

**ESCUELA POLITÉCNICA DEL EJÉRCITO**

**DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DE LA VIDA  
INGENIERÍA EN BIOTECNOLOGÍA**

**EVALUACIÓN DE CONSORCIOS SIMBIÓTICOS  
MICORRÍZICOS NATIVOS DE PALMA ACEITERA (*Elaeis  
guineensis* J.), REPRODUCIDOS COMO BIOINOCULANTES PARA  
EL ESTUDIO DE SU EFICIENCIA EN FASE DE VIVERO**

**PREVIA A LA OBTENCIÓN DE GRADO ACADÉMICO O TÍTULO  
DE:**

**INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA**

**ELABORADO POR:**

**WALTER VLADIMIR BRAVO YANDÚN**

**SANGOLQUÍ, 15 de Septiembre de 2011**

# **HOJA DE LEGALIZACION DE FIRMAS**

**ELABORADO POR**

WALTER VLADIMIR BRAVO YANDÚN

**COORDINADOR DE LA CARRERA**

---

MsC. Tatiana Páez

**SECRETARIO ACADÉMICO**

---

Dr. Mario Lozada Paredes

Sangolquí, 15 de Septiembre del 2011

## CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue realizado en su totalidad por el Sr. WALTER VLADIMIR BRAVO YANDÚN como requerimiento parcial a la obtención del título de INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA

---

Fecha

---

M.Sc. Alma Koch  
DIRECTORA

---

Ing. Marco Taipe  
CODIRECTOR

## **DEDICATORIA**

A mi madre, el ser que me dio la vida, la mano que me acarició mientras crecía,  
el apoyo que tuve cuando caía, la demostración de amor más puro...

**Walter Vladimir Bravo Yandún**

## **AGRADECIMIENTO**

Primero Dios, por su bendición y sabiduría derramada en cada momento

A la Asociación Nacional de Cultivadores de Palma Aceitera, ANCUPA, representada por el Ing. Rommel Vargas, por su apoyo incondicional durante el desarrollo de la presente investigación

Al Ph.D. Gustavo Bernal, por su apoyo y conocimientos impartidos durante todo el tiempo.

A la Ing. Rocío Morales, por su amistad y confianza.

A la M.Sc. Alma Koch, por su colaboración a cada momento.

Al Ing. Julio Sánchez, por sus enseñanzas estadísticas.

Al Ing. Marco Taipe, por sus comentarios para el desarrollo de la investigación.

Al personal de ANCUPA, Ing. Roberto Burgos, Ing. Jefferson Casanova, Sr. Kleber Reinoso, Sra. Silvia Narvaez, por su amistad, consejos y colaboración.

A mis amigos: María, Mario, Jaime, Anita, Mauricio, Gustavo, Marcelo, Zayda, Johanna, Gavi por ser como mis hermanos y hermanas.

A mis compañeros y amigos tesistas: Cristian, Edwin, Galo, Byron, Diego por su amistad sincera y desinteresada.

A todas aquellas personas que forman parte de mi vida y siempre mantuvieron interés en mi, y en el feliz término de esta etapa de mi vida.

**Walter Vladimir Bravo Yandún**

# ÍNDICE DE CONTENIDOS

HOJA DE LEGALIZACIÓN DE FIRMAS.....	ii
CERTIFICACIÓN.....	iii
DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTO.....	v
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	vi
LISTADO DE TABLAS.....	x
LISTADO DE FIGURAS.....	xii
LISTADO DE ANEXOS.....	xvi
RESUMEN.....	xix
ABSTRACT.....	xx
CAPÍTULO 1: INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Formulación del problema.....	1
1.2 Justificación del problema.....	2
1.3 Objetivos de la investigación.....	3
1.3.1 Objetivo general.....	3
1.3.2 Objetivos específicos.....	3
1.4 Marco teórico.....	4
1.4.1 Palma aceitera.....	4
1.4.1.1 Morfología y Fisiología.....	4
1.4.1.2 Vivero.....	6
1.4.2 Micorrizas.....	9
1.4.2.1 Clasificación.....	13
1.4.2.2 Infección.....	13
1.4.2.3 Toma de nutrientes.....	15
1.4.2.4 Beneficios.....	16
1.4.3 Fósforo.....	20
1.4.3.1 Mecanismos de transporte de nutrientes en la simbiosis.....	22
1.5 Sistema de hipótesis.....	24
CAPÍTULO 2: MATERIALES Y MÉTODOS.....	25

2.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo ( <i>Sorghum vulgare</i> ) bajo condiciones de invernadero.....	25
2.1.1. Características del Sitio Experimental.....	25
2.1.1.1. Ubicación del ensayo.....	25
2.1.2. Factor en estudio.....	25
2.1.3. Tratamientos.....	25
2.1.4. Análisis Estadístico.....	25
2.1.4.1. Diseño Experimental.....	25
2.1.4.2. Unidad experimental.....	25
2.1.4.3. Total de unidades experimentales.....	26
2.1.5. Variables en estudio y métodos de evaluación.....	26
2.1.5.1. Altura de planta.....	26
2.1.5.2. Emisión foliar.....	26
2.1.5.3. Producción de materia seca foliar.....	26
2.1.5.4. Población de esporas.....	26
2.1.5.5. Densidad visual del endófito (#/47.5%).....	26
2.1.6. Métodos específicos de manejo del experimento.....	26
2.1.6.1. Esterilización del sustrato.....	26
2.1.6.2. Incremento del inóculo micorrízico.....	27
2.1.6.3. Tinción de raíces.....	27
2.1.6.4. Población de esporas de micorriza.....	27
2.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero.....	27
2.2.1. Características del sitio experimental.....	27
2.2.1.1. Ubicación del ensayo.....	27
2.2.2. Factores en estudio.....	28
2.2.3. Tratamientos.....	28
2.2.4. Análisis estadístico.....	29
2.2.4.1. Diseño experimental.....	29
2.2.4.2. Unidad experimental.....	29

2.2.4.3. Ensayo total.....	30
2.2.5. Variables en estudio y métodos de evaluación.....	30
2.2.5.1. Altura de planta.....	30
2.2.5.2. Emisión foliar.....	30
2.2.5.3. Porcentaje de colonización micorrízica (%) y densidad visual del endófito (#/47.5%).....	30
2.2.5.4. Porcentaje de materia seca foliar.....	30
2.2.5.5. Porcentaje de materia seca radicular.....	30
2.2.5.6. Área foliar.....	30
2.2.5.7. Área foliar específica.....	31
2.2.5.8. Contenido de fósforo.....	31
2.2.6. Métodos específicos de manejo del experimento.....	31
2.2.6.1. Desinfección del sustrato.....	31
2.2.6.2. Transplante de plantas de vivero.....	32
2.2.6.3. Inoculación del inóculo micorrízico.....	32
2.2.6.4. Manejo agronómico del vivero.....	32
2.2.6.5. Tinción de raíces.....	33
<b>CAPÍTULO 3: RESULTADOS.....</b>	<b>34</b>
3.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo ( <i>Sorghum vulgare</i> ) bajo condiciones de invernadero.....	34
3.1.1. Altura de planta.....	34
3.1.2. Emisión foliar.....	35
3.1.3. Producción de materia seca foliar.....	36
3.1.4. Densidad visual del endófito.....	37
3.1.5. Población de esporas.....	38
3.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero.....	40
3.1.1. Altura de planta.....	40
3.1.2. Emisión foliar.....	45
3.1.3. Perímetro del estipe.....	49
3.1.4. Área foliar.....	55
3.1.5. Área foliar específica.....	60

3.1.6. Materia seca foliar.....	64
3.1.7. Materia seca radicular.....	68
3.1.8. Porcentaje de colonización micorrízica.....	72
3.1.9. Densidad visual del endófito.....	75
3.1.10. Contenido de fósforo.....	79
<b>CAPÍTULO 4: DISCUSIÓN.....</b>	<b>84</b>
4.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo ( <i>Sorghum vulgare</i> ) bajo condiciones de invernadero.....	84
4.1.1. Densidad visual del endófito.....	84
4.1.2. Población de esporas.....	85
4.1.3. Producción de materia seca foliar.....	86
4.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero.....	86
4.2.1. Altura de planta.....	88
4.2.2. Emisión foliar.....	90
4.2.3. Perímetro del estipe.....	91
4.2.4. Área foliar.....	92
4.2.5. Área foliar específica.....	93
4.2.6. Materia seca foliar.....	94
4.2.7. Materia seca radicular.....	94
4.2.8. Porcentaje de colonización micorrízica.....	95
4.2.9. Densidad visual del endófito.....	96
4.2.10. Contenido de fósforo.....	97
<b>CAPÍTULO 5: CONCLUSIONES.....</b>	<b>100</b>
<b>CAPÍTULO 6: RECOMENDACIONES.....</b>	<b>101</b>
<b>CAPÍTULO 7: BIBLIOGRAFIA.....</b>	<b>102</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>114</b>

## LISTADO DE TABLAS

Tabla 2.1 Códigos de los consorcios micorrízicos seleccionados para evaluar su eficiencia en condiciones de vivero.....	28
Tabla 2.2 Códigos de las dosis de fertilizante fosforado para la fase de vivero.....	28
Tabla 2.3 Tratamientos para la evaluación de consorcios simbióticos micorrízicos nativos de palma aceitera ( <i>Elaeis guineensis</i> Jacq.) para el estudio de su eficiencia infectiva en fase de vivero.....	29
Tabla 2.4 Características de los inóculos micorrízicos.....	32
Tabla 2.5 Dosis de fertilizantes químicos aplicados en la fase de vivero desde el trasplante hasta los 210 DDI.....	33
Tabla 2.6 Dosis de elementos puros aplicados por planta en la fase de vivero desde el trasplante hasta los 210 DDI.....	33
Tabla 3.1 ANOVA para altura de planta trampa ( <i>Sorghum vulgare</i> ) a los 60 días después de la siembra.....	34
Tabla 3.2 ANOVA para la emisión foliar en las plantas trampa ( <i>Sorghum vulgare</i> ) a los 60 días después de la siembra.....	35
Tabla 3.3 ANOVA para la producción de materia seca foliar en las plantas trampa ( <i>Sorghum vulgare</i> ) a los 75 días después de la siembra.....	36
Tabla 3.4 ANOVA para la densidad del endófito en las raíces de las plantas trampa ( <i>Sorghum vulgare</i> ) a los 90 días después de la siembra.....	37
Tabla 3.5 ANOVA para la población de esporas de micorriza a los 90 días después de la siembra.....	38
Tabla 3.6 Matriz para la selección de los mejores consorcios micorrízicos de la fase de invernadero.....	39
Tabla 3.7 ANOVA para la variable altura de planta a los 210 días DDI.....	40
Tabla 3.8 Medias de la altura correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	41
Tabla 3.9 ANOVA para la variable emisión foliar a los 210 días DDI.....	46
Tabla 3.10 Medias de la emisión foliar correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	47
Tabla 3.11 ANOVA para la variable perímetro del estipe a los 210 días DDI.....	50
Tabla 3.12 Medias del perímetro del estipe correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	51

