Las vesículas son estructuras ovoides, se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado; suelen aparecer más tarde que los arbuscúlos y son consideradas órganos de reserva, principalmente de lípidos (Beilby y Kidby, 1980; Cooper y Lösel, 1978, citado por Hernández, 1999).

## **2.8. TAXONOMÍA**

Los estudios de taxonomía de micorrizas iniciaron en 1809 con Link quien los reconoce como hongos hipógeos o epigeos del orden endogonales, género zigomicotina por ser productores de zigosporas, clamidosporas no sexuales o esporangios. La taxonomía de micorrizas ha ido variando acorde los últimos descubrimientos de la tecnología moderna, es así que, basados en estudios moleculares, morfológicos y ecológicos, remueven a la micorrizas de Zigomicotina a un nuevo phylum: Glomeromycota, con tres nuevos órdenes: Archaeosporales, Paraglomerales y Diversisporales. Las familias que pertenecen a cada orden están en estudio (Schubler; Schwarzott; Walker, 2001, citado por Duchicela, 2001).

La identificación taxonómica está basada en características morfológicas de la espora (INVAM 2001):

- Tamaño. - Diámetro.
- Color.- Puede ser hialino, amarillo, rojo, negro, miel, rosa u otras tonalidades.
- Forma.- Puede ser redonda, esférica, ovalada, irregular, elipsoide, subglobosa, u otras.
- Estructura citoplasmática.- Puede ser vacuolada o reticulada.

- Estructura superficial.- Lisa, áspera, ornamentada, ondulada, etc.
- Número de paredes y grosor de las mismas.
- Formación de la hifa terminal.
- Tipo de hifa de soporte.

Únicamente los géneros *Glomus*, *Scutellospora*, *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Gigaspora* forma micorriza vesículo arbuscular. (Sieverding, 1983, citado por Duchicela, 2001 y Coyne, 2000).

## **2.9. DISTRIBUCIÓN Y ECOLOGÍA DE LAS MICORRIZAS VESICULARES ARBUSCULARES EN EL SUELO**

La mayor parte de micorrizas vesiculares arbusculares se encuentran en los primeros 20 centímetros del perfil del suelo, si bien cabe encontrarlas a mayor profundidad (70 a 100 cm). White y sus Colaboradores (1898) demostraron que las esporas que se obtenían de estas profundidades tenían escasas posibilidades de colonizar las raíces de las plantas. En comparación con el total de hongos y bacterias, las poblaciones de micorrizas vesiculares arbusculares en el suelo son minúsculas, situándose entre una spora por gramo de suelo en zonas sin cultivar y 50 esporas por gramo de suelo, después del crecimiento de la planta colonizada por las micorrizas vesiculares arbusculares. La fumigación del suelo elimina casi por completo a las micorrizas vesiculares arbusculares de este ambiente.

Las poblaciones de micorrizas vesiculares arbusculares no son constantes durante la estación de crecimiento, pero varían cíclicamente. El factor determinante de la población de las micorrizas vesiculares arbusculares en el suelo es el crecimiento de una planta colonizada por éstas. El crecimiento pobre de las plantas de un cultivo después de largos períodos de barbecho (generalmente, se trata de una práctica que

sirve para conservar el nivel de humedad en regiones semiáridas, se produce gracias a que estos períodos en ausencia del huésped sirven para reducir las poblaciones de micorrizas vesiculares arbusculares en el suelo (Hayman y cols 1975, citado por Coyne, 2000).

Cuando crecen los cultivos colonizados por micorrizas vesiculares arbusculares, los cultivos subsiguientes se benefician de un número más elevado de esporas de las micorrizas vesiculares arbusculares resultantes. El suelo soporta toda una comunidad de micorrizas vesiculares arbusculares que a especies aisladas, si bien el uso continuo de un solo cultivo hace que ciertas especies predominen. Más de una docena de especies de micorrizas vesiculares arbusculares se encuentran por lo general, en la mayor parte de los suelos intactos o agrícolas. Éstas pertenecen casi siempre al orden de las *Glomales* del cual el género *Glomus* es el más representativo (Coyne, 2000).

## **2.10. BENEFICIOS DE LA MICORRIZACIÓN**

### **2.10.1. Formación de Agregados Estables**

Se ha evidenciado que las hifas del hongo de las micorrizas, en cooperación con otros microorganismos, interactúan en tal proceso. El micelio desarrolla un esqueleto que mantiene las partículas adheridas, después, tanto las raíces como las hifas aportan productos orgánicos que se incorporan a la estructura en formación. Los microorganismos excretan o exudan agentes compactantes (mucilagos, polisacáridos) que provocan una cementación del microagregado en formación. Finalmente estos se unen en macroagregados, merced a la cooperación de las hifas de la micorriza y a la acción cementante de los productos de origen microbiano y vegetal (Barea, 1999, citado por Duchicela, 2001).

El flujo del carbono al suelo mediado por las micorrizas es crítico para el desarrollo de la agregación del suelo. La glomalina producida por las micorrizas hace el papel de una verdadera goma o pega. Este material orgánico (glicoproteína) rico en carbono y nitrógeno, conjuntamente con las hifas cementan las diferentes partículas del suelo, contribuyendo con la formación de agregados, otorgando al suelo mejores características físicas. Además, las hifas al extenderse en la matriz del suelo crean condiciones para la formación de micro agregados ( $< 0.25$  mm) y creación de macro agregados ( $> 0.25$  mm). Al permitir las micorrizas la atracción y multiplicación de bacterias que degradan material orgánico, aportan con la mineralización y reservas de nutrientes en el suelo (Bernal y Morales, 2006).

### **2.10.2. Papel de la Micorriza en la Absorción de Nutrimiento**

La utilización de nutrimentos por las plantas es determinada por la capacidad de absorción de la raíz y por la difusión de nutrimentos, por ende, por la liberación de elementos de la solución de suelo. El micelio externo de los hongos arbusculares incrementa el volumen de suelo explorado y determinan la utilización de iones de baja velocidad de difusión como P, Zn y Mo (González, 1998, citado por Duchicela, 2001). Las micorrizas además son productoras de enzimas hidrolíticas como proteasas y fosfatasas, estas últimas necesarias en la solubilización del fosforo y mineralización del fosforo orgánico, incrementando los nutrientes disponibles para el mantenimiento de un sistema saludable suelo-planta (Bernal y Morales, 2006).

La absorción de los iones menos móviles depende del volumen de suelo explorado por el sistema de raíces absorbentes. En este caso la micorriza tiene ventaja sobre la raíz no micorrizada porque el micelio externo se extiende a mayor distancia que los pelos radicales. Desde el punto de vista nutricional, el mayor beneficio que las plantas derivan de la micorriza es un mayor crecimiento debido a un incremento en la absorción de P cuando este elemento es limitante. Cuando este elemento no es limitante el beneficio puede ser nulo o reducido, según el grado de

dependencia micorrízica de la planta. Es conocido además que altos niveles de P inhiben la simbiosis. Por otro lado, está demostrado que la micorriza influye en forma directa o indirecta en la absorción de otros iones minerales (N, K, Ca, Mg, Fe, Mn (Johansen *et al.* 1994, citado por Blanco y Salas, 1996).

Es necesario tomar en cuenta que sustratos altamente ricos en materia orgánica y particularmente fosforo, pueden disminuir o inhibir el efecto de la simbiosis micorrizica Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2002, citados por Enríquez 2008. Lo que afirma Agustí, 2000 citado por Vázquez y Morales 2000, una concentración de entre 40-70 ppm de P asimilable para un suelo franco es considerada alta. De igual manera, el autor señala que concentraciones de entre 351-500 ppm de K asimilables son consideradas altas y porcentajes mayores a 2,5% de materia orgánica son muy altos

#### **2.10.2.1. Nutrición de Fósforo (P)**

Las formas existentes del fosforo en el suelo son pocos solubles en el agua y por ello su concentración es muy pequeña en la solución del suelo. Entre 95 a 99% del fosforo del suelo no está disponible para las planta esto incluye las formas del fosforo inorgánico y el mineral insoluble. La concentración de fosforo en el micelio fúngico es 100 veces superior que en el suelo ya que se presenta mayor afinidad para la captación de fosforo que por la propia raíz. Los HMA incrementan la asimilación del P por las plantas llevado a través de las hifas (Román, 2003).

El efecto de los hongos arbusculares es más evidente cuando el suelo tiene bajo contenido de P. El P, inorgánico tiene una velocidad de difusión de  $2 \text{ mm h}^{-1}$  y en las hifas fúngicas el movimiento es de  $2 \text{ cm h}^{-1}$ , esto evidencia la eficiencia en la nutrición fosfórica. Algunos estudios realizados utilizando  $^{32}\text{P}$  indican que la micorriza transporta el P a la planta vía corriente citoplasmática en vacuolas que

contienen cuerpos metacromáticos, los cuales parecen ser gránulos de polifosfato que posteriormente son hidrolizados y transferidos al hospedante, este proceso ocurre en los arbusculos (González, 1998, citado por Duchicela, 2001). Globalmente el proceso de transporte de P en MVA puede desglosarse en tres subprocesos: Absorción, captación y transferencia al hospedero. Un exceso en la fertilización fosfórica limita la actividad de la micorriza, este efecto se produce debido a que un incremento de fósforo endurece la pared celular, dificultando la colonización micorrízica. (Herrera, 2001, citado por Duchicela, 2001).

El elemento P es considerado alto para la acción micorrízica cuando existen 18 ppm en el sustrato (Alarcón, 1997 citado por Enríquez, 2008), y en presencia de altas cantidades de Ca y Fe podrían fijar al P haciéndolo no disponible para la planta (Padilla, 2004 citado por Enríquez, 2008). Por otro lado Vázquez y Morales (2000), mencionan que en suelos ácidos, la adsorción de P está generalmente atribuida a los “óxidos” e “hidróxidos” de Fe y Al y a otras propiedades del suelo.

#### **2.10.2.2. Nutrición de otros Elementos**

La colonización micorrízica también puede incrementar la utilización de otros nutrientes del suelo, Se han encontrado altas concentraciones mayores de nitrógeno (N) como efecto indirecto por la estimulación de la fijación simbiótica, potasio (K), hierro (Fe), manganeso (Mn), cloro (Cl), magnesio (Mg), y microelementos como Zinc (Zn), Azufre (S), Boro (B) y Molibdeno (Mo) en plantas micorrizadas (González, 1998, citado por Duchicela, 2001).

Los elementos minerales que circulan con facilidad hacia la rizósfera, como nitratos y sulfatos no suelen crear zonas de deficiencias alrededor de las raíces y la contribución de las hifas en la captación de ellos es limitada (Barea *et al.*, 1984, citados por Román, 2003). Los iones fosfato y amonio que se difunden más

lentamente en la solución del suelo son captados relativamente más por las hifas de los HMA. La captación de los micronutrientes es a veces contradictoria ya que se tiene evidencia consistente de un incremento en su captación por los HMA, solo para zinc y cobre (Rhodes y Gerdemam, 1980, citados por Román, 2003).

### **2.10.3. Relaciones Hídricas de la Planta**

Numerosos estudios ponen de manifiesto que las micorrizas vesículo arbusculares (MVA) tienen mayor resistencia al estrés hídrico, este efecto se atribuye al mejor nivel nutritivo de la planta y a que las hifas externas del hongo son capaces de captar agua más lejos de la zona de deficiencia. (Gianinazzi-Person y Azcón-Aguilar, 1987, citado por Duchicela, 2001).

### **2.10.4. Influencia sobre la Fotosíntesis del Hospedero.**

La tasa fotosintética es normalmente mayor en plantas micorrizadas no solo por los efectos de la nutrición en P, sino a una mayor eficiencia en la utilización de P en el proceso fotosintético en plantas micorrizadas ya que se induce en la planta la formación de compuestos que influyen la estructura y/o función de los cloroplastos, entre los cuales podrían estar implicadas las fitohormonas (Gianinazzi-Person y Azcón-Aguilar, 1987, citado por Duchicela, 2001).

### **2.10.5. Resistencia a Condiciones Adversas del medio**

La micorriza confiere a la planta tolerancia al efecto salino que puede ser atribuible al efecto en la nutrición de la planta. (Gianinazzi-Person y Azcón-Aguilar, 1987, citado por Duchicela, 2001). El micelio externo puede reemplazar la reducida

y deformada raíz de plantas afectadas por tóxicos (González, 1998, citado por Duchicela, 2001).

El mismo autor sostiene que los hongos endomicorrizicos también pueden funcionar como detoxificantes del suelo con metales pesados. Además menciona que muchos hongos poseen características específicas individuales para tolerancia a temperaturas extremas del suelo pH, humedad, baja fertilidad, los cuales pueden proveer a la planta hospedera ventajas de competencia ecológica e incrementar la supervivencia, crecimiento, nutrición o rendimiento en estas condiciones.

## **2.11. INTERACCIONES ENTRE LAS MICORRÍZAS Y LA MICROBIOTICA DEL SUELO.**

La existencia de HMA en el suelo hace que se produzcan una serie de interacciones con otros microorganismos que viven también en ese hábitat. La micorrizósfera es la rizósfera de una planta micorrizada y es en ella donde se producen las interacciones que se pueden resumir como: Interacciones con microorganismos beneficiosos y con funciones específicas e interacciones con patógenos. Entre los microorganismos beneficiosos podemos citar a las bacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR), a las bacterias fijadoras de nitrógeno (tanto libre como simbiote), a los actinomicetos y a algunos hongos saprofitos que actúan como antagonistas de patógenos del suelo y que pueden ser empleados para el control biológico. En muchos casos las interacciones establecidas son de tipo positivo, llegándose a registrar un efecto de sinergismo, donde la presencia de la MA y del otro microorganismo produce un incremento del crecimiento, vigor y protección de la planta (Hernández, 1999).

Se ha propuesto una serie de mecanismos a través de los cuales ocurre la interacción micorrizas/patógenos, ya que no se ha demostrado nunca que los hongos MA actúen directamente sobre estos, ya sea por antagonismo, antibiosis o por

depredación, sino que su efecto es indirecto. Los mecanismos son los siguientes (Azcón-Aguilar y Barea, 1996, citados por Hernández, 1999):

- Cambios en la nutrición de la planta hospedadora.
- Alteraciones en la exudación radicular. Un mejor estado nutricional de la planta puede variar sus exudados y alterar así las poblaciones de microorganismos, ya sea por alteraciones en la germinación de esporas de hongos patógenos y su penetración, que en la mayoría de los casos se produce por estímulos de las propias exudaciones radiculares.

## **2.12. FACTORES ECOLÓGICOS RELACIONADOS A LA MICORRIZACIÓN**

La infección micorrízica depende de condiciones que determinan las características de los hospederos y del suelo, en particular el potencial fotosintético del hospedero y la fertilidad, condiciones físicas, contenido de agua y cantidad y calidad del humus presente en el suelo (Hermard *et al.*, 2002). Entre los factores condicionantes se pueden mencionar:

### **2.12.1. Luz**

Al aumentar la intensidad luminosa el aumento de micorrizas es proporcional al número de raíces cortas posiblemente por un aumento en la disponibilidad de nutrientes, principalmente carbohidratos libres en las raíces.

### **2.12.2. Temperatura**

La temperatura tiene una acción directa sobre el porcentaje de crecimiento radical y sobre la producción de nuevas raíces. Las temperaturas óptimas para el crecimiento de las micorrizas varía entre 17 y 27 °C para la mayoría de estos hongos, como por ejemplo *Lactarius*, *Amanitas*, y algunos *Boletus*, que tienen un óptimo térmico superior a los 20 C.

### **2.12.3. Agua y Aireación**

Las formaciones micorrizicas están influenciadas por la humedad del suelo y por la aireación. Se presume que el crecimiento micelar decrece a una baja concentración de oxígeno debido a que la mayoría de estos hongos micorrízicos son aeróbicos. En efecto, la formación micorrízica se inhibe en suelos arcillosos debido a la dificultad de las raíces para penetrar en este, así como también por una pobre aireación.

### **2.12.4. Suelos y Fertilidad**

Los bosques templados desarrollados en suelos oscuros, podsolidados se componen por árboles formadores de ectomicorrizas. En estos suelos la presencia de raíces asociadas a micorrizas se detecta especialmente en el horizonte húmico. La cantidad y la calidad de humus, constituye el factor más importante en la formación de las micorrizas, por lo tanto estas disminuyen con la profundidad. La pobreza relativa en sales minerales disponibles por otra parte determina la prevalencia de micorrizas en bosques. Cuando los nutrientes son abundantes en el suelo y el crecimiento de árboles es vigoroso la mayoría de los nuevos carbohidratos pueden ser utilizados para formar nuevos tejidos, siendo pobre su acumulación en las raíces. Al existir deficiencias de N, P y K disponibles, se impide la formación micorrízica y

el crecimiento radicular, pero al existir una deficiencia moderada de uno de estos nutrientes la infección se lleva a cabo (Hermard *et al.*, 2002).