Tabla 3.13 ANOVA para la variable área foliar a los 210 días DDI.....	55
Tabla 3.14 Medias de la variable área foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	56
Tabla 3.15 ANOVA para la variable área foliar específica a los 210 días DDI.....	60
Tabla 3.16 Medias de la variable área foliar específica para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	61
Tabla 3.17 ANOVA para la variable materia seca foliar a los 210 días DDI.....	65
Tabla 3.18 Medias de la variable materia seca foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	66
Tabla 3.19 ANOVA para la variable materia seca radicular a los 210 días DDI.....	68
Tabla 3.20 Medias de la variable materia seca radicular para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	69
Tabla 3.21 ANOVA para la variable porcentaje de colonización micorrízica a los 210 días DDI.....	72
Tabla 3.22 Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	73
Tabla 3.23 ANOVA para la variable densidad visual del endófito a los 210 días DDI.....	76
Tabla 3.24 Medias de la variable densidad visual del endófito para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	77
Tabla 3.25 ANOVA para la variable contenido de fósforo foliar a los 210 días DDI...	79
Tabla 3.26 Medias de la variable contenido de fósforo foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	80

## LISTADO DE FIGURAS

Figura 3.1 Alturas medias correspondiente a las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ) de la fase de invernadero.....	35
Figura 3.2 Emisiones foliares medias correspondiente a las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ) de la fase de invernadero.....	36
Figura 3.3 Producciones de materia seca foliares medias correspondiente a las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ) de la fase de invernadero.....	37
Figura 3.4 Densidades del endófito medias correspondiente a las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ) de la fase de invernadero.....	38
Figura 3.5 Densidades del endófito medias correspondiente a las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ) de la fase de invernadero.....	39
Figura 3.6 Altura media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	41
Figura 3.7 Medias de la variable altura de planta correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	42
Figura 3.8 Medias de la variable altura de planta correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	43
Figura 3.9 Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.....	44
Figura 3.10 Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	44
Figura 3.11 Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y el promedio de los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	45
Figura 3.12 Altura media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a 210 DDI.....	45
Figura 3.13 Emisión foliar media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	46
Figura 3.14 Medias de la variable emisión foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	48
Figura 3.15 Medias de la variable emisión foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	48

Figura 3.16 Emisión foliar media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	49
Figura 3.17 Perímetro del estipe medio correspondiente a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	50
Figura 3.18 Medias de la variable perímetro del estipe correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	52
Figura 3.19 Medias de la variable perímetro del estipe correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	52
Figura 3.20 Perímetro del estipe de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.....	53
Figura 3.21 Perímetro del estípe de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	53
Figura 3.22 Perímetro del estípe de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	54
Figura 3.23 Perímetro del estípe medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a 210 DDI.....	54
Figura 3.24 Área foliar media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	56
Figura 3.25 Medias de la variable área foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	57
Figura 3.26 Medias de la variable área foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	57
Figura 3.27 Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.....	58
Figura 3.28 Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	59
Figura 3.29 Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.....	59
Figura 3.30 Área foliar media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	60

Figura 3.31 Área foliar específica media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	62
Figura 3.32 Medias de la variable área foliar específica correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	62
Figura 3.33 Medias de la variable área foliar específica correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	63
Figura 3.34 Área foliar específica media de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio micorrízico 4 frente a los consorcios micorrízicos 3, 2 y 1, evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.....	63
Figura 3.35 Área foliar específica media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	64
Figura 3.36 Materia seca foliar media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	65
Figura 3.37 Medias de la variable materia seca foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	67
Figura 3.38 Medias de la variable materia seca foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	67
Figura 3.39 Materia seca foliar media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	68
Figura 3.40 Materia seca radicular media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	70
Figura 3.41 Medias de la variable materia seca radicular correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	70
Figura 3.42 Medias de la variable materia seca radicular correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	71
Figura 3.43 Materia seca radicular media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	71
Figura 3.44 Porcentaje de colonización micorrízica de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	73
Figura 3.45 Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	74

Figura 3.46 Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	75
Figura 3.47 Porcentaje de colonización micorrízica media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	75
Figura 3.48 Densidad visual del endófito media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	76
Figura 3.49 Medias de la variable densidad visual del endófito correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	78
Figura 3.50 Medias de la variable densidad visual del endófito correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	78
Figura 3.51 Densidad visual del endófito media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	79
Figura 3.52 Contenido de fósforo foliar medio de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.....	81
Figura 3.53 Medias de la variable contenido de fósforo foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.....	81
Figura 3.54 Medias de la variable contenido de fósforo foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.....	82
Figura 3.55 Contenido de fósforo foliar medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio M4 (zona Quevedo) y el promedio del resto de los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	82
Figura 3.56 Contenido de fósforo foliar medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	83
Figura 3.57 Contenido de fósforo foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio M4 (zona Quevedo) y el tratamiento sin inoculación, evaluados en fase de vivero en 210 DDI.....	83

## LISTADO DE ANEXOS

Anexo 1 Metodología de extracción de esporas “Tamizado en húmedo y decantación” (Gedermann y Nicholson, 1963).....	114
Anexo 2 Metodología para cuantificación de micomasa del endofito micorrízico arbuscular.....	114
Anexo 3 Valores promedios obtenidos en las plantas trampa ( <i>S. vulgare</i> ), para cada tratamiento evaluado en la fase de invernadero.....	116
Anexo 4 Medias correspondientes a la variable altura de planta para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.....	117
Anexo 5 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable altura de planta a los 210 días DDI. ....	117
Anexo 6 Medias correspondientes a la variable emisión foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.....	118
Anexo 7 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable emisión foliar a los 210 días DDI. ....	118
Anexo 8 Medias correspondientes a la variable perímetro del estipe para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.....	118
Anexo 9 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable perímetro del estipe a los 210 días DDI.....	119
Anexo 10 Medias correspondientes a la variable área foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	119
Anexo 11 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable área foliar a los 210 días DDI. ....	119
Anexo 12 Medias correspondientes a la variable área foliar específica para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	120
Anexo 13 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable área foliar específica a los 210 días DDI.....	120
Anexo 14 Medias correspondientes a la variable materia seca foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	120
Anexo 15 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable materia seca foliar a los 210 días DDI. ....	121
Anexo 16 Medias correspondientes a la variable materia seca radicular para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	121

Anexo 17 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable materia seca radicular a los 210 días DDI. ....	121
Anexo 18 Medias correspondientes a la variable porcentaje de colonización micorrízica para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	122
Anexo 19 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable porcentaje de colonización micorrízica a los 210 días DDI.....	122
Anexo 20 Medias correspondientes a la variable densidad visual para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	122
Anexo 21 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable densidad visual a los 210 días DDI. ....	123
Anexo 22 Medias correspondientes a la variable contenido de fósforo foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI. ....	123
Anexo 23 Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable contenido de fósforo foliar a los 210 días DDI. ....	123
Anexo 24 Análisis químico del suelo que fue utilizado en la fase de vivero.....	124
Anexo 25 Análisis de contenido de nutrientes foliares de las plantas de palma aceitera evaluadas en fase de vivero.....	124
Anexo 26 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Nitrógeno evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	125
Anexo 27 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Potasio evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	125
Anexo 28 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Calcio evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	125
Anexo 29 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Magnesio evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	125
Anexo 30 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Azufre evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	126
Anexo 31 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Boro evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	126
Anexo 32 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Zinc evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	126
Anexo 33 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Cobre evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	126

Anexo 34 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Hierro evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	127
Anexo 35 ANOVA para el contenido foliar del nutriente Manganeso evaluado a los 210 DDI en fase de vivero.....	127

## RESUMEN

La palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) explora el 1% del suelo con su sistema radicular carente de pelos absorbentes y con raíces lignificadas poco eficientes en la absorción de nutrientes. Es micotrófica obligada asociada con micorrizas arbusculares (MA), las cuales actúan como falsos pelos absorbentes. En condiciones normales hay altos porcentajes de colonización micorrízica pero baja densidad visual, por lo que es necesario inocular MA en la fase de vivero.

En el presente se estudió la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos nativos del cultivo de palma aceitera en fase de vivero, bajo condiciones de manejo agronómico normal. 57 consorcios micorrízicos nativos de palma fueron reproducidos en plantas trampa (*Sorghum vulgare*) para determinar los que otorguen mayor contenido de materia seca foliar a la planta y generen mayor población de esporas. Los 4 mejores consorcios fueron procedentes de las zonas de: Quinindé, San Lorenzo, La Concordia y Quevedo. Estos se inocularon en fase de vivero de palma aceitera (*Elaeis guineensis* J.) de 4 meses de edad, colocando aproximadamente 600 esporas viables alrededor de cada plántula, a los 21 días después del trasplante de previvero a vivero. Las evaluaciones se desarrollaron durante 210 días después de la inoculación (DDI).

La variable Área foliar específica presentó diferencias estadísticas significativas para la comparación ortogonal de los consorcios M4 vs. M3, M2, M1, mostrando superioridad del consorcio M4 (zona Quevedo) frente al resto de consorcios, con valores de 205.4 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> frente a 181.6 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> respectivamente. Con respecto al Contenido de fósforo foliar el consorcio M4 superó al resto de consorcios (zona La Concordia, Quinindé y San Lorenzo) con valores de 0.184% y 0.179% respectivamente. Para la variable densidad visual del endófito hubo diferencias significativas para los tratamientos, los consorcios micorrízicos y la interacción entre los consorcios y las dosis de fósforo, destacándose el consorcio nativo de la zona de Quevedo (M4), el cual, interactuando con la dosis de fósforo (25% menor que la estándar) de 456 mg P kg<sup>-1</sup> suelo presentó 3.44% frente a 0.69% del promedio del resto de consorcios micorrízicos.

Por lo tanto es posible reproducir MA en plantas trampa de sorgo e inocular micorrizas arbusculares en fase de vivero de palma, de manera que se podría disminuir hasta un 25% la fertilización química.

## SUMMARY

The oil palm (*Elaeis guineensis* J.) explore 1% of soil with his radicular system without absorbent hair roots and with lignified roots which are less efficient in nutrient absorption. Oil palm is mycotrophic and made to be associated with arbuscular mychorriza (MA) that act like false absorbent hair. In normal conditions, there are high percentages of mychorrizal colonization but low visual density. Therefore, it is necessary inoculate MA on nursery phase.

In this research, it was studied the infective efficiency of mychorrizal native consortia of oil palm crop on nursery phase, under conditions of normal agronomic management. 57 mychorrizal native consortia of oil palm were reproduced on trap plants (*Sorghum vulgare*) to determine which one give more content of dry foliar mass to plant and generate more spores population. The 4 best consortias were from Quinindé, San Lorenzo, La Concordia y Quevedo. This were inoculated on nursery phase of 4 months age of oil palm adding aprox. 600 viable spores around each seedling after 21 days of prenursery transplant to principal nursery. The evaluation were developed during 210 days after inoculation (DDI).

The variable Foliar specific area presented significative statistics differences for the orthogonal comparison M4 vs. M3, M2, M1, showing superiority of consortia M4 (Quevedo zone), with 205.4 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> against to 181.6 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> of the others. In relation with the phosphorus foliar content, the M4 consortia exceeds the rest consortia with values of de 0.184% and 0.179% respectively. For the visual density variable was significative differences for treatments, the mychorrizal consortia and interactions between them and phosphorus doses, showing up the native consortia of Quevedo zone (M4), which interacting with the phosphorus dose (25% less than standard) of 456 mg P kg<sup>-1</sup> soil presented 3,44% against 0,69% of the other consortia mychorrizal average.

In conclusion, it is possible to reproduce MA in plants of sorghum and inoculate arbuscular mychorriza on nursery phase of oil palm. According to this, it could be able to minimize up to 25% of chemical fertilization.