### **2.13. CÓMO SE PRODUCE LA COLONIZACIÓN**

En una primera instancia se produce una identificación mutua planta-hongo en la rizósfera, en regiones próximas a las raíces nutritivas; este reconocimiento parece mediado por sustancias exudadas por la raíz que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz. Luego se produce el contacto intercelular al formarse una estructura llamada apesorio. En tercer lugar se producen cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular del simbionte fúngico. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbiontes, y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbiontes para integrar sus procesos metabólicos (Gianinazzi-Pearson, 1984; Azcón-Aguilar y Bago, 1994, citado por López y Barceló, 2001).

### **2.14. PROCESO BIOTECNOLÓGICO DE LA PRODUCCIÓN DE INÓCULO DE HMA**

En la mayoría de sistemas de producción de plantas se ha acudido a la utilización de inoculante a base de esporas en el suelo y raíz, suelo-inóculo o raíces colonizadas por los HMA. Uno de los aspectos que deben ser considerados en los diferentes métodos de producción de inoculante micorrízico es la selección de la planta hospedante. Generalmente para obtener mayor cantidad de propágulos de HMA se ha acudido a utilizar gramíneas (Maíz, Sorgo) como plantas trampa ya que producen mayor cantidad de raíces las cuales son susceptibles de ser colonizadas y utilizar estos propágulos como fuente de inóculo de HMA. La combinación HMA-planta trampa es un factor determinante en la propagación de una cepa fúngica en especial. En este sentido se ha mencionado que existe cierto grado de especificidad de algunos

hongos por determinado genotipo de un mismo género de la planta hospedante (Boyetchko y Tewari, 1995, citado por Alarcón; Ferrera-Cerrato, 2003).

La producción de inóculo mediante el uso de arcillas expandibles permite obtener mayor cantidad de propágulos de HMA (micelio, esporas y raíces colonizadas), así como mantener el inóculo viable durante largos periodos de almacenamiento de hasta cinco años, incluso a temperatura ambiente (Gruntwald-Stocker y Dehne, 1989; Aboul-Nasr, 1997, citados por Alarcón y Ferrera-Cerrato 2003).

## **2.15. USO DE PLAGUICIDAS**

Los plaguicidas como insecticidas, nematicidas, fungicidas y herbicidas, pueden afectar diferencialmente la simbiosis micorrízica, de acuerdo con la susceptibilidad de los hongos al ingrediente activo, así como por su modo de acción, sea sistémico o de contacto (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2002). Estos autores, indican que los insecticidas, al parecer, no perjudican el establecimiento y efectividad de los hongos micorrízicos en el sistema radical de las plantas, aún cuando se apliquen productos sistémicos. En el caso de los nematicidas como ejemplo: Temik, Carbaryl y Diazinon, aparentemente no afectan a los hongos micorrízicos y se pueden aplicar sin contrarrestar la actividad benéfica de la simbiosis.

Los insecticidas y nematicidas, a las dosis recomendadas han mostrado efectos favorables en las poblaciones de HMA, posiblemente por su efecto contra competidores y predadores (Blanco y Salas, 1996).

En cuanto a los fungicidas, es preferible utilizar aquellos de contacto, cuando se tenga la necesidad de utilizar fungicidas sistémicos, estos deben ser selectivos a ciertos grupos de hongos fitopatógenos como el Previcur en dosis de 0,15% para el control de Oomycetos como *Pythium* y que no afecta a la micorriza.

Se debe tener cuidado con el empleo de productos como Captan, Captafol, Thiabendazol, Maneb, Clorotalonil, Benomyl, Bayleton y Cercobin, principalmente, cuyos efectos se han reportado negativos para la simbiosis. Es posible aplicar fungicidas en dosis más bajas (50%) a las recomendadas (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2002). Según Johnson y Pflieger, 1992, citados por Blanco y Salas, 1996, las dicarboximidias (Captan, Captafol) tienen efectos desde detrimentales, a dosis altas o recomendadas, hasta benéficos en dosis bajas. Los ditiocarbamatos (Mancozeb, Maneb, Chloroneb, Chlorotalonil, Lanstan y Quintozene) normalmente reducen el efecto de la micorriza. Entre los sistémicos, Carboxín (Vitavax) reduce, mientras Fosetyl-Al y Metalaxil (Ridomil) aumentan la formación de micorriza arbuscular.

Respecto a los fungicidas inhibidores de esteroides, Trimedorph en unos casos incrementó y en otros redujo la colonización, dependiendo de la planta y el tiempo de aplicación, mientras que Propiconazole no afectó la tasa de colonización pero disminuyó 20 veces la absorción de P. El benomyl definitivamente es perjudicial a las HMA. Con respecto a los herbicidas, sus efectos pueden ser sobre todo indirectos (Blanco y Salas, 1996). Maly *et al.*, (2006), probaron el efecto de dosis crecientes de glifosato (Round Up) en soya, empleando tres especies de HMA: *Gigaspora margarita*, *Glomus etunicatum* y *Scutellospora heterógama*, detectándose una inhibición decreciente del crecimiento del tubo germinativo de las esporas en las tres especies evaluadas. Con dosis equivalentes a 10 L ha<sup>-1</sup> de glifosato aplicadas previa a la siembra, no afectaron la nodulación ni tampoco la colonización micorrízica de soya.

## **2.16. EFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES (MA) SOBRE EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS**

El efecto más importante que producen las MA en las plantas es un incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, que se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las mismas. La expansión del micelio externo del hongo por el suelo rizosférico es la causa principal de este efecto, permitiendo la captación de los nutrientes más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, por la propia absorción de la planta (Jakobsen, 1992; Sanders y Tinker, 1973 citado por Regés R, 2004).

Las micorrizas actúan a varios niveles, provocando alteraciones morfológicas y anatómicas en las plantas hospedadoras como cambios en la relación tallo-raíz, en la estructura de los tejidos radicales, en el número de cloroplastos, aumento de la lignificación, alteración de los balances hormonales, efectos que no son sólo explicables como una simple mejora nutritiva de la planta debida al aumento de eficacia en la absorción de nutrientes por la raíz gracias a la formación de la micorriza, sino que responde a cambios metabólicos más profundos y complejos debidos a la integración fisiológica de los simbiositos (López y Barceló, 2001).

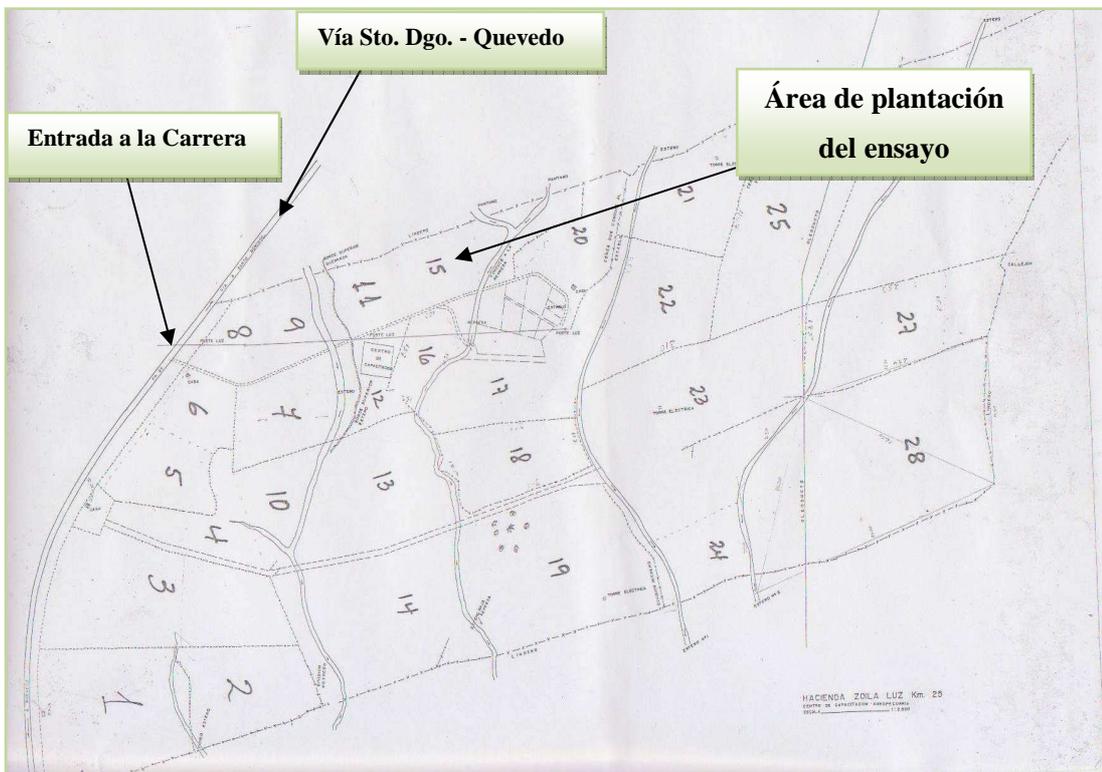
### III. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1. CARACTERÍSTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

##### 3.1.1. Ubicación Geográfica

El ensayo se realizó en la hacienda Zoila Luz, parroquia Luz de América, Provincia Santo Domingo de los Tsáchilas, km 24 de la vía Santo Domingo-Quevedo, a una altitud de 270 msnm y en las siguientes coordenadas geográficas:

Coordenadas UTM:            688 149 Este            9 954 652 Norte



**Figura 3.** Mapa de la Hacienda Zoila Luz Km 24 vía Quevedo

### 3.1.2. Características Agroclimáticas

Temperatura media anual	:	23,6 °C
Precipitación media anual	:	2980 mm/año
Heliofanía media anual	:	660 horas/luz/año
Humedad relativa	:	91 %

Fuente: Estación meteorológica Puerto Ila - INAMHI

### 3.1.3. Zona de Vida

Según el diagrama de Zonas de Vida de L. Holdridge la zona de estudio corresponde a Bosque Húmedo Tropical (bh – T) (Cañadas, L. 1983)

## 3.2. MATERIALES

### 3.2.1. Materiales de Campo

- Barreno
- Baldes
- Regla graduada en cm
- Fundas plásticas
- Fundas de papel
- Machete
- Cámara fotográfica
- Calibrador pie de rey
- Rastrillo
- Regaderas
- Estacas
- Piola
- Flexómetro

- Materiales de Oficina
- Computadora
- Calculadora
- Papelería
- Impresora

### **3.2.2. Materiales de Laboratorio**

- Balanza analítica

## **3.3. METODOLOGÍA**

### **3.3.1. FASE DE: Laboratorio**

#### **3.3.1.1. Toma de muestras**

Se recolectó una muestra representativa de suelo y raíces de la plantación de palmito ubicada en la Hcda. Zoila Luz perteneciente a la Carrera de Ingeniería en Ciencias Agropecuarias de la ESPE. De 20 plantas seleccionadas aleatoriamente, se tomó una submuestra alrededor de cada planta, utilizando una pala de desfonde a una profundidad de 20 cm del suelo y entre 60 a 80 cm de distancia de la base del tallo de la planta, en la zona de goteo del palmito, que posteriormente se mezcló y tomó 10 kg de muestra entre suelo y raíces.

### **3.3.1.2. Concentración de la población de HMA nativas en suelo.**

De la muestra de rizósfera del palmito así obtenida se envió 1 kg de suelo y raíces al laboratorio del CIPAL para la determinación de:

- Concentración de esporas e hifas de HMA nativas.
- Porcentaje de colonización.

### **3.3.1.3. Identificación y caracterización de HMA nativas**

En la muestra anterior también se procedió a la identificación de morfo-especies HMA nativas.

### **3.3.1.4. Aislamiento y multiplicación de HMA**

#### **3.3.1.4.1. Plantas trampa y preparación del inóculo**

Dado que los HMA no se desarrollan en cultivos puros (sin un hospedante), se empleó una planta “trampa” susceptible a la micorrización como lo es el maíz, para la multiplicación de esporas del hongo. Las muestras de la rizósfera de una plantación de palmito en producción, sirvieron como inóculo para infectar las raíces de maíz, colocándose 10 g al fondo del hueco previo a la colocación de la semilla.

Se emplearon macetas plásticas que contenían 3 kg de suelo esterilizado (150 macetas). A los tres meses después de la siembra se procedió a recoger muestras del

suelo para verificar la concentración de esporas y porcentaje de infectividad de la micorriza nativa, así mismo se eliminó la parte aérea cortando los tallos del maíz a ras de suelo y se dejó de regar las macetas para someter a estrés hídrico con el fin de provocar una mayor esporulación del hongo. A los 120 días después de la siembra se extrajo el suelo de todas las macetas, el contenido del suelo se mezcló y se picaron las raíces de maíz en segmentos menores a 2 cm de longitud, luego se tamizó este material homogenizado, se extrajo una muestra de 200 g y se envió al laboratorio para el conteo de esporas, hifas y determinación de morfoespecies, y es el que sirvió como inóculo para las plántulas de palmito en vivero.

### **3.3.2. FASE DE VIVERO**

#### **3.3.2.1. Factores en estudio**

##### **3.3.2.1.1. Dosis de micorriza nativa (g/planta). (M)**

**M<sub>0</sub>: 0 g**

**M<sub>1</sub>: 10 g (2 040 esporas) \*\***

**M<sub>2</sub>: 20 g (4 080 esporas) \*\***

**M<sub>3</sub>: 30 g (6 120 esporas) \*\***

\* La dosis estuvo en función de la concentración de esporas del inóculo multiplicado.

\*\* Número de esporas calculado en base a análisis biológico efectuado en el inóculo obtenido, tamizado y decantado en húmedo (Gerdermann y Nicholson, 1963).

### 3.3.2.2. Esterilidad del sustrato (E)

- **E<sub>0</sub>**: Sin esterilizar
- **E<sub>1</sub>**: Estéril

El sustrato se esterilizó con vapor de agua a una temperatura de 121 °C y a una presión de 3 atmosferas durante 60 minutos, en autoclaves destinados para la cocción de la fruta de palma africana.

### 3.3.3. Tratamientos

**Cuadro 1.** Tratamientos a evaluar en ensayo sobre la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas en el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* HBK) en etapa de vivero, en Santo Domingo 2008.

<b>Tratamiento N°</b>	<b>Código</b>	<b>Descripción</b>
T <sub>1</sub>	M <sub>0</sub> E <sub>0</sub>	Sin micorrizas + Sustrato sin esterilizar
T <sub>2</sub>	M <sub>0</sub> E <sub>1</sub>	Sin micorrizas + Sustrato estéril
T <sub>3</sub>	M <sub>1</sub> E <sub>0</sub>	*10 g/planta micorrizas + Sustrato sin esterilizar
T <sub>4</sub>	M <sub>1</sub> E <sub>1</sub>	*10 g/planta micorrizas + Sustrato estéril
T <sub>5</sub>	M <sub>2</sub> E <sub>0</sub>	*20 g/planta micorrizas + Sustrato sin esterilizar
T <sub>6</sub>	M <sub>2</sub> E <sub>1</sub>	*20 g/planta micorrizas + Sustrato estéril
T <sub>7</sub>	M <sub>3</sub> E <sub>0</sub>	*30 g/planta micorrizas + Sustrato sin esterilizar
T <sub>8</sub>	M <sub>3</sub> E <sub>1</sub>	*30 g/planta micorrizas + Sustrato estéril

### 3.3.4. Análisis Estadístico

#### 3.3.4.1. Diseño experimental

Se aplicó un Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA) en un arreglo factorial 4x2. Adicionalmente se realizó un análisis de varianza (ADEVA) en parcela Dividida para medir los cambios a través del tiempo en los tratamientos en las diferentes variables evaluadas.

**Cuadro 2.** Esquema del análisis de varianza para los factores en estudio

<b>F. de V.</b>	<b>G.L.</b>
Total	31
Repeticiones	3
Tratamientos	7
Micorriza (M)	3
Lineal	1
Cuadrático	1
Cúbico	1
Esterilidad del sustrato (E)	1
M X E	3
Error Experimental	21

Esquema del análisis de varianza en Parcelas Dividida para los diferentes tiempos de observación, en las variables: altura de planta, diámetro del tallo y número de hojas:

<b>F. de V.</b>	<b>G.L.</b>
Total	159
Repeticiones	3
Micorrizas ( <i>M</i> )	3
Esterilidad ( <i>E</i> )	1
<i>M X E</i>	3
Error (a)	21
Tiempo de observación ( <i>O</i> )	4
<i>M X O</i>	12
<i>E X O</i>	4
<i>M X E X O</i>	12
Error (b)	96

Esquema del análisis de varianza en Parcelas Dividida para los diferentes tiempos de observación, en la variable: Índice de vigor.

<b>F. de V.</b>	<b>G.L.</b>
Total	63
Repeticiones	3
Micorriza ( <i>M</i> )	3
Esterilidad ( <i>E</i> )	1
<i>M X E</i>	3
Error (a)	21
Tiempo de observación ( <i>O</i> )	1
<i>M X O</i>	3
<i>E X O</i>	1
<i>M X E X O</i>	3
Error (b)	24

### 3.3.4.2. Número de repeticiones

La investigación constó de cuatro repeticiones por cada tratamiento.