# 1. INTRODUCCIÓN

## 1.1. Formulación del problema

La palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en el Ecuador es un cultivo con un gran potencial económico y productivo, pues promueve inversiones aproximadamente de 600 millones de dólares y genera fuentes de trabajo. Según el Censo de Plantaciones de Palma Africana realizado por ANCUPA-MAG en el año 2005, la superficie de palma alcanzaba un total de 217977.29 ha sembradas mientras que actualmente alcanzan las 300.000 ha (ANCUPA, 2011). En cuanto al rendimiento nacional de aceite, para el año 2006, fue de alrededor de 319338 t, mientras que la producción de racimos de fruta fresca se estima en 14 t/ha (datos promedio) lo que representa 1.46 toneladas de aceite por hectárea; valor relativamente bajo relacionado con el de otros países, como Malasia, donde se han llevado a cabo, desde hace décadas, investigaciones principalmente en mejoramiento genético, manejo integrado de plagas (MIP) y fertilización. Gracias a la investigación, Malasia alcanzó rendimientos de aproximadamente 4.05 toneladas de aceite por hectárea en 3'447,000 de hectáreas de palma productiva en el periodo 2003/2004 (ANIAME, 2008).

El rendimiento de racimos de fruta fresca del cultivo de palma en el Ecuador, en promedio, es muy bajo alcanzando las 14 t ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup>, cuando el rendimiento de Colombia es de 20 t ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup>. El bajo rendimiento se debe básicamente al mal manejo agronómico del cultivo, se ignora el cuidado del sistema radicular de la planta, caracterizada por la baja tasa de renovación y la carencia de pelos absorbentes, afectando la absorción de nutrientes del suelo. Por otro lado, el nutriente fósforo tiene la capacidad de fijarse a las arcillas debido a las texturas de los suelos ácidos donde se desarrolla el cultivo, razón por la cual, su asimilación por la planta es mínima.

La simbiosis formada entre las micorrizas y las raíces de la planta permite que los dos organismos obtengan beneficios mutuos de naturaleza fisiológica, nutricional y ecológica. Las micorrizas son un grupo de hongos benéficos presentes en el suelo, los mismos que forman asociaciones simbióticas con las raíces de plantas superiores. Entre las asociaciones, las de mayor importancia agrícola son: a) las Ectomicorrizas, y b) las Endomicorrizas Arbusculares, AM (Bethlenfalvay y Linderman, 1992).

Investigaciones realizadas en plantas infectadas con micorrizas han demostrado un incremento en el rendimiento de la planta huésped, mejorando la nutrición del

fósforo (P); debido a una disminución de la distancia media entre las partículas del fosfato mineral y la superficie de absorción (Zangaro *et al.*, 2005). Estos hongos absorben el P del suelo liberándolo a la raíz hospedera, a una tasa de flujo mucho más alta que aquellas que lo absorben por sí mismas (Corley & Tinker, 2009). Además las hifas fúngicas son capaces de absorber fosfato en formas no utilizables por la raíz (Nye & Tinker, 2000).

Maldonado (2008) en la investigación “Estudio del comportamiento de la asociación micorrízica en el material germoplásmico de palma aceitera en Ecuador” encontró una buena asociación de los hongos micorrízicos con las raíces de la palma aceitera, con alta colonización pero con baja densidad visual, la cual permite señalar que esta se puede incrementar a través de la inoculación del hongo.

Actualmente la preocupación por el daño ambiental por efecto de las prácticas agrícolas, se ha convertido en un aspecto fundamental, razón por la cual se justifica realizar este tipo de investigaciones que buscan alternativas biológicas para el manejo del cultivo, mediante el desarrollo de sistemas de producción sostenibles a través de las relaciones simbióticas de la planta con microorganismos, pueden contribuir con la producción sin afectar el ambiente, evitando la contaminación a los recursos naturales suelo y agua.

## **1.2. Justificación del problema**

Una alternativa biotecnológica para potenciar el rendimiento de la Palma Aceitera, a través de una mejor asimilación de nutrientes (especialmente fósforo), sería la inducción de la simbiosis Micorriza-Palma. Una gran proporción de raíces terciarias y cuaternarias de la palma aceitera se verían favorecidas a través del micelio de los hongos que ayudan a la planta otorgando un área radicular mayor para la exploración de nutrientes en el suelo mediante los falsos “pelos absorbentes” que genera el hongo con su micelio.

Las raíces de palma están usualmente infectadas por micorrizas arbusculares (Fisher & Jayachandran, 1999). Investigaciones en plantas infectadas con micorrizas han demostrado incremento en el rendimiento, mejorando la nutrición no solo del P, sino también del Nitrógeno, Calcio y Potasio. Además, hay evidencia de que la formación de micorrizas incrementan la capacidad de absorción de micronutrientes, particularmente el Zinc y del agua del suelo (Tinker, 1980). La protección brindada por el hongo, confiere resistencia a los cambios de temperatura y a la acidificación del suelo

derivada de la presencia de Azufre, Magnesio y Aluminio. Además, provee de un sistema de protección contra patógenos del suelo, pues constituyen barreras mecánicas que bloquean la infección a la planta, y secretan antibióticos o sideróforos que compiten con los microorganismos dañinos del suelo.

Con estos antecedentes, ANCUPA está llevando a cabo una investigación, de carácter biotecnológico, a fin de generar alternativas biológicas a base de micorrizas que actúen como bio-fertilizantes y como bio-protectores de la palma a nivel de vivero. Posteriormente, en las plantaciones definitivas, se espera beneficios en la vida productiva de la planta; lo cual reduciría la aplicación de fertilizantes químicos, los mismos que al aplicarse inapropiadamente contaminan el suelo y por lixiviación las aguas subterráneas. Además las micorrizas estarían contribuyendo significativamente en el mejor establecimiento de palma, otorgando mayores posibilidades de tolerar adversidades bióticas y abióticas del entorno.

Con esta investigación se pretende disminuir los costos de fertilización, mantenimiento, insumos, entre otros, los mismos que son cada vez más altos para los palmicultores. La integración de hongos micorrízicos arbusculares con el cultivo de palma se convierte en una alternativa que incide en el rendimiento. De acuerdo a estudios realizados en Malasia se ha reportado un incremento positivo en la mejora del rendimiento de palma de aceite por inoculación de micorrizas arbusculares en suelos turbosos (Corley & Tinker, 2003).

### **1.3. Objetivos de la investigación**

#### **1.3.1. Objetivo general**

- Evaluar consorcios simbióticos micorrízicos nativos de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) reproducidos como bioinoculantes para el estudio de su eficiencia en fase de vivero, que contribuyan con el rendimiento de las plantas y reduzcan los costos de inversión

#### **1.3.2. Objetivos específicos**

- Reproducir e incrementar inóculos de micorrizas asociadas a palma, mediante trampeo en invernadero, en base al banco germoplásmico obtenido en la fase anterior del proyecto.

- Evaluar y seleccionar los consorcios micorrízicos eficientes en palma en condiciones de vivero, bajo diferentes dosis de fertilización.
- Iniciar la producción de biofertilizantes a partir de micorrizas nativas del cultivo de palma aceitera.

## **1.4. Marco teórico**

### **1.4.1. Palma aceitera**

La palma aceitera está clasificada dentro del Orden Arcales, Familia Aracaceae, Género *Elaeis* y Especie *E. guineensis*. El nombre botánico fue dado por Jacquin en 1763 de donde sale el nombre *Elaeis guineensis* Jacq. Etimológicamente la palabra *Elaeis* viene del griego ‘elaion’ que significa aceite, y el nombre específico *guineensis* se debe a que se encontró ejemplares de la palma aceitera en la costa de Guinea (Corley y Tinker, 2009).

#### **1.4.1.1. Morfología y Fisiología**

##### **1.4.1.1.1. Semilla**

La semilla consta de un endocarpio y una, dos o tres almendras, pero de los tres óvulos del ovario tricarpelar, dos abortan, y por lo tanto la semilla solo genera una almendra, la misma que se encuentra dentro del cuesco.

El embrión es recto y mide cerca de 3 mm., de largo y sirve como haustorio absorbiendo los nutrientes almacenados en el endospermo. En el endospermo la semilla obtiene nutrientes como grasa (47%) y galactomannan (36%) de manera que está adaptada para mantener una plántula durante tres meses después de la germinación, pues el 80% de la grasa es consumida en dicho tiempo y el 98% en cinco meses (Corley y Tinker, 2009).

Durante el proceso de germinación, el embrión emergente forma un botón denominado hipocólito, el mismo que adquiere una protuberancia plumular, mientras que desde el extremo del mismo embrión emerge la radícula (Corley y Tinker, 2009). La parte basal del embrión es el haustorio, mediante el cual se transforma y transporta los nutrientes del endospermo (ASD, 2004). Este órgano se desarrolla constantemente, durante tres meses. Este es el tiempo que tiene la nueva plántula para establecerse por sí misma como un organismo capaz de realizar fotosíntesis y absorción de nutrientes.

#### **1.4.1.1.2. Sistema Radicular**

La plúmula no emerge hasta que la radícula ha crecido 1 cm aproximadamente. Las primeras raíces adventicias nacen en un anillo, y dan origen a las raíces secundarias, antes de la aparición de la primera hoja. La radícula crece durante seis meses, tiempo en el cual las raíces primarias toman su lugar (Corley y Tinker, 2009).

En tres a cuatro meses, el tallo de la planta se vuelve un “bulbo”, del cual emergen las primeras raíces primarias verdaderas (Corley y Tinker, 2009), más gruesas que la radícula y crecen en ángulo de 45° con respecto a la vertical. Las raíces secundarias nacen a partir de estas en todas direcciones.

Las raíces primarias se extienden radialmente y verticalmente por debajo de la base del tallo y tienen dimensiones de 5 a 10 mm de diámetro y pueden sobrepasar los 10 m de longitud (ASD, 2004). Las raíces descendentes desempeñan algún papel en la absorción de agua (Ruer, 1969 citado por Corley y Tinker, 2009). Las raíces secundarias nacen de las primarias, subiendo y bajando de ellas predisponiendo mayoritariamente las ascendentes, y tienen dimensiones de 1 a 4 mm de diámetro. Estas dan origen a las terciarias, las mismas que crecen horizontalmente, y miden de 0.5 a 1.5 mm de diámetro y hasta 20 cm de largo. Las raíces cuaternarias son generadas a partir de las anteriormente nombradas y pueden llegar a los 3 cm de largo y de 0.2 a 0.5 mm de diámetro.

Está demostrado que la mayor parte de la absorción de nutrientes es realizado a través de las raíces cuaternarias y los ápices absorbentes de las secundarias y terciarias, que miden 5 a 6 y 2 a 3 cm respectivamente. Las cuaternarias miden de 1 a 3 y no se lignifican. El sistema radicular no posee pelos absorbentes y por esta razón las raíces cuaternarias funcionan absorbiendo los nutrientes del suelo (Corley y Tinker, 2009). El volumen que ocupan estas raíces en el suelo es de aproximadamente 1%. Por lo tanto, la planta de palma aceitera estaría en capacidad de interceptar apenas el 1% de los nutrientes, por las características de su sistema radicular (Padilla, 1993).

El sistema radical de la palma está en constante renovación, la misma que es necesaria debido a la rápida lignificación de los tejidos y a la carencia de pelos absorbentes, lo que reduce las posibilidades de absorción de agua y sales minerales (Cayón, 1999).

La raíz primaria consta de una epidermis exterior y una hipodermis lignificada, los cuales rodean al parénquima cortical, el mismo que posee lagunas de aire bien

desarrolladas. En el interior del parénquima está localizado el cilindro central que consta de la endodermis lignificada, con 35 a 45 haces vasculares. Las raíces secundarias y terciarias son estructuralmente iguales pero con menor cantidad de haces (15 a 25 y 8 a 12 respectivamente).