### **3.3.5. Características de las Unidades Experimentales**

#### **3.3.5.1. Número**

Se contó con 32 unidades experimentales.

#### **3.3.5.2. Área de ensayo**

- Área total: 208,25 m<sup>2</sup>
- Área de caminos: 72,3 m<sup>2</sup>
- Área útil: 123,5 m<sup>2</sup>

#### **3.3.5.3. Forma y distancia entre parcelas**

Las parcelas tendrán una forma rectangular, con una dimensión de 1,6 m x 1 m. Con una separación entre repeticiones de 0,7 m y entre parcelas 0,5 m.

#### **3.3.5.4. Número de plantas**

- Número total de plantas: 3200
- Número de plantas por parcela: 100
- Número de plantas por parcela neta: 12

### **3.3.5.5. Control de parcelas adyacentes**

Para controlar el efecto de borde no se evaluaron las cuatro primeras plantas de cada lado y dos plantas de los extremos, lo que da una parcela neta con 12 plantas.

### **3.3.5.6. Análisis funcional**

Prueba de significación de Tukey al 5 % y polinomios ortogonales para las dosis de micorrizas. Adicionalmente se analizaron las correlaciones entre los factores en estudio y las variables evaluadas.

## **3.3.6. Análisis Previos**

### **3.3.6.1. Análisis del sustrato**

Previo al trasplante de palmito en las fundas, se realizó el respectivo análisis químico-físico y biológico (concentración de esporas e hifas de micorriza), de una muestra representativa del sustrato.

### **3.3.6.2. Determinación de la capacidad de adsorción de fósforo**

Se envió una muestra de suelo a un laboratorio especializado, para determinar el grado de adsorción de fósforo del suelo utilizado como sustrato, bajo diversas concentraciones de dicho elemento.

### **3.3.7. Datos a Tomarse y Métodos de Evaluación**

#### **3.3.7.1. Altura de planta**

En la parcela neta se midió la altura de 12 plantas, medida desde el suelo hasta un punto (lígula) entre la flecha y la hoja más nueva (Clement y Bovi 2000), cada 30 días después del trasplante, hasta la última semana previa la terminación de la fase de vivero.

#### **3.3.7.2. Diámetro del tallo**

En la parcela neta se midió el diámetro de 12 plantas, se tomó a ras de suelo con un calibrador pie de rey, cada 30 días después del trasplante, hasta la última semana previa la terminación de la fase de vivero.

#### **3.3.7.3. Número de hojas**

Se contó las hojas de cada planta de la parcela neta, desde el cuello de la raíz hasta la última hoja abierta a lado de la flecha, cada 30 días después del trasplante, hasta la última semana previa la terminación de la fase de vivero.

#### **3.3.7.4. Circunferencia del tallo**

La circunferencia de la base del tallo se calculó en base a la siguiente fórmula:

$$C = \pi * D$$

C = Circunferencia del tallo

D = Diámetro del tallo

$\pi$  = Constante 3,1416

### 3.3.7.5. Diámetro de la corona foliar

El diámetro de la corona foliar se determinó cuando las plantas tuvieron cuatro y seis hojas desplegadas, estableciendo imaginariamente una línea recta entre el ápice de dos hojas que estén insertadas opuestamente en el tercio medio de la planta.

### 3.3.7.6. Índice de vigor

El índice de vigor vegetativo es una medida en centímetros cúbicos que hace referencia al volumen de biomasa de la planta, se determinó empleando la fórmula definida por INEAC en 1967 y tomada de Casanova 2003, adaptada para palmito.

$$\text{ÍNDICE DE VIGOR} = \frac{C^2}{4} \sqrt{H^2 + \frac{L^2}{4}}$$

C = Circunferencia del tallo.

H = Altura de la planta

L = Diámetro de la corona foliar

### **3.3.7.7. Análisis foliar**

Se tomó la tercera hoja (cuando las plantas cumplieron la fase de vivero), contada a partir de la primera hoja desplegada después de la flecha de cuatro plantas seleccionadas aleatoriamente de la parcela neta, eliminándose los extremos basales y apicales de las hojas así como las de los foliolos, las muestras de las hojas así tratadas se enviaron al laboratorio especializado para su respectivo análisis químico de 32 muestras.

### **3.3.7.8. Peso húmedo y seco de raíces y parte aérea**

Se extrajeron las raíces de 1 planta de la parcela neta (cuando las plantas cumplieron su fase de vivero) de cada tratamiento y de cada repetición (32 plantas), de manera aleatoria, luego de pesarlas en fresco se las mantuvo en la estufa a 105° C hasta alcanzar peso seco constante.

De las mismas plantas se extrajo la parte aérea para implementar el mismo procedimiento.

### **3.3.7.9. Nivel de colonización micorrízica en raíces.**

En un laboratorio especializado, se determinó el porcentaje de colonización en raicillas de palmito jóvenes y sanas no mayores a 2 mm, de diámetro y de por lo menos 1 cm, de longitud, a fin de verificar la capacidad simbiótica del hongo con las plantas de palmito. Para ello se recolectaran 32 muestras correspondientes a los diferentes tratamientos.

### 3.3.8. Manejo General del Ensayo

#### 3.3.8.1. Preparación y desinfección del sustrato

Se empleó como sustrato los siguientes materiales, para el llenado de una funda de 1 200 g.

**Cuadro 3.** Cantidad de materiales empleados para el sustrato.

<b>Materiales</b>	<b>Cantidad (g)</b>	<b>Porcentaje (%)</b>
Suelo	900	75
Arena	60	5
Cascarilla de arroz	240	20

#### 3.3.8.2. Trasplante e inoculación

Se utilizaron plántulas provenientes del semillero, con buenas condiciones sanitarias. Mediante un palo se hizo un hueco en el centro de la funda, en el fondo se colocó el inóculo de micorriza según el tratamiento asignado, luego se introdujo la planta, apelmazando ligeramente para evitar la formación de espacios de aire.

#### 3.3.8.3. Fertilización

Durante los primeros 30 días después del trasplante, la plántula se alimenta de las reservas de la propia semilla; por tanto, la aplicación de fertilizantes se hizo luego de este período.

La fertilización se hizo empleando un fertilizante complejo Yaramila complex, cuya composición se muestra en el Cuadro 4.

**Cuadro. 4** Composición química del fertilizante Yaramila Complex.

<b>Elemento</b>	<b>Concentración (%)</b>
Nitrógeno total (N)	12,4
Nitrógeno Amoniacal (NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> )	7,3
Nitrógeno Nítrico (NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> )	5,1
Fósforo asimilable (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	11
Potasio soluble en agua (K <sub>2</sub> O)	18
Magnesio (MgO)	2,7
Azufre (S)	8
Boro (B)	0,015
Hierro (Fe)	0,2
Manganeso (Mn)	0,02
Zinc (Zn)	0,02

La dosis aplicada dependió del análisis químico del sustrato. Las aplicaciones se hicieron quincenalmente, como se muestra en el Cuadro 5.

**Cuadro 5.** Dosis en g de fertilizante (Yaramila Complex) aplicado mensualmente a plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo, 2008.

<b>Mes</b>	<b>Dosis</b>	<b>Aplicación quincenal</b>	
Diciembre	3 g	1,5 g	1,5 g
Enero	3 g	1,5 g	1,5 g
Febrero	4 g	2 g	2 g
Marzo	6 g	3 g	3 g
Abril	9 g	4,5 g	4,5 g

Asimismo se aplicó abono foliar como Yarabela Nitromag 21-0-0-11CaO-7MgO (5 g/l) a todos los tratamientos; cada 15 días.

#### **3.3.8.4. Controles fitosanitarios**

Es conveniente evitar el empleo de fungicidas sistémicos durante la inoculación con micorrizas, especialmente aquellos empleados para el control de roya (Marx, 2006). El primer control fitosanitario se hizo de manera preventiva aplicando tres días después del trasplante al follaje Aliette (Fosetil Aluminio) dosis 1g/l. Posteriormente y según la incidencia y severidad de las enfermedades como: Antracnosis (*colletotrichum* sp.), Cescosporiosis (*cercospora* sp.), Mal de almacigo (*phytophthora palmivora*), Mancha amarilla (*pestalotiopsis* sp.). Se empleó foliarmente productos que no afecten la efectividad de las micorrizas como: Aliette (fosetil aluminio), Phyton, Kasumin (Kasugamicina), en dosis de 1,5 – 2 cc por litro de agua. Se empleo para el control de insectos como: Loritos verdes (cicadélidos) y pulgones, cipermetrina en dosis de 1,5 cc por litro de agua, las aplicación fueron de acuerdo a la incidencia de las plagas. Para el control de babosas y caracoles se empleo un cebo Matababosa (Metaldehído) cada 15 días.

#### **3.3.8.5. Control de malezas**

Se realizaron deshierbas manuales dentro de las fundas y calles, según la incidencia de malezas. Se aplicó herbicida de contacto (Paraquat 120 cc/bomba de 20 lt de agua) para el control de malezas en la periferia del ensayo.

#### **3.3.8.6. Riego**

En la época seca se realizó tres veces por semana. En la época lluviosa el riego estuvo sujeto a la presencia o no de precipitaciones. Se lo realizó de manera uniforme a través de regaderas.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. ANÁLISIS PREVIOS

De acuerdo al análisis químico del sustrato (Cuadro 6), se observan altos niveles de materia orgánica, una concentración alta para NH<sub>4</sub>, media para P, alta de K y un pH ácido. Es necesario tomar en cuenta que sustratos altamente ricos en materia orgánica y particularmente fósforo, pueden disminuir o inhibir el efecto de la simbiosis micorrizica Ferrera-Cerrato y Alarcón (2002), citados por Enríquez (2008). Según Agustí (2000), citado por Vázquez y Morales (2000), una concentración de entre 40-70 ppm de P asimilable para un suelo franco es considerada alta. De igual manera, el autor señala que concentraciones de entre 351-500 ppm de K asimilables son consideradas altas y porcentajes mayores a 2,5% de materia orgánica son muy altos.

**Cuadro 6.** Resultados del análisis químico del sustrato para vivero de palmito.

CONCENTRACIÓN DE NUTRIENTES															
pH	M.O %	NH <sub>4</sub>	P	S	K	Ca	Mg	Al	Cu	B	Fe	Zn	Mn	Ca/Mg	Mg/K
		ppm			meq/100 g				ppm						
5,48	10,66	53,54	13,56	22,54	1,27	8	1,8	0,18	9,1	0,25	307	11	25	4,44	1,42
Ac	A	A	M	B	A	M	M	B	A	M	A	A	A		

Se determinó la capacidad de retención del P en el sustrato utilizado en el vivero, dando como resultado 72,70 % (Anexo 2), esto haría que el elemento este poco disponible para la planta. El nivel de P es medio según el análisis (13,56 ppm), este elemento es considerado alto para la acción micorrizica cuando existen 18 ppm en el sustrato Alarcón (1997), citado por Enríquez (2008), y en presencia de altas cantidades de Ca y Fe podrían fijar al P haciéndolo no disponible para la planta Padilla (2004), citado por Enríquez (2008). Por otro lado Vázquez y Morales (2000), mencionan que en suelos ácidos, la adsorción de P está generalmente atribuida a los “óxidos” e “hidróxidos” de Fe y Al y a otras propiedades del suelo.

Gran parte de los suelos de Santo Domingo son de orígenes volcánicos y de ahí sus altas tasas de fijación.

#### 4.2. ANÁLISIS MICORRÍZICO

**Cuadro 7.** Resultados de la multiplicación de micorrizas nativas.

Identificación de la muestra	Colonización (%)	Densidad del endófito (/47,5%)	Esporas viables/100 gss	Morfoespecies sugeridas	Observaciones
Muestreo inicial Rizósfera del palmito	85	7,78	2 040	<i>Glomus sp.</i> <i>Acaulospora sp.</i> <i>Gigaspora sp.</i>	Esporas café claras, café oscuras, amarillas hialinas
Inóculo palmito 90 días (Maíz)	97,87	17,06	14 100	<i>Glomus</i>	Presencia de cuerpos fructíferos, café oscuras, café claras, amarillas hialinas.
Inóculo palmito 120 días (Maíz)	93,88	16,51	20 400	<i>Glomus</i> <i>Acaulospora</i>	Presencia de cuerpos fructíferos y esporocarpos. Esporas de diferentes tamaños, todas turgentes. Café claras, amarillas, hialinas blancas, hialinas marrón, café oscuras

Los resultados iniciales del análisis micorrízico del inóculo nativo, obtenido en el campo fue 2 040 esporas viables/100 gss. Este material fue multiplicado en plantas trampa (maíz), realizado el primer muestreo de rizósfera a los 90 días se obtuvieron 14 100 esporas viables/ 100 gss, la población encontrada es alta y la morfoespecie dominante es *Glomus*. Los resultados obtenidos a los 120 días y después de haber sometido a estrés hídrico por 30 días, fue de 20 400 esporas viables/ 100 gss, con estos resultados se procedió a la inoculación en plántulas pregerminadas de palmito en sustrato estéril y no estéril en las dosis antes indicadas (Cuadro 7). Los resultados obtenidos evidencian el éxito de la multiplicación, lográndose obtener una concentración de esporas diez veces mayor al inóculo micorrízico inicial.

### 4.3. VARIABLES DE CRECIMIENTO DE LA PLANTA

#### 4.3.1. Altura de Planta

Para esta variable, los ADEVAS obtenidos en las diferentes épocas de evaluación, establecieron que hubo diferencias estadísticas altamente significativas para el factor A (Dosis de micorrizas) a los 60 DDT (Días Después del Trasplante), mientras que fueron significativas a los 120 DDT. Mientras que para los polinomios ortogonales para Dosis de micorrizas se observa una tendencia cuadrática altamente significativa a los 60 y 120 DDT. El ADEVA mostró diferencia estadísticas significativas para la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del sustrato) a los 90 DDT (Cuadro 8).

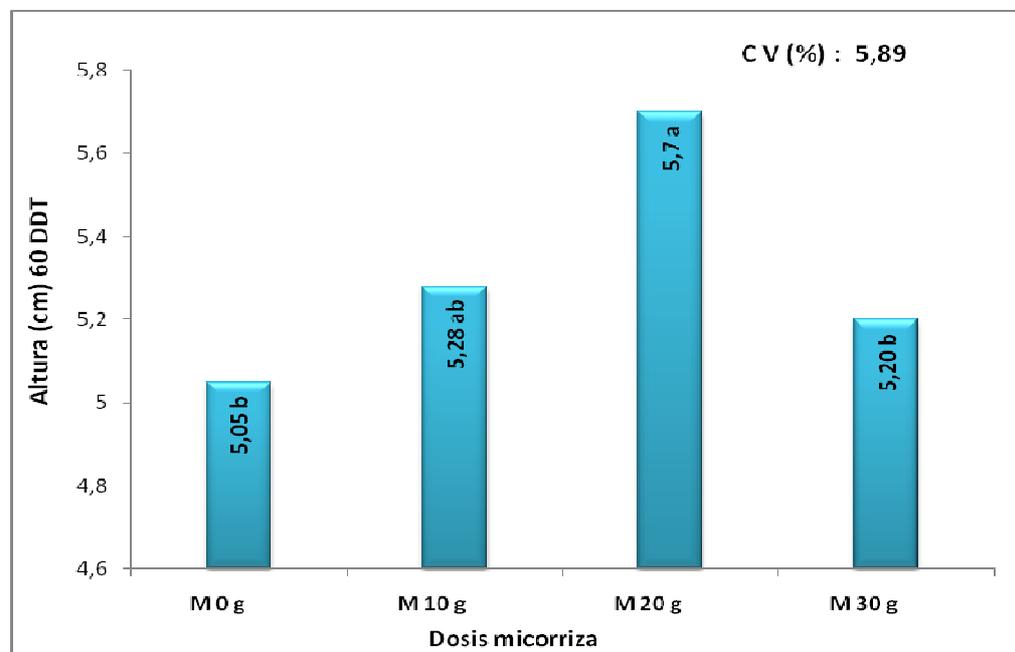
**Cuadro 8.** Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre la altura de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2 008 - 2 009.