Una gran cantidad de estas raíces primarias son gruesas y lignificadas, y están caracterizadas por el color negro y dureza (Reyes *et al.*, 1988).

Las raíces secundarias y terciarias poseen la misma estructura que las primarias, pero, las regiones apicales de estas (3 a 6 cm) no se encuentran lignificadas por lo que pueden absorber agua y nutrientes (ASD, 2004).

La densidad total de raíces disminuye conforme se aleja del tallo, a diferencia de la densidad de raíces cuaternarias, que incrementan su número hasta los 3.5 m de distancia (ASD, 2004).

El crecimiento de la raíz es favorecido por la “caliptra”, la misma que actúa como sensor de gravedad y secretor de polisacáridos (mucigel). Este ‘gel’ lubrica la raíz durante la penetración del suelo, adhiriendo microorganismos y probablemente favoreciendo la formación de micorrizas (Cayón, 1999).

#### **1.4.1.1.3. Hojas**

Las hojas cuando la planta está en fase de vivero cambian de forma conforme en etapas. Las primeras dos o tres hojas son cilíndricas y sin lámina foliar (Restrepo, 1996), las siguientes hojas son lanceoladas, en hojas más tardías aparece una hendidura de manera que la hoja se bifurca, rápidamente sigue a esto la división de las láminas entre las venas para formar los folíolos aunque permanecen unidos entre sí por el ápice (Corley y Tinker, 2009).

#### **1.4.1.2. Vivero**

El vivero representa la primera fase del cultivo de la palma. Existe una relación directamente proporcional entre el desarrollo de las plantas en la fase de vivero, el crecimiento y la productividad de las mismas establecidas en campo durante sus primeros años de edad.

Los aspectos en los que favorece el establecimiento del vivero son principalmente:

- Disminución de la duración del período improductivo
- Rendimiento

- Costos de mantenimiento (Ortiz y Fernandez, 1994)

Para implementar el vivero es necesario considerar el sitio donde será implementado, y para tal motivo se debe tener en cuenta:

Sitio nivelado: no debe sobrepasar 15% de pendiente.

Drenaje adecuado: el sitio no debe ser susceptible a inundación y elevado con respecto a fuentes de agua (en el caso de existir uno cerca), pues puede producir estrés y desbalance nutricional de las plantas (Rankine y Fairhurst, 1998).

Buen diseño de las camas del previvero: las medidas deben ser de 1.2 m de ancho y 10 m de largo, elevándose 5 cm del nivel del suelo y dejando caminos de 75 cm de ancho entre camas (Rankine y Fairhurst, 1998).

Sombra: la sombra inicial es una medida de protección de ciertos trastornos fisiológicos (Revelo, 2002) y debe ser de 60% durante 10 a 12 semanas después de la siembra y sacarla progresivamente durante dos semanas mientras las plantitas se adaptan (Rankine y Fairhurst, 1998; Corley y Tinker, 2009).

Riego: es recomendable regar dos veces al día una cantidad de 200 a 300 mL de agua por plantita en previvero (Corley y Tinker, 2009). Si el riego se realiza por aspersión en plántulas del vivero principal se recomienda aplicar de 6 a 10 mm por día. De acuerdo a las condiciones ambientales, si la precipitación es mayor de 10 mm diarios, no es necesario regar, caso contrario es esencial (Arias *et al.*, 2009).

Alineación de bolsas plásticas: para lograr el máximo desarrollo fisiológico en plántulas de vivero se deben colocar las bolsas en dirección norte-sur en tres bolillo a una distancia de 90 cm (Arias *et al.*, 2009).

Para establecer un vivero existen dos métodos posibles: El vivero principal de una etapa y el de dos etapas con previvero y vivero principal.

#### **1.4.1.2.1. Vivero de una etapa**

Este tipo de vivero se caracteriza porque la siembra de semilla germinada y diferenciada se realiza directamente en bolsas plásticas grandes, las mismas que pueden estar separadas listas para permanecer durante 10 a 12 meses, o pueden estar juntas hasta los tres meses y separarse después para alcanzar la edad de siembra en campo (Arias *et al.*, 2009).

Las ventajas de este vivero son (Rankine y Fairhurst, 1998):

- Menor manipulación de las plántulas

- Se evita el estrés debido al trasplante, pues este no se realiza
- Menor uso de recursos debido a que no se transplanta

Las desventajas son:

- Mayor superficie para ubicar el vivero
- Se requiere mayor cantidad de recursos, mano de obra y agua para riego
- El riego es subutilizado durante los tres meses iniciales
- La eliminación de plántulas anormales es más difícil y toma mayor cantidad de tiempo
- Mayor supervisión durante los cuatro primeros meses
- Se debe aplicar sombra hasta que emerja la cuarta hoja

#### **1.4.1.2.2. Vivero de dos etapas**

Estos viveros son implementados debido a que las plantitas son monitoreadas eficientemente durante sus primeras semanas de vida, cuando estas son más susceptibles. Además durante el vivero principal los recursos empleados son menores (Rankine y Fairhurst, 1998).

Implementar este tipo de viveros tiene ciertas ventajas y desventajas.

Ventajas:

- Menor área en previvero
- Menor cantidad de agua para riego
- Mantenimiento y supervisión en pre-vivero más sencillo
- Las plantas dobles pueden ser separadas al momento del trasplante
- Primera selección de plantas anormales durante el trasplante más fácil

Desventajas:

- Mayor manipulación y por tanto riesgo de estrés de las plantitas
- Mayor esfuerzo para mantenimiento de dos secciones
- Infraestructura adicional para pre-vivero (inicialmente)

Este tipo de vivero se desarrolla en dos etapas diferentes: el previvero y el vivero principal.

### **1.4.1.2.3. El previvero**

En esta etapa se siembran las semillas germinadas y diferenciadas en fundas de polietileno (15x23 cm) de fondo plano, de color negro estabilizadas por rayos UV, y colocadas en camas durante 10-14 semanas (Rankine y Fairhurst, 1998).

### **1.4.1.2.4. El vivero principal**

Para iniciar el vivero principal las plantitas de pre-vivero deben estar completamente adaptadas a la luz solar, con dos semanas previas al trasplante. En el trasplante las plantas son colocadas en bolsas grandes en donde serán mantenidas hasta antes de llevarlas a campo, es decir 32 semanas aproximadamente (Arias *et al.*, 2009).

Durante el trasplante, las plantas dobles (dos plantas emergidas de una sola semilla) deben ser separadas cuidadosamente para sembrarlas en fundas individuales. Estas nuevas fundas deben ser ubicadas en un sitio diferente para supervisar y manejarlas adecuadamente, pues estas están estresadas (Rankine y Fairhurst, 1998).

## **1.4.2. Micorrizas**

El patólogo forestal alemán Frank “inventó” en 1885 el término micorriza, proveniente del griego cuyo significado es: *rriza* raíz y *mico* fúngico (León, 2006). Fitter y Moyersoén (1996) citados por Gosling *et al.* (2006) han dado una breve definición de micorriza: “interacción biotrófica no-patogénica sostenible entre el hongo y la raíz de la planta”, pero aunque con mérito, este concepto no enfatiza la importancia de las fases intra y extraradical del hongo. Harley y Smith citados por Makoi y Ndakidemi (2009) definen como: relación simbiótica no patogénica entre las raíces de la planta y las hifas del hongo con una conexión fúngica entre el suelo y el sistema radical, donde el huésped recibe nutrientes vía micelio extraradical fúngico (micotrofismo) y el hongo heterotrófico recibe a cambio carbono fotosintético de la planta (Schultz, 2001).

La micorriza es una relación que genera un beneficio de carácter biotecnológico, que se originó con el nacimiento de la microbiología de suelos, y su uso y desarrollo mejora el sistema de uso de tierras (Salami y Osonubi, 2002).

Dentro del campo de la agricultura, las micorrizas arbusculares pertenecientes al Phylum Glomeromycota (Schussler *et al.*, 2001) son las más importantes, pues son capaces de asociarse con más del 80% de familias vegetales (Gosling *et al.*, 2006). En la

actualidad existen cuatro órdenes, siete familias y ocho géneros reconocidos (Scübler, 2001) pero más de 150 especies de hongos micorrízicos.

Estos hongos no pueden crecer sin la presencia de las raíces de plantas vivas; debido a que son dependientes de la planta huésped como fuente de energía, pues las esporas pueden germinar sin la presencia del sistema radical de una planta (Öpik, 2004), pero no vivirán de sus reservas más que por unos 20 a 30 días (Schultz, 2001), estos microorganismos están asociados generalmente a plantas herbáceas como el sorgo (Juárez, 1995).

Brundrett (1991) citado por Rhoda *et al.* (2002) dice que las asociaciones micorrízicas no son específicas en gran medida, por lo que son capaces de colonizar gran cantidad de plantas, pero si existen asociaciones preferenciales o especificidad ecológica, lo cual en cierto tipo de situaciones beneficia a unos hongos y perjudica a otros (Blanco y Salas, 1997).

La existencia de muchas especies de hongos micorrízicos en el suelo sugiere la competencia interespecífica de los mismos. Una abundante producción de esporas es correlacionada con una baja producción de esporas por otros géneros. Esto puede deberse al antagonismo existente, pues está comprobado la presencia de mejores competidores (León, 31).

Diferentes especies del hongo pueden colonizar el sistema radicular de una planta específica [Molina (1978) y Rosendahl *et al.* (1990) citado por León (2006)]. Van der Heijden *et al.* citado por Hodge (2000) demostraron que en la relación hongo-planta, esta última es capaz de seleccionar el hongo micorrízico que le otorgue mejores características. Van der Heijden *et al.* (1998) citado por Dodd *et al.* (2000) mencionan que existen interacciones únicas de hongos individuales y de diferentes consorcios micorrízicos con diferentes huéspedes. Los beneficios de una sola especie fúngica experimentalmente probados son inconsistentes, y los resultados de diferentes combinaciones planta- hongos es altamente variable. De manera que la diversidad de hongos involucrados es un importante determinante del beneficio de la colonización (Kernaghan, 2005).

Los cambios inducidos por los hongos micorrízicos en el huésped varían de acuerdo a diferentes especies, pero el crecimiento o reducción depende de las combinaciones entre planta-hongo (Solaiman y Abbott, 2003).

Diferentes aislamientos de Glomales coexisten en la misma planta y desempeñan diferentes roles. La coexistencia de varias especies micorrízicas de

diferentes géneros permite la variación de compatibilidad entre el huésped y el hongo dependiendo del estado de desarrollo de la planta (Dodd, 2000).

En ecosistemas sin cambios externos, los hongos micorrízicos forman una red permanente con su micelio externo y las plantas son unidas por una red micelial común, siendo esta la primera fuente de inóculo para la colonización de las plantas. Una característica importante es la presencia de hifas en el interior de las células radicales y en la superficie radical. Los arbusculos presentes en el interior de la raíz conforman el área de intercambio de nutrientes (Entry *et al.*, 2002). Las raíces se encuentran cubiertas por un manto fúngico laxo, de donde se originan las hifas y grandes zigosporas (color perla) y clamidosporas (Leon, 2006).

Desde el punto de vista del hongo, la unión de las plantas por esta red está conformada de manera estratégica, para permitir al microorganismo regarse por mayor superficie y maximizar la captura de carbono por la colonización activa en las raíces asegurando crecimiento y actividad (Hodge, 2000). Un criterio ampliamente aceptado es que las estructuras extraradicales de la micorriza, y no solamente la raíz, es el órgano de absorción de nutrientes del suelo (Öpik, 2004), pues cumplen la función de extensión del sistema radicular de una manera altamente eficiente (Juarez, 1995) extendiéndose más que los pelos absorbentes llegando a alcanzar hasta los 9 cm contrastando con 2 mm de la rizosfera (Blanco y Salas, 1997; Bernal y Morales, 2006). Pero Smith and Gianinazzi-Pearson (1988) citado por Schultz (2001) afirman que en promedio las hifas extraradicales alcanzan  $1\text{ m cm}^{-1}$  de raíz, aunque también se han encontrado hasta de 10 a  $14\text{ m cm}^{-1}$  de raíz. Blanco y Salas (1997) redefinen la rizosfera como: zona de influencia directa de las raíces en la biología del suelo, como micorrizosfera.

El uso solamente de la población de esporas no da conclusiones concretas sobre la diversidad de las poblaciones de hongos, pues la cantidad de esporas no reflejan la presencia de hongos no esporulantes ni el nivel de colonización de especies particulares en las raíces (León 2006, Clapp *et al.* 1995 citado por Öpik 2004), pues algunas especies esporulan pasado el umbral de colonización. El nivel de colonización varía en las especies, lo que es importante debido a que un número alto de esporas no es criterio para definir una colonización eficiente en la raíz. Además, la producción de esporas depende de factores como la planta y el tipo de suelo (León, 2006). La profundidad del suelo determina la abundancia y diversidad de las especies del hongo, pues capas subterráneas pueden ser una fuente oculta de diversidad, como es el caso de *Scutellospora* sp. que incrementa su población con la profundidad (Oehl *et al.*, 2005).

La clasificación de las esporas se realiza basándose en sus caracteres morfológicos, pero estas características pueden cambiar de acuerdo al estado de desarrollo de las estructuras, complicando su identificación taxonómica (Öpik M., 2004). Además, las esporas de los hongos son muy similares morfológicamente y su diversidad genética es altísima, incluso dentro de una misma especie (Leon, 2006).

Los hongos micorrícicos son propagados y dispersados mediante las esporas del suelo, el micelio extraradical y los fragmentos de raíces colonizadas, denominándose a esta fuente de propagación el ‘propagule bank’ (Öpik M., 2004). Pero no todos los hongos utilizan las estructuras mencionadas para infectar una raíz, por lo que tienen diferentes estrategias de colonización entre los miembros de Glomineae y Gigasporineae (Klironomos y Hart, 2002).

Las esporas pueden mantener su habilidad de germinar por varios años en el suelo, y su supervivencia es favorecida por la dormancia que mantiene su población, pues permite sincronizar la germinación en raíces con rápido crecimiento y condiciones favorables (Öpik, 2004).

Las esporas pueden ser dispersadas gracias a la acción del viento, agua o pequeños insectos (lombrices, saltamontes o roedores). El viento puede llevar hasta aproximadamente 2 km de distancia pequeñas esporas (Öpik, 2004).

Los métodos tradicionales para estudiar comunidades micorrízico arbusculares naturales incluyen la identificación de esporas mediante ‘plantas trampa’ (Stuts y Morton, 1996 citado por Öpik, 2004), de manera que el sorgo permite propagar masivamente los hongos (Juarez, 1995), por ser una planta micotrófica facultativa de buena respuesta, ya que se ha encontrado formando una simbiosis efectiva con hongos micorrízicos nativos (Nwaga *et al.*, 2004). Blanco y Salas (1997) describen que ciertas plantas son más fácilmente colonizables que otras por ciertos hongos micorrízicos, y por tanto producen más micelio y esporas.

La distribución fúngica de las esporas no es al azar en comunidades naturales, pues pueden ser afectadas por factores bióticos y abióticos, como huésped, ecosistema, pH del suelo, humedad del suelo, carbono y nitrógeno total del suelo, temperatura, estación, entre otros. (Gosling *et al.*, 2006). De todas maneras la mayor parte de los hongos micorrízicos se adaptan aparentemente a las condiciones de pH del suelo cercano del que fueron aislados (Clark, 1997).

Los monocultivos pueden seleccionar los hongos micorrízicos que necesitan, determinando una reducción de los beneficios potenciales para la planta (Gosling *et al.*, 2006).

Además la restauración de los suelos puede ser logrado incrementando la población de endófitos micorrízicos nativos, reintroduciendo especies pre-existentes (Fracchia *et al.*, 2000).

#### **1.4.2.1. Clasificación**

Los hongos micorrízicos están clasificados en tres familias: Acaulosporaceae (*Acaulospora* y *Entrophospora*), Gigasporaceae (*Gigaspora* y *Scutellospora*) y Glomaceae (*Glomus* y *Sclerocystis*).

Estructuralmente los hongos micorrízicos son de dos tipos: Arum y Paris, la diferencia radica en la presencia (Arum) o ausencia (Paris) de hifas intracelulares dentro de la unidad de colonización (Bago, 2000).

El micelio micorrízico es multinucleado y coenocítico (Dodd, 2000).

#### **1.4.2.2. Infección**

La colonización inicial se da a partir de micelio intacto o de raíces infectadas (McGee, 1989 citado por Öpik, 2004).

Hart y Reader (2005) comprobaron que las diferencias en la estructura del micelio externo son responsables, en cierto modo, de la variación en la estrategia de colonización. Por lo tanto, una tasa de colonización rápida fue debido a la presencia de gran cantidad de estructuras infectivas (hifas y raíces) y que las raíces colonizadas más largas tienen unidades de infección más largas, debido a las divisiones celulares específicas de las hifas que generan arbusculos y vesículas (León, 2006).

El grado de la infección y el desarrollo de las estructuras fúngicas se encuentra influenciado por señales de la planta como: exudados radicales, secreciones de la semilla y gases como dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>), geometría de la raíz, cantidad de nutrientes del suelo, luz o sombra, temperatura y tasas de crecimiento vegetativo (Makoi y Ndakidemi, 2009). Además la disponibilidad de nutrientes (principalmente P) controla la formación/iniciación de la simbiosis, pues el Zn está directamente relacionado con la simbiosis (Gosling *et al.*, 2006).

Una respuesta del huésped contra una infección es la producción de la enzima hidrolítica peroxidasa, la cuál ha sido estudiada para la presencia de micorrizas

arbusculares. Al inicio de la infección la enzima eleva su concentración, pero casi de inmediato la actividad y transcripción disminuyen, probablemente debido al reconocimiento entre los simbioses, de manera que se preserve su integridad (Santos *et al.*, 2001).

El proceso de preinfección para la simbiosis involucra los mecanismos de germinación, crecimiento o alargamiento de la hifa fúngica, formación del apresorio, infección y colonización del tejido cortical del sistema radicular del hospedero. La colonización micorrízica en la raíz es favorecida por la presencia de exudados radicales del huésped, pues se cree que una deficiencia de fósforo hace más permeable las membranas facilitando la secreción de exudados. En estos se encuentran compuestos posiblemente moléculas señales como compuestos fenólicos tales como los flavonoides (flavonas, flavononas, fenoles, isoflavonoides).

La presencia de exudados permite la germinación de las esporas del hongo, el crecimiento y bifurcación de las hifas y la formación del apresorio, pues los compuestos son señales que permiten el contacto entre simbioses (Juarez, 1995).

La infección se inicia con los propágulos del suelo, sean esporas latentes o fragmentos de raíces. La hifa germinativa penetra la raíz entre las células epidermales formando un apresorio en las células. La hifa colonizadora penetra a través de las células corticales (Juarez, 1995), creciendo longitudinalmente en los espacios intercelulares de las células corticales, extendiéndose profundamente en las células radialmente. Las hifas intracelulares proveen un esqueleto para la unidad infectiva. Cuando se encuentran en el interior comienzan a formar las estructuras denominadas 'arbusculos'. Durante la infección, la membrana celular del huésped invagina los arbusculos, los que quedan localizados fuera de la célula dentro del compartimiento apoplástico 'periarbuscular' (Bago, 2000). Las hifas rodean el plasmalema de la célula pero lo deja intacto, siendo esta una amplia superficie de contacto para el intercambio de nutrientes (Juarez, 1995). Al finalizar la colonización, algunos géneros micorrízicos forman vesículas intra o intercelulares (Bago, 2000).

Cuando la colonización interna se ha esparcido por la raíz, la hifa extraradical crece abarcando mayor superficie para formar más puntos de penetración con la raíz huésped, pero también formando una red tridimensional entrando en contacto con las partículas del suelo (Juarez, 1995). Las hifas extraradicales 'corredoras' son el esqueleto extraradical del hongo, y son más complejas de lo pensado anteriormente. Las hifas corredoras de segundo y superiores órdenes forman estructuras enrolladas que son las

hifas absorbentes (branched absorbing structures BAS), los mismos que son generados luego de la infección intraradical. Friese y Allen (1991) citado por Bago (2000) denominan a las estructuras extraradicales como 'hifas absorbentes en red' y consisten en una serie de redes ramificadas en forma de ventilador, que exploran agua y minerales. Las BAS originan a partir de los ápices de las hifas corredoras, y se desarrollan en siete días luego de que las hifas han alcanzado su madurez (aproximadamente cinco semanas). Pero la vida de las BAS puede llegar hasta tres meses, dependiendo de las esporas que están en ellas. Su actividad metabólica es muy grande y la inmadurez de sus paredes celulares permite el alargamiento de estas estructuras alcanzando mayor superficie de absorción de nutrientes (Bago, 2000).

*Glomus* sp. tiene la capacidad de formar anastomosis con sus hifas, en *Acaulospora* no ha sido estudiada y en *Scutellospora* y *Gigaspora* no se ha visto. Esta anastomosis crea una red micelial, capaz de tener flujo multidireccional de nutrientes en distintas partes, incluyendo posiblemente el crecimiento en regiones destruidas (Öpik, 2004).

Los arbusculos son indicativo de que la actividad metabólica de nutrientes a través de las membranas se da activamente, y por lo tanto existe mayor intercambio de nutrientes en el apoplasto (León D, 2006). Los arbusculos son (presumiblemente) el principal sitio de transferencia de nutrientes (fósforo).

La formación de las esporas comienza, en la mayoría de hongos, en la semana 3 o 4 luego de la colonización, de manera que la planta trampa, el suelo y el clima pueden afectar el tiempo y cantidad de esporulación (León, 2006). La esporulación se da solamente después de que el umbral crítico ha sido pasado por la biomasa micorrízica establecida en la raíz, y luego continúa con el desarrollo del hongo. Por lo tanto, es un mito que la esporulación inicia cuando existe estrés de nutrientes en el cultivo (INVAM, 2009).

#### **1.4.2.3. Toma de nutrientes**

Las hifas intraradicales del hongo se encargan de captar carbono mientras que las extraradicales captan nutrientes minerales. Los arbusculos incrementan la superficie de contacto entre los simbioses, en la interfaz arbuscular y las membranas celulares del huésped, se genera la toma de carbono por el hongo y la exportación de nutrientes minerales para la planta. Douds (1994) citado por Bago (2000) encontró una correlación entre los arbusculos y la formación de esporas. El carbono almacenado es el principal

componente de la espora, lo que indica una relación indirecta en la toma de carbono. Los arbusculos tienen una vida promedio más baja, debido a la alta actividad metabólica, mientras que en las zonas más viejas, la actividad declina.

#### **1.4.2.4. Beneficios**

Las micorrizas arbusculares son mutualistas obligados, donde el hongo y la planta cambian recursos minerales y orgánicos mejorando el estado nutricional de una manera que solos no podrían (Bago, 2000).