F de V	G.L.	Días después del Trasplante				
		30	60	90	120	150
<b>Total</b>	31					
<b>Repeticiones</b>	3	0,21 <sup>ns</sup>	0,53 <sup>**</sup>	0,19 <sup>**</sup>	0,69 <sup>ns</sup>	1,67 <sup>ns</sup>
<b>Micorrizas</b>	3	0,15 <sup>ns</sup>	0,62 <sup>**</sup>	0,63 <sup>ns</sup>	2,86 <sup>*</sup>	4,29 <sup>ns</sup>
<b>Lineal</b>	1	0,07 <sup>ns</sup>	0,31 <sup>ns</sup>	0,26 <sup>ns</sup>	2,33 <sup>ns</sup>	1,31 <sup>ns</sup>
<b>Cuadrática</b>	1	0,28 <sup>ns</sup>	1,05 <sup>**</sup>	1,62 <sup>ns</sup>	6,04 <sup>**</sup>	8,93 <sup>ns</sup>
<b>Cúbica</b>	1	0,11 <sup>ns</sup>	0,51 <sup>*</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,22 <sup>ns</sup>	2,63 <sup>ns</sup>
<b>Estéril</b>	1	0,02 <sup>ns</sup>	0,06 <sup>**</sup>	1,13 <sup>*</sup>	1,40 <sup>ns</sup>	1,85 <sup>ns</sup>
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,03 <sup>ns</sup>	0,12 <sup>ns</sup>	0,82 <sup>*</sup>	1,41 <sup>ns</sup>	5,14 <sup>ns</sup>
<b>Error</b>	21	0,09	0,1	0,26	0,64	2,43
<b>C.V.(%)</b>		11,71	5,89	6,73	7,49	8,6

*ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

En la figura 4, se observa que para la altura de planta, en el factor A (Dosis de micorrizas), la mayor altura se presentó con la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con un promedio de 5,70 cm respectivamente, superando a las demás dosis evaluadas a pesar que comparten el mismo rango con otros tratamientos, la dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa ocupó el último rango con un promedio de 5,05 cm.

El coeficiente de variación (5,89 %) es bajo y da confianza a los resultados obtenidos.

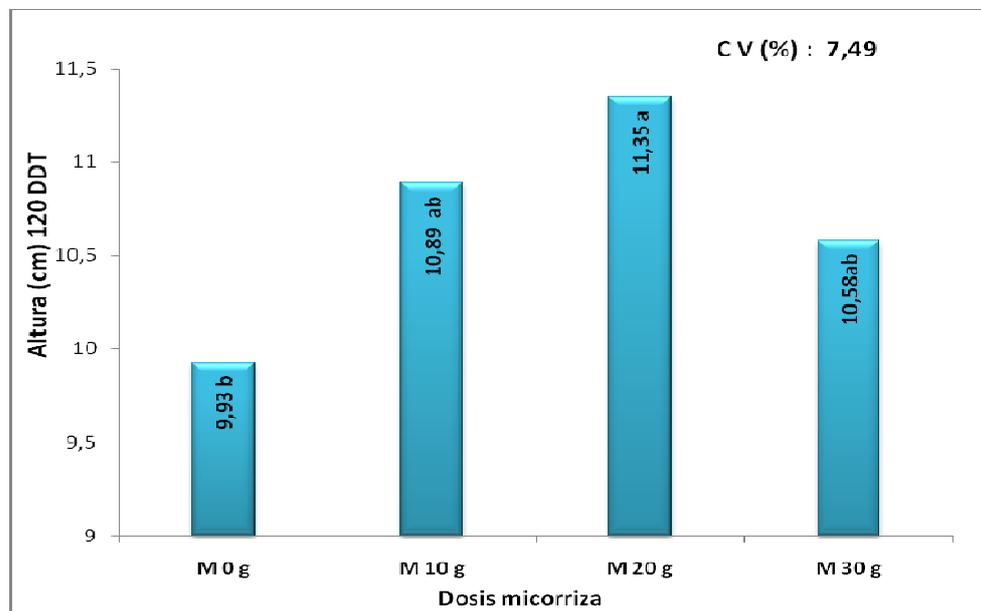


**Figura 4.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 60 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.

Al desdoblarse los grados de libertad para el factor Micorrizas se observa que hay una diferencia altamente significativa para la tendencia cuadrática, por lo tanto el valor máximo a incrementarse es en la dosis de 20 g de inoculo de micorrizas nativas porque a partir de este valor existiría una respuesta negativa en el crecimiento.

En la figura 5, se observa que para la altura de planta, en el factor A (Dosis de micorrizas), la mayor altura se presentó con la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con un promedio de 11,35 cm respectivamente, superando a las demás dosis evaluadas a pesar que comparten el mismo rango con otros tratamientos. La dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa ocupó el último rango con un promedio de 9,93 cm.

El coeficiente de variación (7,49 %) es bajo y da confianza a los resultados obtenidos.



**Figura 5.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 120 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.

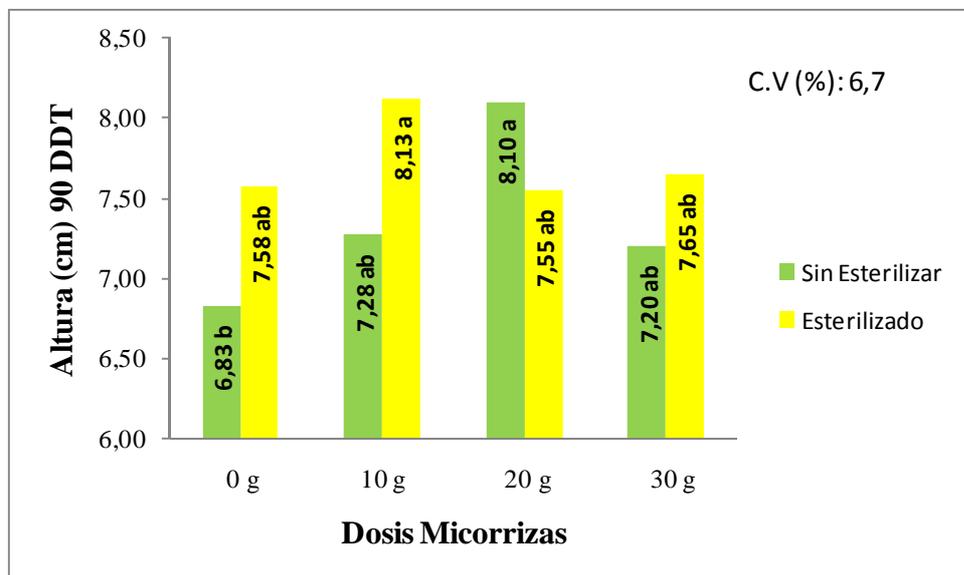
La tendencia cuadrática para las dosis de micorrizas, indicaría que sobre los 20 g de inóculo ya no habría respuesta en la altura de planta.

Los resultados que se observan en la figura 4 y 5, muestran el efecto positivo de la aplicación de 20 g de micorrizas arbusculares nativas en sustrato no estéril a partir de los 60 días después del trasplante, lo que concuerda con lo emitido por (Gardezi 2000), quien menciona que la colocación de los hongos al trasplante expresa más

rápidamente sus beneficios en corto tiempo (de 1 a 4 meses dependiendo la especie forestal o frutal de que se trate).

En la figura 6, se observó que para la altura de planta a los 90 DDT, en la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del sustrato), la mayor altura de planta se presentó en las dosis 10 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con sustrato estéril con una altura promedio de 8,13 cm, seguida de la dosis 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con sustrato no estéril con una altura promedio de 8,10 cm, aunque comparte igual rango de significación estadística con todos los tratamientos a excepción del tratamiento con la dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorrizas con sustrato no estéril que presentó la menor altura de planta con 6,83 cm de altura promedio.

El coeficiente de variación (6,7 %) es bajo y da confianza a los resultados obtenidos.



**Figura 6.** Efecto de la interacción Factor AxB (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero a los 90 DDT. Santo Domingo. 2008-2009

La tendencia de las interacciones Factor AxB (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) a los 120 DDT sigue siendo para la dosis 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con el promedio más alto de 11,63 cm de altura en sustrato no estéril y 10 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con un promedio de 11,38 cm en sustrato estéril. En el resto de fuentes de variación donde no se presentó significación estadística, los promedios indican que la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> se mantiene con la mejor altura.

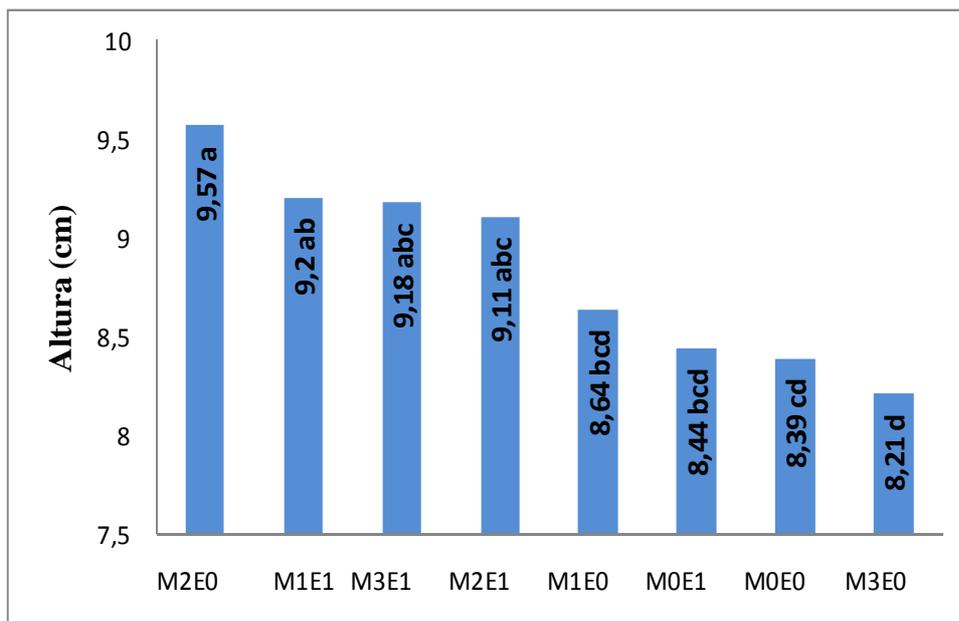
**Cuadro. 9** Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre la altura de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2008 - 2009

<b>F de V</b>	<b>G. L</b>	<b>CM</b>	
<b>Total</b>	159		
<b>Repeticiones</b>	3	1,81	*
<b>MICORRIZA (M)</b>	3	6,12	**
<b>ESTERILIDAD (E)</b>	1	3,08	*
<b>M X E</b>	3	3,83	**
<b>Error (a)</b>	21	1,62	
<b>Tiempo de observac. (O)</b>	4	1142,59	**
<b>M X O</b>	12	0,54	ns
<b>E X O</b>	4	0,3	ns
<b>M X E X O</b>	12	0,93	ns
<b>Error (b)</b>	96	0,46	
<b>C.V. (%)</b>		7,71	

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente significativo*

En el ADEVA (Cuadro 9) para los diferentes tiempos de observación (O), determinaron diferencias estadísticas altamente significativas para el factor micorrizas (M), y la interacción (MxE), para el factor esterilidad (E) las diferencias fueron estadísticamente significativas. Para el resto de interacciones no se presentaron diferencias estadísticas.

En la figura 7, para la interacción (MxE) el tratamiento con mejor comportamiento es T5 M<sub>2</sub>E<sub>0</sub> (20 g de micorriza + sustrato no estéril) con el promedio más alto 9,57 cm, a pesar que comparten los rangos con el resto de tratamientos, a excepción del T7 M<sub>3</sub>E<sub>0</sub> (30 g de micorriza + sustrato no estéril) que ocupa el último rango y el promedio más bajo 8,21 cm en altura.



**Figura 7.** Efecto de la interacción de diferentes dosis de micorrizas y la esterilidad del sustrato sobre la altura de plantas de palmito en etapa de vivero, mostrando el promedio de todas las épocas de observación. Santo Domingo 2008-2009.

Los resultados muestran un efecto positivo de la simbiosis a partir de los 60 DDT, lo que concuerda a lo obtenido por Enríquez (2008), quien obtuvo respuesta en altura a partir de los 75 DDT, confirmando que la simbiosis micorriza-planta tiene un periodo de incubación variable, durante este lapso de tiempo incluso puede haber un retardo en el crecimiento del hospedero hasta que se establezca la simbiosis.

#### 4.3.2. Diámetro del Tallo

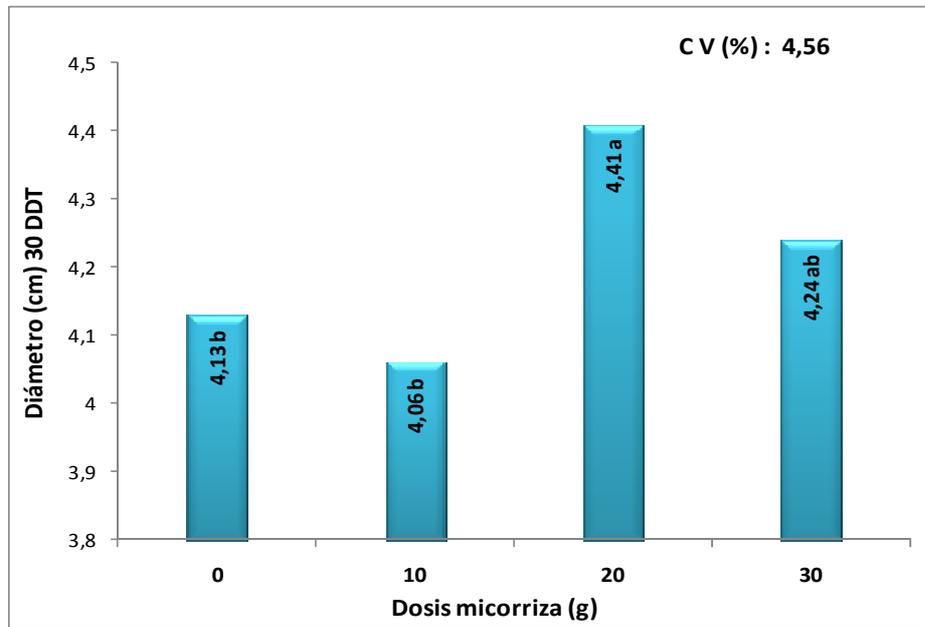
En esta variable, los ADEVAS determinaron diferencias altamente significativas para el factor A (Dosis de micorrizas) sólo a los 30 DDT. Revisando los polinomios ortogonales para micorrizas existe una tendencia lineal significativa a los 30 y 90 DDT (Cuadro 10).

**Cuadro 10.** Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el diámetro de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2008 - 2009.

F de V	G.L	Días después del Trasplante				
		30	60	90	120	150
<b>Total</b>	31					
<b>Repeticiones</b>	3	0,07 <sup>ns</sup>	0,39 <sup>ns</sup>	0,5 <sup>ns</sup>	2,92 <sup>**</sup>	6,04 <sup>**</sup>
<b>Micorrizas</b>	3	0,19 <sup>**</sup>	0,10 <sup>ns</sup>	0,36 <sup>ns</sup>	0,65 <sup>ns</sup>	0,44 <sup>ns</sup>
<b>Lineal</b>	1	0,19 <sup>*</sup>	4,0 <sup>ns</sup>	0,93 <sup>*</sup>	0,48 <sup>ns</sup>	0,14 <sup>ns</sup>
<b>Cuadrática</b>	1	0,03 <sup>ns</sup>	0,1 <sup>ns</sup>	0,13 <sup>ns</sup>	0,91 <sup>ns</sup>	0,91 <sup>ns</sup>
<b>Cúbica</b>	1	0,35 <sup>**</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,55 <sup>ns</sup>	0,26 <sup>ns</sup>
<b>Estéril</b>	1	3,1 <sup>ns</sup>	0,06 <sup>ns</sup>	0,78 <sup>ns</sup>	0,5 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,04 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>	0,41 <sup>ns</sup>	0,51 <sup>ns</sup>	2,82 <sup>*</sup>
<b>Error</b>	21	0,04	0,14	0,2	0,29	0,67
<b>CV%</b>		4,56	6,33	5,75	5,15	6,07

*ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

En la Figura 8, se observa que la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa, tuvo el promedio mayor de 4,41 mm, resultado que responde a la variabilidad del material de siembra y no al efecto de las micorrizas, la simbiosis micorriza-planta tiene un período de incubación variable que depende de la especie, tipo de micorriza y el manejo del cultivo. Revisando los polinomios ortogonales existe significación en la tendencia lineal a los 90 DDT, esto hace deducir que podríamos aumentar la dosis sobre los 30 g de micorriza nativa.

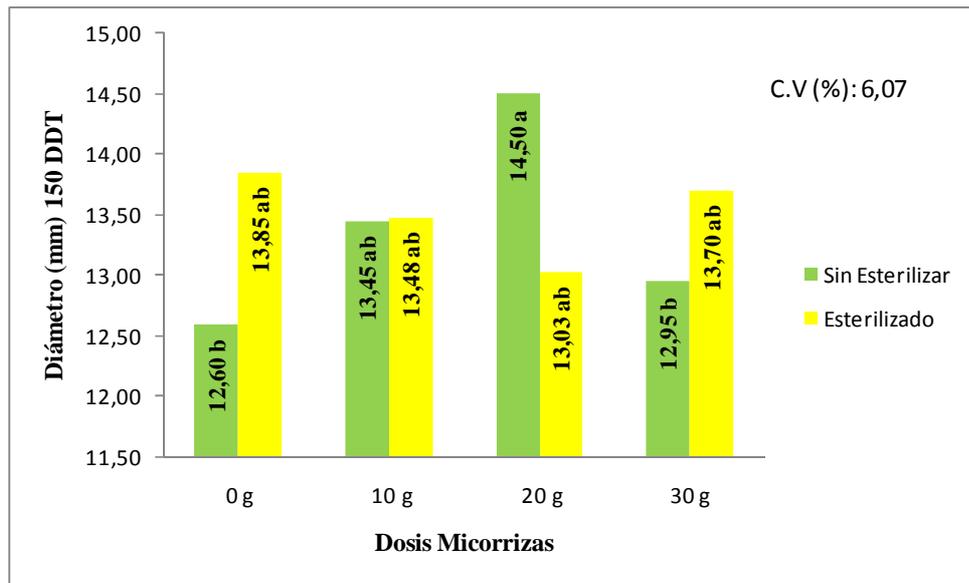


**Figura 8.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre el diámetro de plantas de palmito en etapa de vivero a los 30 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.