Los hongos micorrízicos pueden no ser benéficos siempre, pues bajo condiciones determinadas, el hongo engañará a la planta para recibir el aporte de carbono sin beneficio aparente a la planta, lo que causaría el decrecimiento. Además el efecto del hongo es el resultado de la dependencia de la planta, la estructura y tamaño de la comunidad fúngica, las condiciones de suelo y clima y la compatibilidad de estos factores (Kahiluoto, 2000).

La dependencia de la planta por el hongo determinará el ingreso de recursos del suelo por medio de este, de manera que mientras mayor es la dependencia, mayor es la entrega de recursos. La composición de las comunidades de hongos micorrízicos es importante para las plantas, debido a que difieren entre especies para estimular su crecimiento (van der Heijden, 2002).

Las micorrizas arbusculares son capaces de reducir el uso de los fertilizantes y sustituir los biocidas en sistemas orgánicos, aunque para esto es necesario altas tasas de colonización micorrízica (Gosling *et al.*, 2006). En la agricultura, la toma de nutrientes mejorada por la simbiosis posibilita la reducción sustancial del ingreso de fertilizantes (principalmente fósforo) y pesticidas, y, al mismo tiempo, conseguir igual o mayor rendimiento en el campo (Schultz, 2001). La tecnología micorrízica juega un papel importante en la sustentabilidad de los ecosistemas planta–suelo, siendo necesario para conservar recursos naturales y reducir los ingresos de fertilizante químico, de manera que existan prácticas más sostenibles (Phosri *et al.*, 2010).

Los hongos micorrízicos contribuyen con la toma de nutrientes del suelo mediante las hifas (Makoi y Ndakidemi, 2009) y transportando a la planta (Juarez, 1995) principalmente fósforo, pero también zinc y cobre, y nitrógeno móvil (Öpik, 2004; Makoi y Ndakidemi, 2009; van der Heiden, 2002, Gosling *et al.*, 2006), incluyendo otros elementos como: potasio, calcio, magnesio y hierro (Makoi y

Ndakidemi, 2009). Pero esta colonización reduce la absorción del Manganeseo del huésped (Gosling *et al.*, 2006).

La colonización micorrízica ha resultado en el incremento del área foliar, la biomasa total y de radical de las plantas asociadas. Estas plantas han retrasado la senescencia foliar y estimulado el crecimiento del tallo (Entry *et al.*, 2002). Además según Simpson y Draft (1990) citado por Entry *et al.* (2002), el déficit hídrico incrementa los porcentajes de colonización en raíces y reduce la producción de esporas cuando *Acaulospora* sp. o *Glomus* sp. se asociaron con maíz o sorgo.

Ciertas teorías propuestas por Hodge *et al.* (2001) sugieren que los hongos micorrízicos podrían ser saprofiticos debido a la presencia de sus hifas en zonas con materia orgánica, y ciertos tipos pueden adquirir el nitrógeno directamente de fuentes orgánicas .

Una respuesta de crecimiento de la planta es mucho mayor si la comunidad de hongos micorrízicos presentes pertenecen a diferentes géneros (van der Heijden, 2002).

Además provee protección en situaciones de estrés hídrico, mejora la retención de humedad, la estructura del suelo y confiere resistencia a los metales pesados (Öpik 2004), así como juegan un rol importante en el mantenimiento de las propiedades físicas del suelo (Makoi y Ndakidemi, 2009).

Los hongos micorrízicos también están involucrados en la supresión de enfermedades, generalmente causadas por hongos patógenos del suelo (Gosling *et al.*, 2006). Guillemín *et al.* (1994) citado por Schultz (2001) reportan que la inoculación de micorrizas genera efectos de tolerancia a patógenos fúngicos como *Phytophthora* sp.

La resistencia a patógenos se da en las plantas que han sido colonizadas, tanto en las raíces que contienen o no estructuras micorrízicas, es decir un mecanismo de defensa localizado y sistémico es generado por la micorriza arbuscular (Öpik, 2004), pero también puede deberse a una competencia por espacio (Makoi y Ndakidemi, 2009; Azcón-Aguilar y Barea citado por Gosling *et al.*, 2006) o por la producción de antibióticos (Juarez, 1995). Whipps (2004) citado por Makoi y Ndakidemi (2009) indica que la presencia de micorriza induce a una respuesta más rápida de la planta frente al ataque de un patógeno, debido a algunos factores histológicos y fisiológicos asociados a la tolerancia de plantas micorrizadas (Matsubara *et al.*, 2004). La resistencia aparente puede deberse al mejoramiento de la nutrición en la planta, operando simultáneamente con mecanismos de defensa (Gosling *et al.*, 2006), reduciendo los efectos negativos del patógeno suprimiendo su crecimiento (Borowicz, 2001). Una vez que la colonización ha

ocurrido, el patógeno es sacado de la célula, pero mejores resultados se dan cuando la simbiosis ocurrió antes de la infección patológica (Gosling *et al.*, 2006).

Cuando la colonización del hongo micorrízico es producida en el interior de la célula radical, el patógeno es excluido de la misma. Este control es más efectivo si la micorriza es producida antes del ataque patogénico (Gosling *et al.*, 2006).

Los exudados de los hongos en la raíz pueden cambiar la comunidad de las poblaciones microbianas del suelo, la arquitectura y mecanismos bioquímicos de defensa de las raíces del huésped (Makoi y Ndakidemi, 2009).

La formación de agregados en el suelo se da gracias a la secreción de la glicoproteína Glomalina por el hongo (Öpik, 2004), gracias a efectos físicos (hifas), químicos (glomalina), condiciones de crecimiento para raíces e hifas (González-Chavez *et al.*, 2004); lo que favorece en la estabilidad de los agregados (Makoi y Ndakidemi, 2009). Estos agregados favorecen a la estructura del suelo y por tanto estos contienen una cantidad de agua disponible mayor que uno pobremente estructurado (Augé, 2004).

La simbiosis micorrízica altera las respuestas frente a la sequía (Augé, 2004). Los mecanismos que los hongos utilizan para incrementar la tolerancia al estrés hídrico son: aumentan la conductividad hidráulica en raíces, mejoran la regulación osmótica y el contacto con agua de poros pequeños del suelo mediante las hifas generando mayor superficie de absorción. La tolerancia se da cuando hay estrés moderado, pero en estrés severo no hay gran infectividad (Makoi y Ndakidemi, 2009). Las plantas micorrizadas presentan conductancia estomática más alta y transpiración, además permite que las hojas mantengan un balance hídrico más parecido a lo normal (sin estrés) y fijan más carbono durante el estrés hídrico. En estas condiciones alteran las propiedades osmóticas y elásticas en hojas y raíces (Augé, 2004).

Los beneficios otorgados por los hongos micorrízicos difieren de acuerdo a la especie vegetal, debido a su habilidad de absorber nutrientes del suelo (Makoi y Ndakidemi, 2009), y a la selectividad entre el hongo y el huésped, generando efectos desde el incremento en la absorción de nutrientes hasta un crecimiento negativo (Gosling *et al.*, 2006).

El alcance del fósforo inorgánico por la planta mediante los hongos micorrízicos es más eficiente en plantas con sistema radical bueno, pero con pocos pelos absorbentes, pues las hifas fúngicas le dan ese soporte para acceder al fósforo del suelo, debido al incremento de la superficie de suelo explorado, pues actúan como

extensión del sistema radical (van der Heijden, 2002), y a la actividad enzimática de fosfatasa generado por las hifas (Makoi y Ndakidemi, 2009).

Las raíces de las plantas dependientes de micorriza son generalmente gruesas y poco ramificadas, con pocos pelos absorbentes, y su capacidad de atrapar nutrientes es baja (van der Heijden, 2002).

La palma aceitera (*E. guineensis*) y americana (*E. oleifera*) producen raíces cilíndricas adventicias sin pelos absorbentes, lo que las hace dependientes de los hongos micorrízicos para la nutrición (Corley y Tinker, 2003), pues su limitado desarrollo del sistema radical, y las observaciones de la alta colonización micorrízica, sugieren la alta dependencia de la palma con la micorriza (Phosri *et al.*, 2010).

Sieverding (1991) citado por Maldonado (2008) señala que ya que la palma aceitera es una de las especies frecuentemente colonizadas por hongos micorrízicos bajo condiciones naturales, pues la dependencia micorrízica de la palma es muy alto; por lo que se puede considerar una especie micotrófica obligada. Las raíces de la palma aceitera establecidas en campo fueron encontradas colonizadas por hongos micorrízicos arbusculares en condiciones naturales (Blal y Gianinazzi-Pearson, 1989 citado por Schultz, 2001; Nadarajah (1980) citado por Phosri *et al.* (2010).

La micorriza también está presente en varias palmas del género *Elaeis* luego de la inoculación en vivero (Blal *et al.*, 1990 citado por Schultz, 2001).

La mayor rentabilidad para inocular hongos micorrízicos representan los cultivos que tienen una fase previa de vivero, donde la inoculación representa un costo menor y la colonización una vez establecida, permanece durante el establecimiento definitivo en campo (Blanco y Salas, 1997). Phosri *et al.* (2010) menciona que la situación de las plántulas de vivero en palma aceitera es diferente a la de campo establecido, pues la infección es mínima o ausente. Probablemente debido a la interacción entre niveles altos de fósforo y el desarrollo de la simbiosis.

Plantas micorrizadas incrementan la calidad y cantidad de polen, mejorando el funcionamiento de las flores masculinas (Poulton *et al.*, 2001), además de reducir el aborto de frutos y semillas (Öpik, 2004). Allsopp y Stock (1992); Hartnett *et al.*, (1993); Shumway y Koide (1995), citados por Moora y Zobel (1998) aunque los hongos micorrízicos pueden incrementar la fecundidad de las plantas.

### 1.4.3. Fósforo

El fósforo es un elemento esencial en la vida vegetal debido a su función en la estructura de los ácidos nucleicos y fosfolípidos, nucleoproteínas, fitinas, ADP, ATP, también forma parte del ADN, ARN y ribosomas, razón por la cual es importante para el proceso de división nuclear y celular; y la fotosíntesis (Padilla, 2002).

El fósforo colabora con el metabolismo del carbono y la activación/desactivación de enzimas como la fosfoglucomutasa, por lo que está clasificado como el segundo elemento más importante después del nitrógeno, y su deficiencia reduce la producción en el cultivo (Makoi y Ndakidemi, 2009).

Epstein (1975) citado por Santos *et al.* (2001) enfatiza que el fósforo tiene efectos directos en procesos de la planta, actuando usualmente como co-factor bioquímico. Además es de importancia en la respiración y promueve la rápida formación y crecimiento de raíces (PPI, 1997).

El fósforo es un recurso no renovable (como el nitrógeno) y de alta fijación al suelo (Makoi y Ndakidemi, 2009) de manera que si el pH se encuentra bajo 5.5 su disponibilidad es limitada (Padilla, 2002).

El compuesto fosfórico disponible para las plantas es el ión ortofosfato primario ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ), aunque pueden absorber también el ión ortofosfato secundario ( $\text{HPO}_4^{2-}$ ). El fósforo soluble del suelo se conjuga con otros elementos como el calcio, hierro, aluminio y manganeso o se enlaza con las superficies reactivas del óxido de hierro y aluminio, lo que disminuye la disponibilidad de fósforo para la planta. En la capa arable del suelo puede existir hasta 3000 kg de fósforo pero del cual es asimilable solamente 4 kg. Además el fósforo es poco móvil, y para su movimiento requiere de procesos de difusión, el mismo que es muy lento, de poco alcance y dependiente de la humedad (PPI, 1997).

La introducción de micorriza puede mejorar la toma de nutrientes en la planta y mejorar su crecimiento. La introducción de un (o un grupo de) hongo micorrízico apropiado puede mejorar la toma de fósforo (Makoi y Ndakidemi, 2009).