En el ADEVA (Cuadro 10), se observa diferencias estadísticas significativas para la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del sustrato) a los 150 DDT.

En la figura 9, se observa que para el diámetro de planta, en la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del sustrato), el mayor diámetro de planta se presentó con la dosis 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa con sustrato no estéril, prevalece sobre las demás con un diámetro promedio de 14,50 cm, aunque comparte igual rango de significación estadística con todos los tratamientos a excepción del tratamiento con la dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorrizas nativa y con sustrato no estéril que presentó el menor diámetro de planta con 12,60 cm.

El coeficiente de variación (6,07 %) es bajo y da confianza a los resultados obtenidos.



**Figura 9.** Efecto de la interacción Factor Ax B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el diámetro de las plantas de palmito en etapa de vivero a los 150 DDT, Santo Domingo. 2008-2009

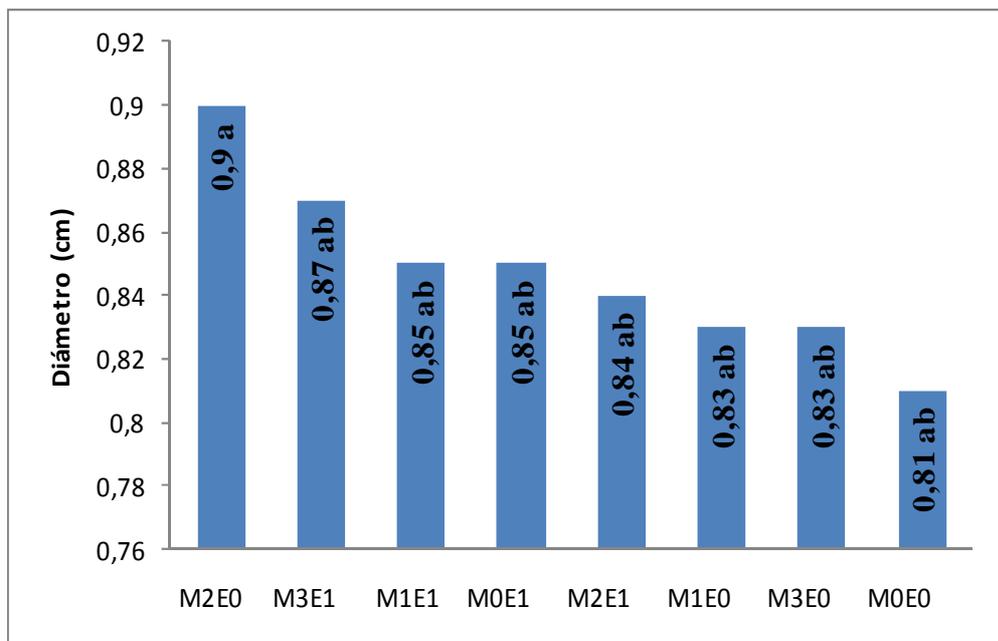
**Cuadro. 11** Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5 %), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el diámetro de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2008 - 2009

F de V	G. L	CM
<b>Total</b>	159	
<b>Repeticiones</b>	3	0,12 **
<b>MICORRIZA (M)</b>	3	0,01 ns
<b>ESTERILIDAD (E)</b>	1	0,01 ns
<b>M x E</b>	3	0,02 *
<b>Error (a)</b>	21	0,01
<b>Tiempo de observac. (O)</b>	4	4,77 **
<b>M x O</b>	12	9,70E-04 ns
<b>E x O</b>	4	1,60E-03 ns
<b>M x E x O</b>	12	2,70E-03 ns
<b>Error (b)</b>	96	0,01
<b>C.V. (%)</b>		9,52

ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente significativo

En el ADEVA (Cuadro 11) para los diferentes tiempos de observación (O), se determinaron diferencias estadísticas significativas para la interacción (MxE), mientras que para el factor micorrizas (M) y esterilidad (E) y el resto de variables no hubieron diferencias estadísticas significativas.

En la figura 10, para la interacción (MxE) el tratamiento con mejor comportamiento es T5 M<sub>2</sub>E<sub>0</sub> (20 g de inóculo de micorriza + sustrato no estéril) con el mejor promedio 0,9 cm, a pesar que comparten los mismo rangos con el resto de tratamientos, el T1 M<sub>1</sub>E<sub>0</sub> (0 g de inóculo de micorriza + sustrato no estéril) que ocupa el último lugar con el promedio más bajo 0,81 cm en diámetro.



**Figura 10.** Efecto de la interacción de diferentes dosis de micorrizas y la esterilidad del sustrato sobre el diámetro de plantas de palmito en etapa de vivero, mostrando el promedio de todas las épocas de observación. Santo Domingo 2008-2009.

La tendencia se mantiene para la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa, teniendo el mejor comportamiento tanto en altura como diámetro del tallo. Al parecer la esterilización del sustrato no tiene mayor efecto en aumentar la eficiencia de la inoculación con micorriza nativa, pues el sustrato no estéril junto con la dosis de micorriza antes indicada presentan los promedios más altos. Es posible que el efecto

de la simbiosis haya empezado a partir de los 60 DDT, época en donde ya se observa significación estadística sobre todo en altura de planta, algunos autores reportan que para que se establezca la simbiosis se requiere un periodo de incubación. Enríquez (2008), en ensayo similar en plantas de palmito, obtuvo resultados en las mismas variables a partir de los 70 a 90 DDT.

### 4.3.3. Número de hojas

Los ADEVAS para el número de hojas no mostraron diferencias estadísticas significativas para ninguna fuente de variación, lo que implicaría que la simbiosis micorriza-planta en palmito en este caso no tuvo mayor efecto sobre el número de hojas. Enríquez (2008), en ensayo similar si obtuvo diferencias estadísticas significativas en el número de hojas a partir de los 105 hasta los 150 DDT, para la variable dosis de micorriza comercial (Cuadro 12).

**Cuadro 12.** Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el número de hojas de plantas de palmito en vivero Santo Domingo 2008 - 2009

F de V	G.L	Dias después del Trasplante			
		60	90	120	150
<b>Total</b>	31				
<b>Repeticiones</b>	3	0,45 **	0,3 **	0,27 **	0,10 **
<b>Micorrizas</b>	3	0,03 ns	0,02 ns	0,03 ns	0,02 ns
<b>Lineal</b>	1	0,07 ns	2,2 ns	2,3 ns	0,01 ns
<b>Cuadrática</b>	1	2,8 ns	0,03 ns	1,3 ns	0,02 ns
<b>Cúbica</b>	1	0,01 ns	0,02 ns	0,09 ns	0,04 ns
<b>Estéril</b>	1	0,02 ns	1,2 ns	0,03 ns	0,00 ns
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,01 ns	0,02 ns	0,03 ns	0,05 ns
<b>Error</b>	21	0,03	0,03	0,03	0,02
<b>CV%</b>		10,28	6,58	4,75	2,89

ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo

En el ADEVA para los diferentes tiempos de observación, no se establecieron diferencias estadísticas significativas para los factores e interacciones. Revisando los promedios en la interacción (M x E), el tratamiento con mejor comportamiento es en la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa en sustrato no estéril, con el promedio más alto de 2,82, mientras que la dosis de menor respuesta es 10 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa en sustrato estéril con un valor de 2,69 (Cuadro 13).

**Cuadro 13.** Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el número de hojas de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2008 - 2009

<b>F de V</b>	<b>G. L</b>	<b>CM</b>
<b>Total</b>	159	
<b>Repeticiones</b>	3	0,72 **
<b>MICORRIZA (M)</b>	3	0,04 <sup>ns</sup>
<b>ESTERILIDAD (E)</b>	1	3,00E-03 <sup>ns</sup>
<b>M x E</b>	3	0,04 <sup>ns</sup>
<b>Error (a)</b>	21	0,03
<b>Tiempo de observac. (O)</b>	4	75,67 **
<b>M x O</b>	12	0,01 <sup>ns</sup>
<b>E x O</b>	4	0,01 <sup>ns</sup>
<b>M x E x O</b>	12	0,01 <sup>ns</sup>
<b>Error (b)</b>	96	0,03
<b>C.V. (%)</b>		5,78

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente signif*

#### 4.3.4. Índice de vigor

Para el índice de vigor el análisis de variancia estableció diferencias estadísticas significativas para el Factor A (Dosis de micorrizas) y para polinomios ortogonales en la tendencia cuadrática a los 120 DDT. Mientras a los 150 DDT no se mostraron diferencias estadísticas (Cuadro 14).

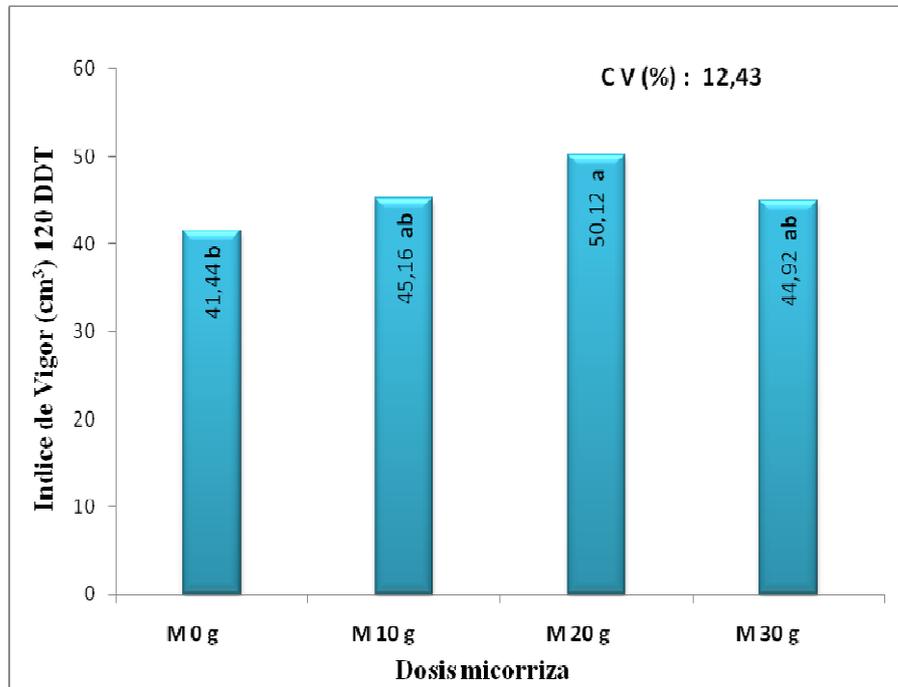
**Cuadro 14.** Resumen de los ADEVAS mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para medir el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas y esterilidad del sustrato, sobre el índice de vigor de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2008 - 2009

F de V	G.L	Días despues del transplate	
		120	150
<b>Total</b>	31		
<b>Repeticiones</b>	3	179,3	** 7528,4 **
<b>Micorrizas</b>	3	101,9	* 172,6 ns
<b>Lineal</b>	1	94,77	ns 120,08 ns
<b>Cuadrática</b>	1	159,04	* 226,05 ns
<b>Cúbica</b>	1	51,89	ns 171,67 ns
<b>Estéril</b>	1	86,66	ns 210,89 ns
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	60,09	ns 899,41 ns
<b>Error</b>	21	31,85	297,05
<b>CV%</b>		12,43	14,66

*ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

En la figura 11, se observa que para el índice de vigor de la planta, en el Factor A (Dosis micorrizas), el mayor índice de vigor se presentó con la dosis 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa, con un valor de 50,12 cm<sup>3</sup>; sin embargo, comparte el mismo rango de significación estadística con la dosis 10 g planta<sup>-1</sup> y 30 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa. La dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa presentó el menor valor de 41,44 cm<sup>3</sup>.

El coeficiente de variación de 12,43 % y 14,66 % son bajos y dan confianza a los resultados obtenidos.



**Figura 11.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre el Índice de Vigor de plantas de palmito en etapa de vivero a los 120 DDT. Santo Domingo. 2008-2009.

Revisando los polinomios ortogonales existe significación para la tendencia cuadrática, siendo el valor máximo a incrementar la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa, porque a partir de este valor ya no hay una respuesta en el crecimiento.

A pesar de no haber diferencias estadísticas a los 150 DDT, al revisar los promedios sigue prevaleciendo las plantas inoculadas con la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorrizas nativa, con un valor de 124,21 cm<sup>3</sup>. La dosis de 0 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa presentó el menor valor de 113,35 cm<sup>3</sup>.

**Cuadro 15.** Resumen del ADEVA mostrando los Cuadrados Medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para medir en el tiempo el efecto de diferentes dosis de micorrizas nativas, sobre el índice de vigor de plantas de palmito en vivero. Santo Domingo 2008 - 2009

	<b>F de V</b>	<b>G. L</b>	<b>CM</b>
<b>Total</b>		63	
<b>Repeticiones</b>		3	4971,46 **
<b>MICORRIZA (M)</b>		3	261,79 <sup>ns</sup>
<b>ESTERILIDAD (E)</b>		1	292,58 <sup>ns</sup>
<b>M X E</b>		3	695,88 <sup>ns</sup>
<b>Error (a)</b>		21	239,69
<b>Tiempo de observac. (O)</b>		1	83138,51 **
<b>M X O</b>		3	7,62 <sup>ns</sup>
<b>E X O</b>		1	11,78 <sup>ns</sup>
<b>M X E X O</b>		3	264,14 <sup>ns</sup>
<b>Error (b)</b>		24	421,57
<b>C.V. (%)</b>			25,18

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente signif*

En el ADEVA para los diferentes tiempos de observación (O), no se determinaron diferencias estadísticas para ningún factor, ni interacción entre factores. Revisando los promedios en la interacción (MxE), el tratamiento con mejor comportamiento es en la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa en sustrato no estéril, con el promedio más alto de 94,52 cm<sup>3</sup>, mientras que la dosis de menor respuesta es 0 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa en sustrato no estéril con un valor de 72,84 cm<sup>3</sup> (Cuadro 15).

A pesar de que se mantiene la tendencia a los 120 y 150 DDT, en donde prevalece con mejores promedios el tratamiento con la dosis de 20 g planta<sup>-1</sup> de micorriza nativa en sustrato no estéril, a los 150 DDT no se encontró significación estadística, al parecer el hecho de mantenerse una población micorrizica nativa en el sustrato después de la esterilización, hizo que disminuyan los efectos de la inoculación sobre los parámetros de crecimiento de la planta.

#### 4.3.5. Porcentaje de colonización

Para esta variable el análisis de variancia estableció diferencias estadísticas altamente significativas para el Factor B (Esterilidad del sustrato). Mientras que las demás fuentes de variación no mostraron diferencias significativas. El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 7,34 %, lo cual es bajo y da confiabilidad a los resultados obtenidos (Cuadro 16).

**Cuadro 16.** Resumen del ADEVA mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para la variable porcentaje de colonización en las raíces.

<b>F de V</b>	<b>GL</b>	<b>CM</b>
<b>Total</b>	31	
<b>Repeticiones</b>	3	3,60E-03 <sup>ns</sup>
<b>Micorrizas</b>	3	3,00E-03 <sup>ns</sup>
<b>Lineal</b>	1	2,10E-03 <sup>ns</sup>
<b>Cuadrática</b>	1	0,01 <sup>ns</sup>
<b>Cúbica</b>	1	7,20E-04 <sup>ns</sup>
<b>Estéril</b>	1	0,06 <sup>**</sup>
<b>Micorrizas*Estéril</b>	3	5,10E-04 <sup>ns</sup>
<b>Error</b>	21	3,70E-03
<b>C.V. (%)</b>		7,34

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente signif*

El porcentaje de colonización en plantas con sustrato no esterilizado fue de 87 %, mientras que aquellas con sustrato esterilizado fué de 78 %. Esto sugiere que la población micorrizica nativa presente en el sustrato no estéril también contribuyó a mejorar la infectividad micorrizica, no así en el sustrato estéril en donde al parecer disminuyó el efecto de la micorriza nativa, siendo mayor el efecto del inóculo nativo aplicado. Resultados un tanto contrarios a los expresados por Duchicela (2003), quien manifiesta que para ver el efecto benéfico de la simbiosis se requiere de la esterilización del sustrato y/o desinfección (solarización, fumigación, vaporización)

con el fin de evitar daños posibles por presencia de microorganismos fitopatógenos que, además de ser una fuente de diseminación de enfermedades también pueden influir en la capacidad de los hongos micorrízicos de colonizar el sistema radical.

Evidencias de infectividad micorrizica en raíces de plantas esterilizadas que no fueron inoculadas, hace deducir que el tiempo de esterilización no fue el adecuado y no fue suficiente para destruir totalmente la población micorrizica nativa propia del sustrato empleado.

Analizando los promedios se determina que el tratamiento T<sub>5</sub> M<sub>2</sub>E<sub>0</sub> (20 g de inóculo de micorrizas + sustrato no estéril) con 89,03 % de colonización micorrizica es el de mayor valor; mientras que el tratamiento de menor valor fue T<sub>2</sub> M<sub>0</sub>E<sub>1</sub> (0 g de inóculo de micorrizas + sustrato estéril) con 75,85 % de colonización micorrízica.

#### **4.3.6. Peso Fresco Raíz**

Para esta variable en el análisis de varianza se observa diferencias estadísticas significativas para el factor B (Esterilidad del sustrato), para el resto de fuentes de variación no se detectaron diferencias estadísticas significativas (Cuadro 17).

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 19,16 %, que es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

**Cuadro 17.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para el Peso Fresco de Raíz de plantas de palmito.

<b>F de V</b>	<b>G.L</b>	<b>CM</b>
<b>Total</b>	31	
<b>Repeticiones</b>	3	0,15 <sup>ns</sup>
<b>Micorrizas</b>	3	4,18 <sup>ns</sup>
<b>Lineal</b>	1	4,71 <sup>ns</sup>
<b>Cuadrática</b>	1	3,25 <sup>ns</sup>
<b>Cúbica</b>	1	4,56 <sup>ns</sup>
<b>Estéril</b>	1	11,69 <sup>*</sup>
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,79 <sup>ns</sup>
<b>Error</b>	21	1,95
<b>C.V.(%)</b>		19,16

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente signif*

Analizando los promedios se determina que el tratamiento T2 M<sub>0</sub>E<sub>1</sub> (0 g de inoculo de micorrizas + sustrato estéril) con 8,29 g y T6 M<sub>2</sub>E<sub>1</sub> (20 g de inoculo de micorrizas + sustrato estéril) con 8,24 g siendo los de mayores peso fresco radicular; mientras que el tratamiento de menor valor fue T<sub>7</sub> M<sub>3</sub>E<sub>0</sub> (30 g de inoculo de micorrizas + sustrato no estéril) con 5,26 g de peso fresco radicular.

#### **4.3.7. Peso Seco de Raíz**

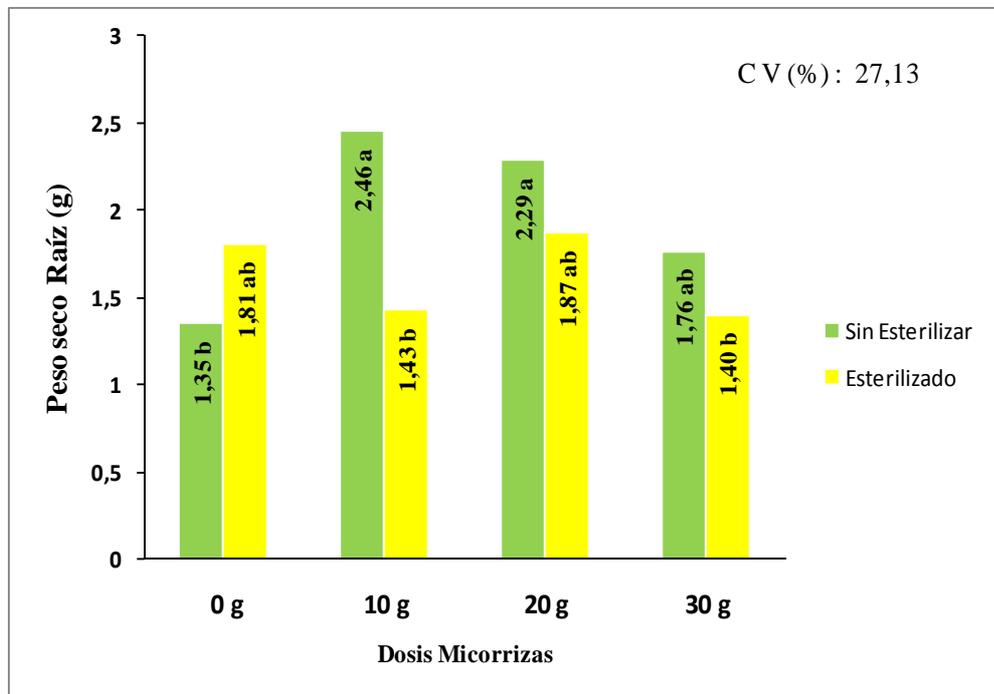
En el ADEVA para el peso seco de raíces de palmito en vivero, se determinó diferencias estadísticas significativas para la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del Sustrato). Para el resto de las fuentes de variación no se detectaron significación estadística (Cuadro 18).

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 27,13 %, que es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

**Cuadro 18.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para el Peso Seco de Raíz de plantas de palmito.

F de V	G.L	CM
<b>Total</b>	31	
<b>Repeticiones</b>	3	0,43 ns
<b>Micorrizas</b>	3	0,52 ns
<b>Lineal</b>	1	0,01 ns
<b>Cuadrática</b>	1	1,49 *
<b>Cúbica</b>	1	0,07 ns
<b>Estéril</b>	1	0,93 ns
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,74 *
<b>Error</b>	21	0,24
<b>C.V.(%)</b>		27,13

ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente significativo



**Figura 12.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso seco radicular de las plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009

En la figura 12, se analiza los resultados obtenidos de la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del Sustrato), el tratamiento que presento mayor peso seco de raíz fue la dosis 10 g planta<sup>-1</sup> de micorrizas nativa en sustrato no estéril, con un peso de 2,46 g planta<sup>-1</sup>, sin embargo comparten el mismo rango de significación estadística con la mayoría de tratamientos, excepto tres tratamientos que presentaron los promedios más bajos en las dosis 0 g planta<sup>-1</sup> de micorrizas en sustrato no estéril, 10 g planta<sup>-1</sup> en sustrato estéril y 30 g planta<sup>-1</sup> en sustrato estéril respectivamente.

#### **4.3.8. Materia Seca Raíz**

Para esta variable en el análisis de varianza se observa diferencias altamente significativas para el factor B (Esterilidad del sustrato), para el resto de fuentes de variación no se detectaron diferencias estadísticas significativas (Cuadro 19).

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 16,91 %, lo cual es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

Presentando el porcentaje de materia seca radicular más alto el sustrato no estéril con 30 %, mientras que el sustrato esterilizado tuvo 21 %.

**Cuadro 19.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para Materia Seca de Raíz de plantas de palmito.

<b>F de V</b>	<b>G.L</b>	<b>CM</b>	
<b>Total</b>	31		
<b>Repeticiones</b>	3	0,01	ns
<b>Micorrizas</b>	3	0,01	ns
<b>Lineal</b>	1	0,01	ns
<b>Cuadrática</b>	1	0,01	ns
<b>Cúbica</b>	1	0,01	ns
<b>Estéril</b>	1	0,09	**
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	0,02	ns
<b>Error</b>	21	0,01	
<b>C.V.(%)</b>		16,91	

*ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente significativo*

#### **4.3.9. Peso Fresco Parte Vegetativa**

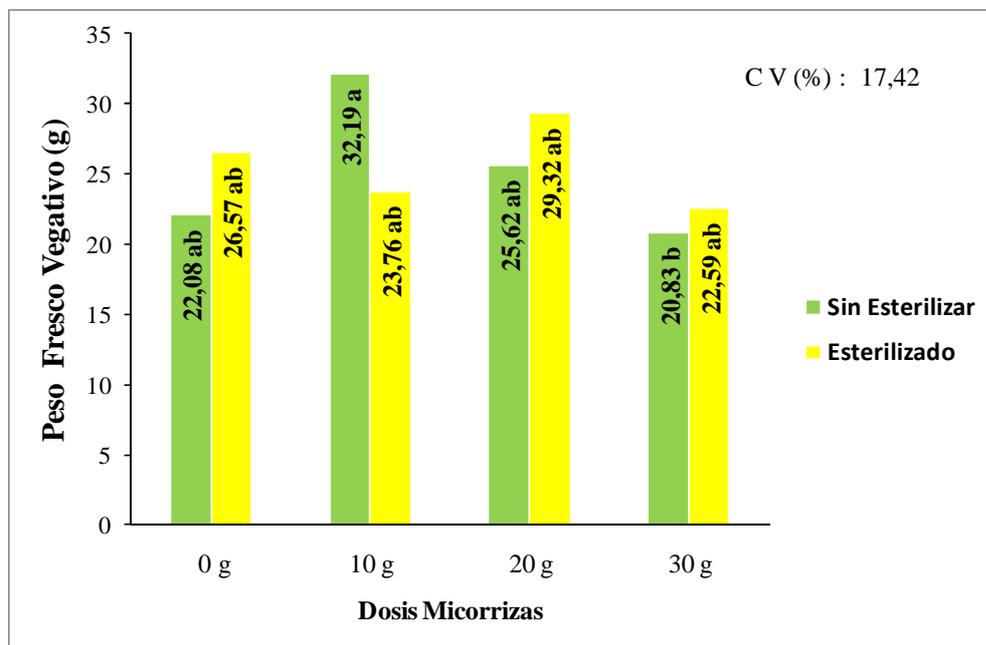
Analizando el ADEVA para el peso fresco parte vegetativa se determinó diferencias estadísticas significativas para la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del Sustrato) (Cuadro 20).

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 17,42 %, lo cual es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

**Cuadro 20.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para Peso Fresco de la parte vegetativa de plantas de palmito.

F de V	G.L	CM	
<b>Total</b>	31		
<b>Repeticiones</b>	3	11,19	ns
<b>Micorrizas</b>	3	68,46	*
<b>Lineal</b>	1	27,87	ns
<b>Cuadrática</b>	1	177,00	**
<b>Cúbica</b>	1	0,49	ns
<b>Estéril</b>	1	1,17	ns
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	71,65	*
<b>Error</b>	21	19,52	
<b>C.V.(%)</b>		17,42	

ns = no signif, \* = signif, \*\* = altamente significativo



**Figura 13.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso fresco parte vegetativa en plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009

En la figura 13, se analiza los resultados obtenidos en la interacción factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del Sustrato) el tratamiento que presentó el mayor peso fresco fue la dosis 10 g de micorrizas en sustrato no estéril, con un valor de 32,19 g planta<sup>-1</sup> respectivamente, sin embargo comparte el mismo rango de de significación estadística con los demás tratamientos, a diferencia del tratamiento siete con la dosis 30 g de micorriza en sustrato no estéril, el cual presentó el peso más bajo 20,83 g planta<sup>-1</sup>, respectivamente.

#### 4.3.10. Peso Seco Parte Vegetativa

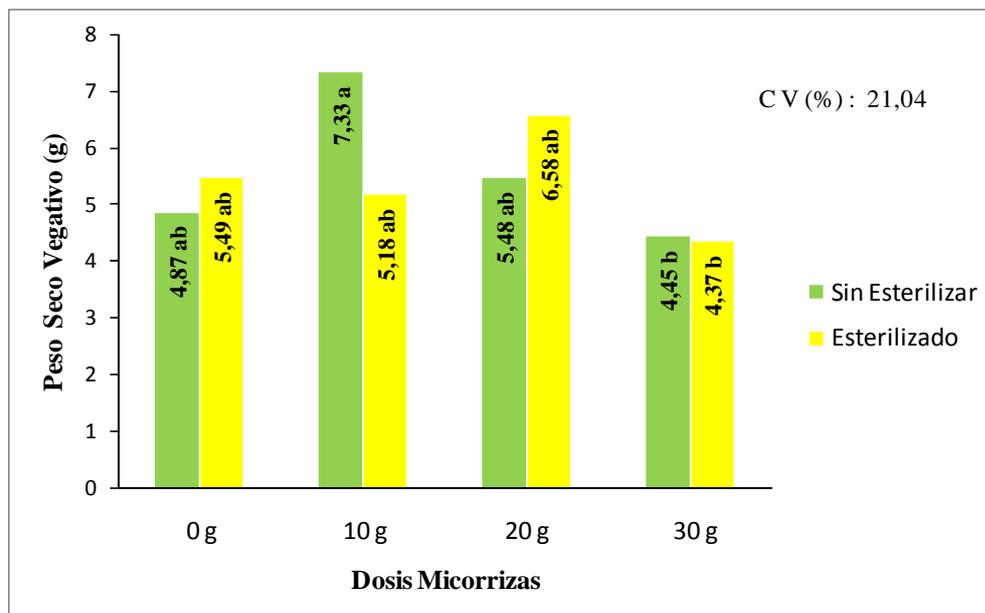
En el ADEVA para el peso seco parte vegetativa se determinó diferencias estadísticas significativas para la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del Sustrato) (Cuadro 21).

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 21,04 %, lo cual es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

**Cuadro 21.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para Peso Seco de la parte vegetativa de plantas de palmito.

<b>F de V</b>	<b>G.L</b>	<b>CM</b>	
<b>Total</b>	31		
<b>Repeticiones</b>	3	0,26	ns
<b>Micorrizas</b>	3	5,71	*
<b>Lineal</b>	1	2,56	ns
<b>Cuadrática</b>	1	14,57	**
<b>Cúbica</b>	1	3,50E-03	ns
<b>Estéril</b>	1	0,13	ns
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	4,11	*
<b>Error</b>	21	1,32	
<b>C.V.(%)</b>		21,04	

*ns = no signif, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*



**Figura 14.** Efecto de la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato) sobre el peso seco parte vegetativa de las plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009

En la figura 14, se analiza los resultados obtenidos de la interacción Factor A x B (Dosis micorrizas x Esterilidad del Sustrato), el tratamiento que presentó mayor peso seco parte vegetativa fue la dosis 10 g de micorrizas en sustrato no estéril, con un peso de 7,33 g planta<sup>-1</sup>, sin embargo comparten el mismo rango de significación estadística con la mayoría de tratamientos, excepto dos tratamientos que presentaron resultados inferiores, de los cuales la dosis 30 g micorrizas en sustrato estéril con un peso de 4,37 g planta<sup>-1</sup>, fue el valor más bajo.

#### **4.3.11. Materia Seca Parte Vegetativa**

Para esta variable el análisis de varianza no presentó diferencias estadísticas, para ninguna fuente de variación (Cuadro 22),

El coeficiente de variación obtenido para esta variable es de 5,73 %, lo cual es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

**Cuadro 22.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para Materia Seca de la parte Vegetativa de plantas de palmito.

<b>F de V</b>	<b>G.L</b>	<b>CM</b>
<b>Total</b>	31	
<b>Repeticiones</b>	3	2,30E-04 <sup>ns</sup>
<b>Micorrizas</b>	3	7,20E-04 <sup>ns</sup>
<b>Lineal</b>	1	7,40E-04 <sup>ns</sup>
<b>Cuadrática</b>	1	1,40E-03 <sup>ns</sup>
<b>Cúbica</b>	1	2,10E-07 <sup>ns</sup>
<b>Estéril</b>	1	1,10E-03 <sup>ns</sup>
<b>Estéril*Micorrizas</b>	3	7,30E-04 <sup>ns</sup>
<b>Error</b>	21	7,60E-04
<b>C.V.(%)</b>		5,73

*ns = no signif, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

Analizando los promedios se determinó que el tratamiento T3 M<sub>1</sub>E<sub>0</sub> (10 g de inóculo de micorrizas + sustrato no estéril) con 22,73 g y T6 M<sub>2</sub>E<sub>1</sub> (20 g de inóculo de micorrizas + sustrato estéril) con 22,47 g fueron de mayor peso en materia seca parte vegetativa; mientras que el tratamiento de menor valor fue T8 M<sub>3</sub>E<sub>1</sub> (30 g de inóculo de micorrizas + sustrato estéril) con 19,42 g de peso en materia seca parte vegetativa.

#### **4.3.12. Análisis Químico Foliar**

Analizando el ADEVA se muestran que hubo diferencias altamente significativas para el factor A (Dosis de micorrizas) en el elemento fosforo (P); mientras que para la interacción Factor A x B (Dosis de micorrizas x Esterilidad del sustrato), y el resto de variables evaluadas no existieron diferencia estadísticas. Revisando los polinomios ortogonales, se observa diferencias estadísticas significativas para el elemento fosforo (P) en la tendencia lineal (Cuadro 23). El coeficiente de variación obtenido para esta variable (P) es de 9,13 %, lo cual es aceptable y da confiabilidad a los resultados obtenidos.