Las prácticas agrícolas como la fertilización con fósforo pueden afectar la nutrición y el crecimiento de fases iniciales de maíz (*Zea mays*) debido a la afección en el desarrollo micorrízico y su funcionamiento (Gavito y Miller, 1998).

La importancia de la micorriza decrece o cesa cuando la disponibilidad de fósforo en el suelo supera los niveles que requiere la planta (Koide citado por van der

Heiden, 2004; Gosling *et al.*, 2006), de manera que existe alta colonización en sitios con bajo contenido de P, y las aplicaciones excesivas reducen la colonización y la población de esporas (Gosling *et al.*, 2006) por el daño que se produce en el micelio (Juarez, 1995).

Un nivel elevado de fósforo disponible en el suelo limita la colonización y por tanto causa costos de carbono al huésped más altos que los beneficios otorgados (Ryan y Graham, 2002). La formación de arbusculos es sensible también, de manera que se requiere una cantidad baja o moderada, pero si la cantidad es muy baja la colonización (formación arbuscular) es inhibida (Ezawa *et al.*, 2002).

En casos que la colonización del hongo esté fuertemente establecida en condiciones de alta concentración de fósforo, el crecimiento vegetal puede disminuir (Gosling *et al.*, 2006). La comunidad micorrízica no varía con el exceso de fósforo, pero si la población de esporas y la colonización en raíces (Kahiluoto *et al.*, 2001). Treseder (2004) encontró que la población de hongos micorrízicos reduce en 32% bajo condiciones de fertilización fosforada. Schultz (2001) sugiere que a una concentración alta de nutrientes especialmente el fósforo tiene un efecto inhibitorio en la germinación de la spora y el crecimiento. Ramos-Zapata *et al.* (2006) determinaron que la pobre colonización de raíces ocurre bajo niveles altos de P del suelo (24 ppm).

Además, el rol del mineral está involucrado en la regulación de la simbiosis a través de la síntesis, estimulación o activación de proteínas y enzimas del huésped (Lambais y Mehdy, 1995 citado por Santos *et al.*, 2001).

La colonización micorrízica así como la expresión diferencial de algunas proteínas es regulada por el nivel de fósforo de la planta [Gianinazzi *et al.* (1992) citado por Santos *et al.* (2001)]. Algunas investigaciones y por tanto autores mencionan que la simbiosis puede ser regulada por el nivel de fósforo en los tejidos vegetales y no solo por el presente en el suelo (Santos *et al.*, 2001)

La contribución de fósforo por el hongo micorrízico en condiciones de campo depende de la abundancia y efectividad de la transferencia de fósforo a la planta (Zakaria y Abbott, 2003). Debido a esto se han encontrado que las plantas cultivadas en sitios con baja disponibilidad de nutrientes suelen ser micótrofas debido a su necesidad de mejorar la toma de nutrientes (León, 2006)

### **1.4.3.1. Mecanismos de transporte de nutrientes en la simbiosis**

#### **1.4.3.1.1. Fósforo**

Los procesos de transporte de fósforo dentro de las estructuras micorrízicas internas involucran dos clases: el transporte dentro y fuera de los organelos donde son almacenados y metabolizados, y la translocación de nutrientes por las hifas (Bago *et al.*, 2002). La translocación de nutrientes a través de las interfaces involucra flujo pasivo de solutos del donador en el espacio apoplástico, seguido de una toma activa del receptor. Las membranas son modificadas al momento de la simbiosis de manera que la pared celular de la planta es más fina alrededor de los arbusculos, además que la quitina tiene características amorfas a diferencia de las normalmente rígidas. Las membrana periarbuscular y la de la hifa extraradical muestran actividad de ATPasas, las mismas que actúan como transportadores secundarios para la toma de fósforo, y son importantes para la absorción de los iones fosfato por la planta (Ferrol *et al.*, 2002). Las concentraciones de fósforo inorgánico (Pi) en el hongo muy a menudo se encuentran bajo 10  $\mu\text{M}$ , mientras que en las plantas, la concentración en el citoplasma este alrededor de 10 mM. Por esta razón el intercambio de Pi entre los simbioses requiere de sistemas dependientes de energía. Ha sido identificado el sistema de simporte con gradiente de protones  $\text{H}^+/\text{ATPasa}$ .

Cuando el fósforo del suelo ha sido tomado del suelo, es utilizado para mantener las funciones celulares, como generar energía y biosíntesis de fosfolípidos, ácidos nucleicos y precursores de carbohidratos. Cuando estas funciones han sido completadas, y si el hongo es capaz de tomar mayor cantidad de fósforo, lo lleva a las vacuolas seguido de la formación de largas cadenas de polifosfatos. Estos en conjunto con el fósforo inorgánico y el fósforo orgánico (ésteres-P) están involucrados en el movimiento de larga distancia (Ezawa *et al.*, 2002). La movilidad se da (posiblemente) mediante un sistema de vacuolas móviles hacia las hifas intraradicales, en donde la acción de las fosfatasas y exopolifosfatasas hidrolisa las cadenas dejando fósforo libre (Ezawa *et al.*, 2001 citado por Ferrol *et al.*, 2002).

La liberación del fósforo, según hipótesis de Harley y Smith (1983) y Smith y Read (1997) citados por Ferrol *et al.* (2002), se da gracias a la “muerte” de los arbusculos, pues alrededor de 7 a 11 días estos se rompen liberando el fósforo que es tomado por la planta huésped.

El fósforo inorgánico es el principal componente del almacén de las vacuolas junto con polifosfato. El polifosfato son cadenas lineares de polímeros de fósforo inorgánico con enlaces de alta energía, que es empleado principalmente como almacenamiento temporal. La longitud de las cadenas de polifosfato varía y es mayor en las hifas extraradicales que en las intraradicales

#### **1.4.3.1.2. Carbono**

El carbono es la fuente principal de alimento de la que dependen los hongos micorrízicos de la planta huésped, ya que otorga aproximadamente el 20% del total de fotoasimilado hacia el hongo (Ferrol *et al.*, 2002).

El recurso de carbono que otorga la planta es hexosa (principalmente glucosa) (Ferrol *et al.*, 2002), la misma que es tomada por las hifas intraradicales y transformada en moléculas comunes como trehalosa, glicógeno y quitina. Este último se ha visto que es trasladado de las hifas intraradicales a las extraradicales principalmente antes de la esporulación del hongo (Bago *et al.*, 2002). La glucosa 6-P es la clave en el metabolismo de azúcares y usado en la biosíntesis de carbohidratos incluyendo a la trehalosa, un almacenamiento temporal de carbono en el hongo micorrízico (Ezawa *et al.*, 2002).

El hongo toma el carbono del espacio apoplástico, pero no es claro aún si se requiere transporte activo para el flujo del mismo o si las concentraciones del compuesto en las zonas de intercambio permiten la difusión facilitada (Ferrol *et al.*, 2002).

Las hexosas tomadas por el hongo son transformadas a triacilgliceroles (lípidos) por las hifas intraradicales y para su posterior almacenamiento. Los triacilgliceroles son el “combustible” de las hifas extraradicales, pues no pueden tomar hexosa como fuente de carbono. Esto muestra que las hifas intraradicales producen los compuestos que necesitan las extraradicales y los exportan para su uso, moviéndolos a través de las hifas corredoras como cuerpos lipídicos en forma bidireccional (Bago *et al.*, 2002).

En investigaciones realizadas en palma aceitera se han encontrado que las palmas micropropagadas incrementan el coeficiente de uso de fertilizante 4 o 5 veces luego de la inoculación (Blal *et al.*, 1990 citado por Schultz, 2001). Widiastuti and Tahardi (1993) citados por Schultz (2001) mostraron que la inoculación con hongos

micorrízicos incrementó el crecimiento y toma de fósforo en un 37-44% en *plantlets* de palma.

### **1.5. Sistema de hipótesis**

Los consorcios simbióticos micorrízicos nativos de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) son útiles como bioinoculantes en fase de vivero, contribuyendo con el rendimiento de las plantas y reduciendo los costos de inversión.

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo (*Sorghum vulgare*) bajo condiciones de invernadero

##### 3.1.1. Características del Sitio Experimental

###### 3.1.1.1. Ubicación del ensayo

La fase de invernadero consistió en la reproducción de los consorcios micorrízicos colectados. Se realizó en macetas plásticas. El sitio experimental estuvo ubicado en la propiedad del Sr. Napoleón Yandún ubicado en el Cantón La Concordia, Provincia Esmeraldas, bajo las siguientes condiciones:

Altitud:	264 msnm
Precipitación media anual:	3071 mm
Temperatura media anual:	25.1° C
Humedad relativa:	80 %

##### 3.1.2. Factor en estudio

Comportamiento micorrízico

##### 3.1.3. Tratamientos

Los tratamientos fueron 57 consorcios de micorrizas las mismas que se evaluaron en macetas plásticas con plantas trampa de sorgo (*Sorghum vulgare*).

##### 3.1.4. Análisis Estadístico

###### 3.1.4.1. Diseño Experimental

Para el análisis de variancia se utilizó el Diseño Completamente al Azar (DCA) con 3 repeticiones. Se realizó la prueba de Tukey al 5% para determinar los rangos de significación en caso de haber diferencias.

###### 3.1.4.2. Unidad experimental

Estuvo conformada por una maceta de 6 kg de capacidad, en la cual se colocó 10 semillas de sorgo como planta trampa, manteniéndolas hasta el final del ciclo estimado de reproducción de inóculo (tres meses).

### 3.1.4.3. **Total de unidades experimentales**

El ensayo total estuvo conformado por 171 macetas.

### 3.1.5. **Variables en estudio y métodos de evaluación**

3.1.5.1. **Altura de planta (cm):** En dos plantas de sorgo de cada maceta, mediante el uso de un flexómetro, se midió la altura de la planta desde la base del tallo hasta la yema apical a los 60 días después de la siembra, según lo descrito por Morales y Durango (2008).

3.1.5.2. **Emisión foliar:** Se cuantificó el número de hojas, en dos plantas de sorgo de cada maceta, contando la cantidad de hojas que ha emitido la planta desde la siembra hasta los 60 días después de la siembra según lo descrito por Morales y Durango (2008).

3.1.5.3. **Producción de materia seca foliar:** Se determinó el peso fresco de dos plantas de sorgo por maceta, para luego colocarlas en la estufa por 24 horas a 75° C, registrando finalmente el peso seco de las plantas evaluadas. Esta variable se evaluó a los 75 días después de la siembra, según lo descrito por Morales y Durango (2008).

3.1.5.4. **Población de esporas:** Para la determinación de la población de esporas micorrízicas obtenidas en el sustrato a los 90 días, se empleó el método de “tamizado en húmedo y decantación” (Anexo 1) de Gerdemann y Nicholson (1963). La población total se determinó en número de esporas sanas por 100 gramos de sustrato.

3.1.5.5. **Densidad visual del endófito (#/47.5%):** En las raíces, esta variable se evaluó a los 90 días, para lo cual se aplicó el método de clarificación y tinción de raíces (Anexo 2), siguiendo la técnica de Phillips y Hayman (1970). Se usó una escala de 0 a 5, para calcular la densidad de endófito según lo descrito por Herrera (1993).

### 3.1.6. **Métodos específicos de manejo del experimento**

#### 3.1.6.1. **Esterilización del sustrato**

El sustrato que se usó en las macetas fue una mezcla de suelo de palma, cascarilla de arroz y arena, en una proporción de 5:2:1, respectivamente, el mismo que fue previamente esterilizado durante 1 hora, a 15 libras de presión, en un autoclave de la extractora Palmeras de los Andes (PDA) Quinindé.