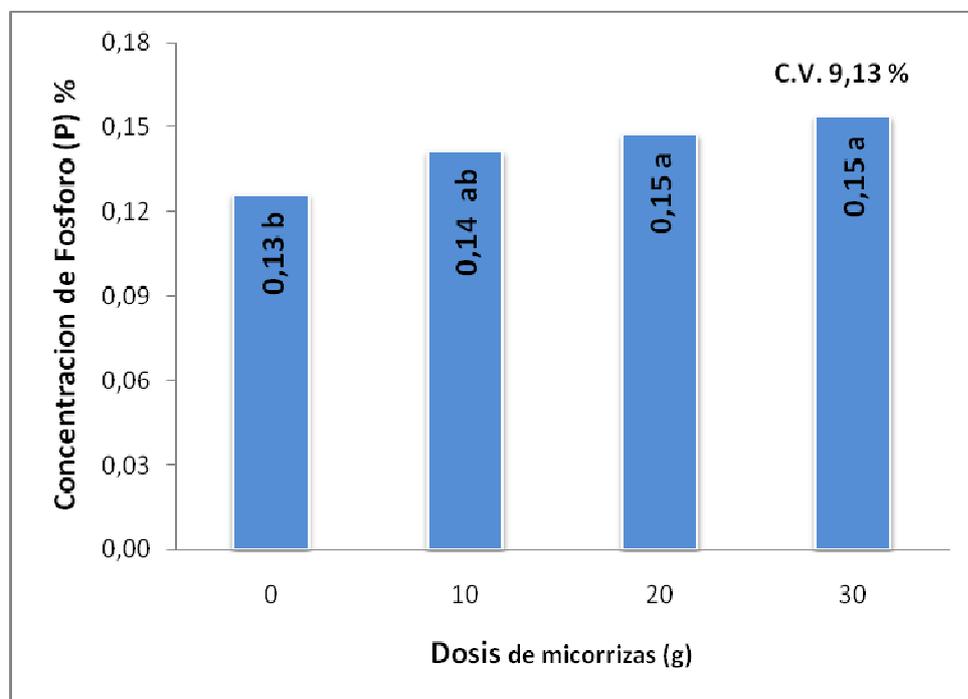
**Cuadro 23.** Resumen de los ADEVAS mostrando los cuadrados medios y el nivel de significación de acuerdo a Tukey (5%), para la variable contenido de nutrientes de las plantas de palmito.

F de V	GL	CM											
		N	P	K	Ca	Mg	S	Cu	B	Fe	Zn	Mn	
Total	31												
Repeticiones	3	7,39E-01 *	5,00E-04 *	4,19E-01 *	1,00E-02 <sup>ns</sup>	8,00E-04 <sup>ns</sup>	1,90E-05 <sup>ns</sup>	1359,14 *	1279,28 <sup>ns</sup>	197182,85 <sup>ns</sup>	994,86 **	16628,4 **	
Micorrizas	3	3,15E-02 <sup>ns</sup>	1,10E-03 **	3,16E-02 <sup>ns</sup>	5,50E-03 <sup>ns</sup>	1,80E-03 <sup>ns</sup>	9,10E-05 <sup>ns</sup>	729,38 <sup>ns</sup>	621,64 <sup>ns</sup>	99404,04 <sup>ns</sup>	208,79 <sup>ns</sup>	3941,79 <sup>ns</sup>	
Lineal	1	6,85E-02 <sup>ns</sup>	3,20E-03 *	1,90E-03 <sup>ns</sup>	3,20E-03 <sup>ns</sup>	2,00E-03 <sup>ns</sup>	2,00E-04 <sup>ns</sup>	244,13 <sup>ns</sup>	106,6 <sup>ns</sup>	12410,82 <sup>ns</sup>	2,34 <sup>ns</sup>	48,76 <sup>ns</sup>	
Cuadrática	1	1,95E-02 <sup>ns</sup>	2,00E-04 <sup>ns</sup>	8,30E-02 <sup>ns</sup>	1,09E-02 <sup>ns</sup>	4,00E-04 <sup>ns</sup>	1,20E-05 <sup>ns</sup>	1423,38 <sup>ns</sup>	1162,34 <sup>ns</sup>	261133,19 <sup>ns</sup>	12,69 <sup>ns</sup>	11766,16 *	
Cúbica	1	6,60E-03 <sup>ns</sup>	0,00E+00 <sup>ns</sup>	9,80E-03 <sup>ns</sup>	2,50E-03 <sup>ns</sup>	3,00E-03 <sup>ns</sup>	5,70E-05 <sup>ns</sup>	520,63 <sup>ns</sup>	595,98 <sup>ns</sup>	24668,11 <sup>ns</sup>	611,33 <sup>ns</sup>	10,45 <sup>ns</sup>	
Estéril	1	3,15E-02 <sup>ns</sup>	3,34E-05 <sup>ns</sup>	1,21E-01 <sup>ns</sup>	2,00E-03 <sup>ns</sup>	2,30E-03 <sup>ns</sup>	6,30E-05 <sup>ns</sup>	324,74 <sup>ns</sup>	105,49 <sup>ns</sup>	292363,93 <sup>ns</sup>	15,25 <sup>ns</sup>	247,7 <sup>ns</sup>	
Micorrizas*Estéril	3	2,16E-01 <sup>ns</sup>	2,35E-05 <sup>ns</sup>	1,15E-02 <sup>ns</sup>	1,70E-03 <sup>ns</sup>	1,80E-03 <sup>ns</sup>	4,80E-05 <sup>ns</sup>	1006,62 <sup>ns</sup>	103,4 <sup>ns</sup>	100467,9 <sup>ns</sup>	38,38 <sup>ns</sup>	4598,56 <sup>ns</sup>	
Error	21	1,69E-01	2,00E-04	3,51E-02	3,70E-03	2,10E-03	5,90E-05	432,3	468,47	79212,58	158,1	2418,09	
C. V (%)		13,435	9,13	5,72	8,6	19,38	15,35	20,55	21,38	28,04	16,82	18,58	

*ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

En la figura 15, se observa que para la concentración de nutrientes en el Factor A (Dosis de micorrizas), las mayores concentraciones de nutrientes se presentó en las dosis 20 y 30 gr de micorrizas nativa, los promedios que se expone son 0,15 % para ambas dosis, compartiendo el mismo rango de significación estadística; la dosis 0 gr de micorriza presentó el promedio más bajo con un valor 0,13 %.

El coeficiente de variación (9,13 %) es bajo, por lo tanto da confianza a los resultados obtenidos.



**Figura 15.** Efecto de diferentes dosis de micorrizas sobre la concentración de fósforo (P), en plantas de palmito en etapa de vivero, Santo Domingo. 2008-2009.

Al parecer de acuerdo a la tendencia lineal encontrada se podría mejorar la asimilación de P incrementando la dosis de micorriza por arriba de 30 g.

#### 4.3.13. Análisis de Correlación

Se procedió a realizar un análisis de Correlación, tomando como variables independientes (Dosis de micorrizas y Esterilidad) y como variables dependientes: Altura, diámetro, número de hojas, Índice de vigor, porcentaje de colonización, Peso fresco, seco y materia seca de raíz y parte vegetativa y concentración de nutrientes.

**Cuadro 24.** Coeficientes de Correlación calculados entre las variables evaluadas

VARIABLES DEPENDIENTES	VARIABLES INDEPENDIENTES	
	Dosis micorrizas	Esterilidad
% Colonización	0,11 ns	-0,63 **
Altura	0,12 ns	0,14 ns
Ø Diámetro	0,066 ns	0,073 ns
# de hojas	0,1 ns	-0,17 ns
Índice de vigor	0,061 ns	0,08 ns
P.F.Raíz	0,31 ns	-0,34 ns
P.S.Raíz	0,028 ns	-0,29 ns
P.F.Vegetal	-0,17 ns	0,036 ns
P.S.Vegetal	-0,2 ns	-0,048 ns
% M.S.Raíz	0,18 ns	-0,47 ns
% M.S.Vegetal	-0,19 ns	-0,20 ns
N %	-0,09 ns	-0,30 ns
P %	0,60 **	-0,05 ns
K %	0,029 ns	0,23 ns
Ca %	0,15 ns	0,12 ns
Mg %	0,18 ns	-0,19 ns
S %	0,31 ns	-0,23 ns
Cu ppm	0,11 ns	0,10 ns
B ppm	0,03 ns	0,006 ns
Fe ppm	-0,09 ns	-0,38 *
Zn ppm	-0,04 ns	-0,03 ns
Mn ppm	-0,07 ns	0,01 ns

*ns = no significativo, \* = significativo, \*\* = altamente significativo*

El análisis de correlación (Cuadro 24), reveló para la variable porcentaje de colonización un coeficiente de correlación negativo de -0,63 altamente significativo lo que indica que la esterilidad influye reduciendo el porcentaje de colonización; es decir, disminuye la infectividad micorrízica sobre las raíces del palmito, resultados que concuerdan con los ADEVAS obtenidos anteriormente, se deduce que al esterilizar el sustrato disminuyó la población de micorriza nativa presente en el sustrato reduciendo el porcentaje de colonización.

Así mismo se muestra una dependencia positiva altamente significativa para la concentración de fósforo (P) con un coeficiente de correlación de 0,60 determinándose la influencia de la micorrización sobre la concentración de P. El aumento de la disponibilidad de P con la simbiosis micorriza-planta está ampliamente documentado en la literatura, hecho particularmente importante sobre todo en suelos que tienen altas tasas de retención de P, como los usados en el presente ensayo. Coyne (2000), menciona que las micorrizas aumentan la disponibilidad del fósforo mediante una serie de mecanismos como la excreción de fosfatasas, ácido carbónico y ácido orgánico, así como mediante la extensión de la superficie de la raíz expuesta al fósforo.

En base a los promedios y a la correlación negativa significativa para la concentración de Hierro (Fe) -0,38, habría una disminución en la concentración de este elemento cuando se esteriliza el sustrato.

#### 4.3.14. Análisis Económico

**Cuadro 25.** Análisis de costo beneficio de los diferentes tratamientos

Micorrizas (Dosis gr/plt) Sustrato (Esterilidad)	TRATAMIENTOS							
	0	10	20	30	0	10	20	30
	No esteril T1	No esteril T3	No esteril T5	No esteril T7	Esteril T2	Esteril T4	Esteril T6	Esteril T8
<b>COSTOS FIJOS</b>								
Materiales y equipo	0,119	0,119	0,119	0,119	0,119	0,119	0,119	0,119
Mano de obra	0,050	0,050	0,050	0,050	0,050	0,050	0,050	0,050
Material Vegetativo ( plantulas palmito)	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
<b>COSTOS VARIABLES</b>								
Micorrizas 0 gr	0,00				0,00			
Micorrizas 10 gr		0,009				0,009		
Micorrizas 20 gr			0,018				0,018	
Micorrizas 30 gr				0,028				0,028
Esterilización del sustrato	0,00	0,00	0,00	0,00	0,09	0,09	0,09	0,09
<b>COSTOS DE PROD POR PLANTA</b>	0,27	0,28	0,29	0,30	0,36	0,37	0,38	0,39
<b>COSTOS DE PROD POR TRAT.</b>	26,88	27,78	28,68	29,68	35,88	36,78	37,68	38,68
Rendimiento N° plantas/tratamientos	100	100	100	100	100	100	100	100
Precio planta de palmito	0,26	0,33	0,40	0,29	0,26	0,35	0,33	0,37
<b>BENEFICIO BRUTO</b>	26,00	33,00	40,00	29,00	26,00	35,00	33,00	37,00
<b>BENEFICIO NETO</b>	-0,88	5,22	11,32	-0,68	-9,88	-1,78	-4,68	-1,68
<b>RELACIÓN BENEFICIO / COSTO</b>	0,97	1,19	1,39	0,98	0,72	0,95	0,88	0,96

En el Cuadro 25 se observa el análisis económico realizado por tratamiento con el fin de poder diferenciar el más efectivo en cuanto a Beneficio/Costo. Para determinar los costos de la inoculación, se establecieron rubros tomándose en cuenta los costos fijos (Materiales y equipos, mano de obra, material vegetativo, inóculo) y costos variables (Dosis de micorrizas y Esterilidad del sustrato) que se emplearon durante el tiempo de la investigación.

El valor por planta de cada tratamiento se dio en función de los promedios obtenidos en altura, diámetro e índice de vigor, siendo los de mayor valor, aquellos con mayor crecimiento. El tratamiento que presentó mejor comportamiento es en la dosis de 20 g de inóculo de micorriza nativa en sustrato no estéril que corresponde al tratamiento T5, la relación de Beneficio/Costo es \$ 1,39 lo que corresponde a 39 centavos de ganancia por cada dólar gastado ( $\$40/\$28,68$ ), y en la dosis 10 g de inóculo de micorriza nativa en sustrato no estéril la relación de Beneficio/Costo es \$ 1,19 lo que corresponde a 19 centavos de ganancia por cada dólar gastado ( $\$33/\$27,78$ ). Este sería un retorno positivo. Mientras que para el resto de tratamientos hubo retornos negativos.

Las plantas inoculadas con micorrizas vesículo arbusculares presentan ventajas en crecimiento en relación al testigo, este factor es de gran importancia para la calidad del material y no puede ser cuantificado monetariamente, pero se justifican los costos por la producción de mayor biomasa en el tiempo, ahorro de insumo agronómicos (costos de fertilización, irrigación o aplicación de pesticidas), crecimiento y desarrollo más rápido lo que significa obtener plantas sanas y de buen nivel nutricional en menor tiempo, por ende el viverista tendrá rendimientos por el ahorro en el costo de mano de obra y alquiler o mantenimiento del vivero (Duchicela 2001).

## V. CONCLUSIONES

- El palmito en plantaciones comerciales vive en simbiosis con micorrizas arbusculares nativas, identificándose principalmente especies del género *Glomus* y *Acaulospora*.
- La multiplicación de micorrizas arbusculares nativas mediante el uso de plantas trampa (Maíz), permitió aumentar hasta 10 veces la concentración inicial de esporas, obteniéndose un inóculo potencialmente apto para el uso en plantaciones comerciales.
- La inoculación con micorrizas arbusculares nativas ayudó a mejorar las condiciones fenotípicas de las plantas de palmito, mostrando su efecto a partir de los 60 DDT, periodo de incubación que puede variar debido a factores bióticos y abióticos.
- En cuanto a las variables de crecimiento evaluadas: altura de planta, diámetro del tallo e índice de vigor, los mejores resultados se obtuvieron con la dosis de 20 g de inóculo de micorriza nativa.
- La esterilización del sustrato no contribuyó mayormente en mejorar la eficiencia de la simbiosis micorriza-planta, la temperatura utilizada no destruyó totalmente la micorriza nativa presente en el sustrato, su presencia en plantas con sustrato estéril y no estéril así lo evidenciaron.
- La micorrización contribuyó a mejorar la disponibilidad de P en la planta, siendo más efectivas las dosis de 20 g y 30 g.
- Considerando su mejor crecimiento, los tratamientos que presentaron una mejor relación beneficio costo fueron el T5 (20 g micorrizas + sustrato no estéril) con una ganancia de \$ 39 centavos por cada dólar invertido, seguido de tratamiento T3 (10 g micorrizas+ sustrato no estéril) con una utilidad de \$ 19 centavos por cada dólar invertido.

## VI. RECOMENDACIONES

- El empleo de micorrizas arbusculares nativas en dosis de 20 g (4 080 esporas), para mejorar el desarrollo y disponibilidad de P en plantas de palmito en fase de vivero.
- El agricultor puede mediante técnicas sencillas aislar y multiplicar micorrizas nativas, para usarse en sus cultivos, siendo más efectiva la simbiosis cuando se inocula en etapas iniciales como siembra o trasplante.
- Se recomienda esterilizar únicamente aquellos sustratos infestados con microorganismos no micorrízicos que pudieran influir en la simbiosis o enfermar a la planta.
- Probar diferentes alternativas en la multiplicación de micorrizas nativas, diversos sustratos con y sin esterilización, otras especies que sirvan de plantas trampa que sean más sensibles a la micorrización o que acorten el periodo de multiplicación.

## VII. RESUMEN

El palmito (*Bactris gasipaes* HBK), es un cultivo que ha experimentado un importante crecimiento en el Ecuador, convirtiéndose en un producto con creciente representatividad dentro de las exportaciones no tradicionales. En el Ecuador, ha sido poco estudiada la acción micorrízica sobre las plantas de palmito, los suelos dedicados al cultivo se encuentran degradados, erosionados y en muchos casos compactados, sometidos al uso excesivo de plaguicidas o sobre fertilizados, incrementando los costos de producción. Existe por lo tanto la necesidad de implementar biotecnologías adecuadas al manejo de los cultivos, una de ellas es la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares nativos, siendo el objetivo del presente estudio evaluar la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* HBK) en etapa de vivero. Se uso un Diseño de Bloques Completos al Azar (DBCA) en un arreglo factorial 4x2, utilizándose 4 dosis de micorrizas arbusculares nativas en sustrato estéril y no estéril. Se identificaron en la rizósfera de plantas de palmito en producción, micorrizas principalmente del genero *Glomus* y *Acaulospora*. La multiplicación del inóculo nativo inicial en plantas trampa de maíz resultó ser efectiva al aumentar la concentración de esporas de 2040 a 20400 esporas/100 gss. En cuanto a las variables de crecimiento evaluadas, la micorrización influyó positivamente sobre la altura de la planta e índice de vigor, siendo la dosis de 20 g la de mejor comportamiento. La no esterilización del sustrato mejoró el porcentaje de materia seca radicular. El porcentaje de colonización micorrizica, fue estadísticamente igual en plantas micorrizadas y no micorrizadas, deduciéndose que la esterilidad del sustrato no fue suficiente para eliminar la micorriza nativa del sustrato, pues las plantas en sustrato no esterilizado tuvieron mejor comportamiento en la mayoría de variables evaluadas. Dosis de 20 y 30 g de micorriza nativa inoculada, contribuyó a mejorar la disponibilidad de P, evidenciándose con una mayor concentración de P foliar. Los tratamientos con una mayor relación beneficio costo fueron T5 (20 g micorrizas + sustrato no estéril) y tratamiento T3 (10 g micorrizas+ sustrato no estéril), con una ganancia de \$ 39 y \$ 19 centavos por cada dólar invertido, respectivamente.

## VIII. SUMARIO

The palm (*Bactris gasipaes* HBK) is a crop that has experienced significant growth in Ecuador and became a product with increased representation within non-traditional exports. In Ecuador, has been poorly studied mycorrhizal action on palm plants, soil cultivators are degraded, eroded and compacted in many cases, subjected to excessive use of pesticides or fertilized, increasing production costs. There is therefore a need to implement appropriate biotechnology to crop management, one of which is the inoculation with native arbuscular mycorrhizal fungi, with the objective of this study to evaluate the effectiveness of native arbuscular mycorrhizae on the development and nutritional status of the palm (*Bactris gasipaes* HBK) in nursery stage. The experimental design was Randomized Complete Block (DBCA) in a 4x2 factorial arrangement, using 4 doses of native arbuscular mycorrhizae on soil sterile and non sterile. Identified in the rhizosphere of plants of palm production, mainly mycorrhizal genus *Glomus* and *Acaulospora*. The multiplication of the initial native plant seed corn trap was effective to increase the concentration of spores esporas/100 gss 2040-20400. As for the growth variables evaluated, positively influenced the mycorrhizal plant height and vigor index, with a dose of 20 g of better behavior. The sterilization of the substrate not improved the percentage of root dry matter. Mycorrhizal colonization percentage was statistically similar in mycorrhizal and non-mycorrhizal plants, suggesting that the sterility of the substrate was not sufficient to eliminate the native mycorrhizal substrate, since plants in unsterilized substrate had better performance in most variables. Doses of 20 and 30 g of mycorrhizal inoculation, contributed to improving the availability of P, showing a higher concentration of P uptake. The treatments with higher benefit cost ratio were T5 (20 g non-sterile substrate mycorrhizae) and T3 (10 g non-sterile substrate mycorrhizae) with a profit of \$ 39 and \$ 19 cents for every dollar invested, respectively.

## IX. BIBLIOGRAFIA

ALARCÓN, A; y FERRERA-CERRATO, R. 2003. Biotecnología de los hongos micorrízicos arbusculares. Microbiología de suelos. Carretera México-Texcoco. 7p.

ARAVENA, C. 2007. Efectos de la micorrización en plantas de palto y cítricos bajo diferentes dosis de fertilización. 102 p. Disponible en:

[http://www.avocadosource.com/papers/chile\\_papers\\_A-Z/A-B-C/AravenaCristian000.pdf](http://www.avocadosource.com/papers/chile_papers_A-Z/A-B-C/AravenaCristian000.pdf).

ARBO, M; GONZÁLEZ, A. 2006. Botánica Morfológica. Morfología de las plantas vasculares. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina. Disponible en:

<http://www.biologia.edu.ar/botanica/tema20/20-9micorrizas.htm>

ARES, A.; y MOLINA, E. 2002. Fertilización fosforada del pejibaye para palmito (*Bactris gasipaes*) en vivero y plantación. Agronomía Costarricense. Disponible en: <http://www.meg.go.cr/rev>.

BANCO CENTRAL DEL ECUADOR. 2005. Información Central-Proyecto Servicio de Información Agropecuario del MAG-Ecuador. Disponible en: <http://www.sica.gov.ec>.

BERNAL, G; y MORALES, R. 2006. Micorrizas: Importancia, Producción e investigación en el Ecuador. ANCUPA. Quito-Ecuador. 56p.

BLANCO, F; y SALAS, E. 1996. Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. X Congreso nacional agronómico/II Congreso de suelos. Escuela de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional. Costa Rica. p. 69

BOHLOOL, B, B; LADHA, J, K; GARRITY, D, P; y GEORGE, T. 1 992. Biological nitrogen fixation for sustainable agriculture: A perspective. Plant Soil 141: 1-11.

CASANOVA, J. 2 003. Evaluación de barreras físicas provenientes de desechos orgánicos en el combate al gusano barrenador de las raíces (*Zagalaza valida*) en palma africana. Tesis de grado. Universidad Técnica de Manabí. Portoviejo. 30 p.

CAÑADAS, L. 1983. Agroecosistemas andinos en el Ecuador. El mapa bioclimático y ecológico del Ecuador. Banco central del Ecuador. Quito.

CICO 2009. Centro de Información e Inteligencia Comercial. Perfil del Palmito. CORPEI. 5 p.

CLEMENT, C, R; y BOVI, M, L, A. 2 000. Padronizaçao de medidas de crescimento e produçao em experimento com pupunheiras para palmito. Acta Amazónica, 30(3): 349-362. Brasil. Disponible en:

[http://: www.ipef.br/mct/MCT\\_BD221\\_3.asp?Atuacao=%3D+O-293K](http://www.ipef.br/mct/MCT_BD221_3.asp?Atuacao=%3D+O-293K)

CORPEI. 2 005. El palmito en el Ecuador. Disponible en:

COYNE, M. 2 000. Microbiología del suelo un enfoque exploratório. Editorial Paraninfo ITP An Internacional Thomson Publishing Company. Madrid-España. 416 p.

DE LA VEGA, J. 2006. Suelos y Ecosistemas. Las Micorrizas de mayor importancia son: Endomicorrizas, Ectomicorrizas lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura.

Disponible en: <http://j.delavegal.googlepages.com>

DUCHICELA, J. 2001. Proyecto de Tesis. Evaluación del uso de Endomicorrizas vesiculo arbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol *Solanum betaceum* Cav. ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias. Sangolqui-Ecuador.

DUCHICELA, J; y GONZÁLEZ Ma. del C. 2003. La Micorriza Arbuscular en el Contexto de la Agricultura Sustentable. Monografía CEINCI – 02 – 03. 19p.

ENRÍQUEZ, F. 2008. Evaluación de la efectividad de cuatro dosis de micorrizas arbusculares bajo cuatro niveles de fosforo en vivero de palmito (*Bactris gasipaes*, HBK), en la zona de Santo Domingo de los Colorados. Tesis de Maestría en Nutrición Vegetal, 168 p

FERRERA-CERRATO, R.; y ALARCÓN, A. 2 002. Aplicación de hongos micorrízicos en viveros. Área de Microbiología Especialidad de Edafología. Instituto de Recursos Naturales Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. Montecillo-México. p. 5-6

HERNÁNDEZ, A. 1 999. Las Micorrizas. Centro de estudios ecológicos. Argentina. Disponible en: <http://www.cdeea.com/micorrizas1.htm>

HERMARD, C; ILABACA, C; JERES, G; SANDOVAL, P; y ULLOA, A. 2 002 Aspectos generales de las Micorrizas: Efecto de las micorrizas sobre la nutrición mineral de las plantas. 10 p.  
Disponible en: <http://www.forestaluchile.cl/curso/fivegf/mico>

JUNOVICH, A. 2 002. Palmito en el Ecuador. Estudios y análisis del III CNA. Disponible en: <http://www.sica.gov.ec>.

LÓPEZ, C; y BARCELÓ, A. 2 001. Sobre Micorrizas. Científico (CSIC) en la Estación Experimental La Mayora. Investigadora del C.I.F.A. Disponible en: <http://www.encuentros.uma.es/encuentros55/micorrizas>

MALTY DOS SANTOS, J; SIQUEIRA, J; y MOREIRA DE SOUZA, M. 2 006. Efeitos do glifosato sobre microorganismos simbiotróficos de soja, em meio de cultura e casa de vegetação. Pesq. agropec. bras. v. 41 n. 2. Brasília.

MARX D, CA. 2 006. Micorrizas y Rhizobacterias: Su potencial en los programas de reforestación. Disponible en:

<http://www.phcmexico.com.mx/phcrhizobacterias.html-33k>.

MOLINA, E. 2 000. Nutrición y fertilización del pejibaye para palmito. Informaciones agronómicas N.- 38. INPOFOS. Centro de investigaciones agronómicas. Universidad de Costa Rica. p. 5. Disponible en:

<http://www.ppi-ppic.org/ppiweb/iaecu>

OTÁÑEZ, G. 2 000. Ecuador: Breve análisis de los resultados de las principales variables del Censo Nacional Agropecuario. Disponible en:

[http://: www.sica.gov.ec](http://www.sica.gov.ec)

REGÉS, R. 2 004. Las micorrizas. Centro de estudios ecológicos Argentino. 9 p.

Disponible en: [http://: www.cdeea.com/micorrizas3](http://www.cdeea.com/micorrizas3)

ROMAN, F. 2 003. Concentración de reguladores de desarrollo vegetal inducida por hongos ENDOMICORRIZICOS en dos cultivares de Chile (*Capsicum annuum* L.) Tesis Dr. Biotecnología. Colima-México. Universidad de Colima. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. 121 p.

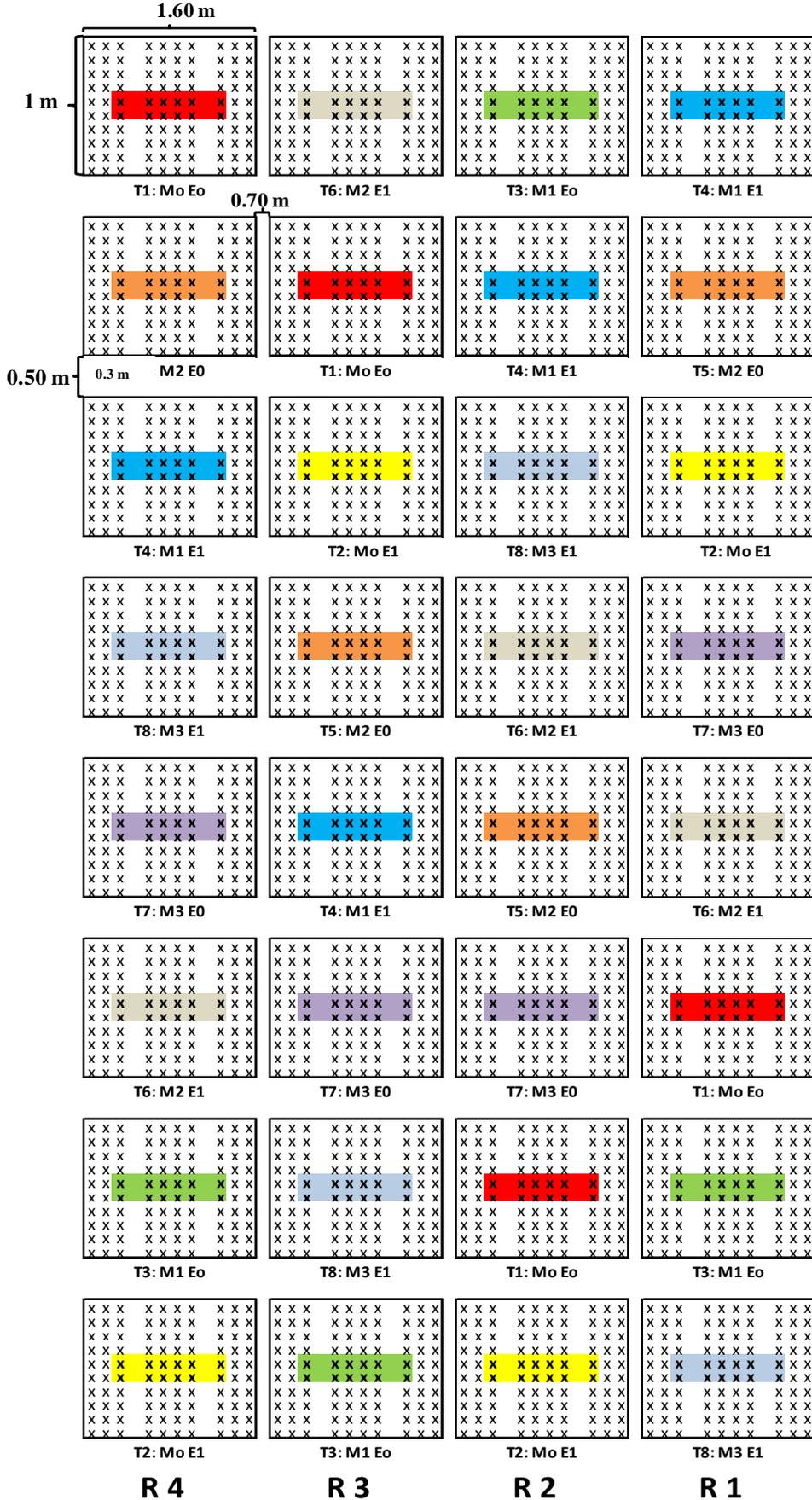
RUIZ, P. 1 991. El rol de las micorrizas en Pijuayo (*Bactris gasipaes*). Universidad de Carolina del Norte. EE. San Ramón. Perú. Disponible en:

[http://: www.pejibaye.ucr.ac.cr/Iquitos](http://www.pejibaye.ucr.ac.cr/Iquitos).

VAZQUEZ, S; y MORALES, L.A 2 000. Adsorción de fosforo en suelos acidos de misiones. Catedra de Edafologia. Facultad de Ciencias Agrarias-UNNE. Argentina. 4 p.

X. ANEXOS

Anexo 1. Esquema de la distribución de los tratamientos



## Anexo 2. Análisis de suelos para sustrato

**AGROLAB**  
LABORATORIO DE ANALISIS QUIMICO AGROPECUARIO

**RESULTADOS: ANÁLISIS DE SUELOS**

Datos del cliente				Referencia			
Cliente:	Sr. Fabian Paillacho			Número Muestra:	1844		
Propiedad:				Fecha de ingreso:	30/10/2008		
Cultivo:	Sustrato para Microrrizas			Impreso:	20/11/2008		
No. Lab.:	Desde: 001	Hasta:	1900	Fecha de Entrega:	21/11/2008		

Identificación del lote: **Ensayo de Tesis**  
Profundidad: 25cm

pH	C.E	M.O	NH <sub>4</sub>	P	S	K	Ca	Mg
	ds/m	%		ppm			meq/100 g	
5,48	0,31	10,66	53,54	13,56	22,54	1,27	8,00	1,80
Ac	N.S.	A	A	M	B	A	M	M

Na	Al+H	Al	Σ bases	TEXTURA (%)			Cu	B
	meq/100g			Arena	Limo	Arcilla	ppm	
	0,18		11,07				9,10	0,25
	B		B				A	M

Fe	Zn	Mn	Ca/Mg	Mg/K	(Ca+Mg)/K
	ppm		R1	R2	R3
307,0	11,00	25,40	4,44	1,42	7,72
A	A	A			

Extractante: OLSEN MODIFICADO

INTERPRETACION			
<b>Textura</b>	<b>Elementos</b>	<b>pH</b>	<b>Conductividad eléctrica</b>
Fco. = Franco	B = Bajo	Ac. = Ácido	N.S.= No salino
Arc. = Arcilloso	M = Medio	Me.Ac.= Medianamente Ácido	L.S.= Ligeramente salino
Ar. = Arenoso	A = Alto	LAc. = Ligeramente Acido	S. = Salino
Li. = Limoso	O = Optimo	P. N. = Practicamente Neutro	M.S.= Muy Salino

Dra. Luz María Martínez  
LABORATORISTA



**Anexo 3.** Labores realizadas en la fase I (Toma muestras, Aislamiento y multiplicación del inóculo micorrízico).



a. Toma de muestras en plantación de palmito



b. Aislamiento y multiplicación de HMA en plantas trampa (Maíz)



c. Siembra y germinación plantas trampa (Maíz)



d. Fertilización y riego



e. Corte a ras de suelo (90 días) para someter a estrés hídrico a las plantas trampa (Maíz).



f. Extracción del inoculo micorrízico (120 días)

**Anexo 4. Labores realizadas en la Fase II (vivero palmito)**



a. Preparación del sustrato



b. Esterilización del sustrato



c. Llenado de fundas



d. Distribución e identificación de los tratamientos



e. Trasplante e inoculación



f. Plantas establecidas



g. Fertilización sólida y foliar



h. Controles fitosanitarios



i. Control de malezas



j. Toma de datos (Altura y diámetro del tallo)



k. Toma de datos (Numero de hojas y diámetro de la corona foliar)