### **3.1.6.2. Incremento del inóculo micorrízico**

El inóculo se reprodujo a partir de cada una de las muestras obtenidas en diferentes zonas palmicultoras del Ecuador. Se utilizó el método de contenedores trampa, para lo cual se empleó macetas plásticas de 6 kg de capacidad, en las cuales se colocó el sustrato antes descrito. Se adicionó como inóculo micorrízico 5 g del suelo con los consorcios micorrízicos colectado en el estudio de Maldonado (2008). Se colocó 10 semillas de la planta hospedera (*Sorghum vulgare*), en cada una de las macetas, y se las mantuvo en condiciones de invernadero durante 90 días. Con base a la capacidad de colonización de los diferentes consorcios micorrízicos se seleccionaron los posibles inóculos para ser probados en condiciones controladas de vivero.

### **3.1.6.3. Tinción de raíces**

Para esto se utilizó la metodología de “Despigmentación y tinción de raíces con aplicación de calor”, siguiendo la técnica de Phillips y Hayman (1970). Se usó las raicillas de la planta después de la tinción y se colocaron sobre una placa portaobjetos, cubriéndolo posteriormente con un cubreobjeto. Se observó cada placa bajo el lente de 10X del microscopio óptico. Para iniciar la observación se colocó en el extremo superior izquierdo de la placa y se hicieron tres barridos sobre la placa en dirección izquierda-derecha, derecha-izquierda e izquierda-derecha respectivamente. En cada intersección con las raicillas, se calificó la densidad visual del endófito usando seis categorías en la escala de 0 a 5, según lo descrito por Herrera (1993).

### **3.1.6.4. Población de esporas de micorriza**

Para la extracción de esporas de micorriza se siguió la metodología descrita por Gerdemann y Nicholson (1963) y posteriormente se cuantificó la cantidad total de esporas extraídas bajo el lente del estereomicroscopio.

## **3.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero**

### **3.2.1. Características del sitio experimental**

#### **3.2.1.1. Ubicación del ensayo**

Para esta fase se utilizó un vivero localizado en el Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (INIAP) Estación Experimental Santo

Domingo (EESD) ubicado en el Cantón La Concordia, Provincia Esmeraldas, km 38 de la Vía Santo Domingo-Quinindé.

### 3.2.2. Factores en estudio

#### Consortios micorrízicos (M)

Se probó cuatro consorcios micorrízicos de los mejores inóculos incrementados en la fase I y además una cepa testigo cero.

**Tabla 2.1.-** Códigos de los consorcios micorrízicos seleccionados para evaluar su eficiencia en condiciones de vivero

Código	Significado
M0	Testigo
M1	Cepa 24 (Quinindé)
M2	Cepa 34 (San Lorenzo)
M3	Cepa 5 (La Concordia)
M4	Cepa 46 (Quevedo)

#### Dosis de fertilización fosforada (F)

La dosis de fertilización de fósforo (fosfato diamónico, DAP) fue de 25% dosis estándar (DS), 50% (DS), 75% (DS), 100% y 125% (DS) de la fertilización establecida para vivero recomendada por la Estación Experimental Santo Domingo (EESD) del INIAP.

**Tabla 2.2.-** Códigos de las dosis de fertilizante fosforado para la fase de vivero

Código	Significado	g P/planta	mg P/kg suelo
F25	25% dosis estándar	2.5	152
F50	50% dosis estándar	5.0	304
F75	75% dosis estándar	7.5	456
F100	dosis estándar	10.1	608
F125	125% dosis estándar	12.6	760

### 3.2.3. Tratamientos

Los tratamientos estuvieron formados por la interacción de los factores en estudio, consorcios micorrízicos y dosis de fertilización fosforada (Tabla 2.4).

**Tabla 2.3.-** Tratamientos para la evaluación de consorcios simbióticos micorrízicos nativos de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) para el estudio de su eficiencia infectiva en fase de vivero

Tratamiento	Interacción	Descripción
T1	M0xF100	testigo x DS
T2	M1xF25	cepa 24 x 25% DS
T3	M1xF50	cepa 24 x 50% DS
T4	M1xF75	cepa 24 x 75% DS
T5	M1xF100	cepa 24 x DS
T6	M1xF125	cepa 24 x 125% DS
T7	M2xF25	cepa 34 x 25% DS
T8	M2xF50	cepa 34 x 50% DS
T9	M2xF75	cepa 34 x 75% DS
T10	M2xF100	cepa 34 x DS
T11	M2xF125	cepa 34 x 125% DS
T12	M3xF25	cepa 5 x 25% DS
T13	M3xF50	cepa 5 x 50% DS
T14	M3xF75	cepa 5 x 75% DS
T15	M3xF100	cepa 5 x DS
T16	M3xF125	cepa 5 x 125% DS
T17	M4xF25	cepa 46 x 25% DS
T18	M4xF50	cepa 46 x 50% DS
T19	M4xF75	cepa 46 x 75% DS
T20	M4xF100	cepa 46 x DS
T21	M4xF125	cepa 46 x 125% DS

### 3.2.4. Análisis estadístico

#### 3.2.4.1. Diseño experimental

Para el análisis de variancia se utilizó un arreglo factorial 4x5+1 implementado en un Diseño Completamente al Azar (DCA) con 8 observaciones por tratamiento, se utilizó la prueba de Tukey al 5% para determinar rangos de significación de existir diferencias estadísticas.

#### 3.2.4.2. Unidad experimental

Estuvo conformada por una plántula de vivero material INIAP Tenera de cuatro meses de edad, mantenida hasta los 210 días después de la inoculación (DDI) en fase de vivero principal.

### 3.2.4.3. **Ensayo total**

El ensayo total estuvo conformado por 168 plántulas de palma aceitera bajo condiciones de vivero.

### 3.2.5. **Variables en estudio y métodos de evaluación**

3.2.5.1. **Altura de planta (cm):** Mediante el uso de un flexómetro, se midió la altura desde el bulbo de la planta hasta a la yema apical de cada palma a los 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 días después de la inoculación (DDI), según lo descrito por Navarrete (2005).

3.2.5.2. **Emisión foliar:** Se cuantificó el número de hojas por cada planta de palma, contando la cantidad de hojas que ha emitido la planta desde la siembra hasta los 3 y 6 meses, en cada planta, según lo descrito por Navarrete (2005).

3.2.5.3. **Porcentaje de colonización micorrízica (%) y densidad visual del endófito (#/47.5%):** En las raíces terciarias y cuaternarias de cada planta de palma, estas variables se evaluaron a los 210 DDI, para lo cual se aplicó el método de “Despigmentación y tinción de raíces con aplicación de calor” (Anexo 2), siguiendo la técnica de Phillips y Hayman (1970). Se usó una escala de 0 a 5, para calcular la densidad de endófito, según lo descrito por Herrera (1993).

3.2.5.4. **Porcentaje de materia seca foliar (%):** Se determinó el peso fresco de tres plantas evaluadas por tratamiento, para luego colocarlas en la estufa por 24 horas a 75° C, registrando finalmente el peso seco. Esta variable se evaluó a los 210 DDI, según lo descrito por Cuesta *et al.* (2008). Con estos valores: iniciales de peso fresco y finales de peso seco, se calculó el porcentaje de materia seca foliar mediante la fórmula:

$$\%MS = (\text{Peso seco/peso fresco}) * 100$$

3.2.5.5. **Porcentaje de materia seca radicular (%):** Se determinó el peso fresco de tres plantas evaluadas por tratamiento, para luego colocarla en la estufa por 24 horas a 75° C, registrando finalmente el peso seco. Esta variable se evaluó a los 210 DDI, según lo descrito por Cuesta *et al.* (2008). Con estos valores: iniciales de peso fresco y finales de peso seco, se calculó el porcentaje de materia seca radicular mediante la fórmula:

$$\%MS = (\text{Peso seco/peso fresco}) * 100$$

3.2.5.6. **Área foliar (m<sup>2</sup>):** Se determinó el área foliar de cada planta de palma en base con los valores de ancho y largo promedio de 6 foliolos de la hoja N° 3 de la planta y el

número de foliolos de dicha hoja, según lo descrito por Taylor *et al.* (2008), mediante la fórmula:

$$\text{Área foliar} = 0.5 * A * L * Nf$$

A: Ancho promedio

L: Largo promedio

Nf: Número de foliolos

**3.2.5.7. Área foliar específica (cm<sup>2</sup>/g):** Se determinó el área foliar específica de cada planta de palma, calculando el peso seco de dos segmentos centrales de 100 cm<sup>2</sup> de dos foliolos de la hoja 3, según Martínez (2010). Se utilizó la siguiente fórmula:

$$AFE = AFm(100 \text{ cm}^2) / PSm$$

AFE: Área foliar específica

AFm: Área foliar promedio de los segmentos centrales

PSm: Peso seco promedio de los segmentos

**3.2.5.8. Contenido de fósforo:** Se estableció el contenido de elementos nutricionales acumulados en la biomasa foliar total de cada planta de palma al término del ensayo de vivero. Este parámetro se determinó en el laboratorio de suelos, aguas y foliares de la Estación Experimental Santa Catalina del INIAP.

### **3.2.6. Métodos específicos de manejo del experimento**

El tiempo de evaluación de las plantas de vivero después de la inoculación con las micorrizas arbusculares fue de 210 días, debido a que el tiempo de permanencia de una planta de vivero es de aproximadamente 12 meses (Chávez y Rivadeniera, 2003). El previvero de INIAP EESD fue manejado con una duración de 4 meses, y el vivero principal durante 8 meses, de manera que las evaluaciones se realizaron en el vivero principal durante 7 meses y un mes adicional se esperó luego del trasplante del previvero al vivero debido a la aplicación del insecticida Furadan 10G. Con este manejo se culminó la fase de vivero, de acuerdo a las recomendaciones establecidas por INIAP EESD.

#### **3.2.6.1. Desinfección del sustrato**

El sustrato de las fundas del vivero se desinfectó, bajo la recomendación de la EESD del INIAP, con el fungicida Captan (2.5 g/L) y con el insecticida Furadan 4F (1mL/L), equivalente a 0.1 mg corbofuran/kg suelo, para el control de hongos

fitopatógenos, de posibles consorcios micorrízicos presentes en ese suelo y de los insectos chupadores *Dismicoccus brevipes*, *Rhizoecus* prob. *americanus* y *Neolecanium silverai*, aplicando en drench 100 mL de la solución con insecticida y fungicida, por funda.

#### 3.2.6.2. **Transplante de plantas de vivero**

Las plántulas de vivero (16 semanas de edad) se transplantaron a fundas de polietileno de 15 pulgadas x 18 pulgadas llenas de suelo fértil, para lo cual se hizo un hueco de 6 pulgadas de diámetro y 8 pulgadas de profundidad y se aplicó al fondo del agujero, 2 g de Furadan 10G (121 mg carbofuran/kg suelo) y la dosis del fertilizante fosfato diamónico (DAP) establecido para cada tratamiento del ensayo, en el fondo del agujero, tapando con un poco de tierra antes de colocar la plántula con el pan de tierra.

#### 3.2.6.3. **Inoculación del inóculo micorrízico**

A las 3 semanas después del transplante y de la aplicación del insecticida Furadan y el fertilizante DAP, se inoculó 20 g de sustrato micorrízico conteniendo entre 500 y 600 esporas de hongos formadores de micorriza (Tabla 2.6), determinadas mediante la metodología descrita por Gerdemann y Nicholson (1963), colocándolo en una corona alrededor de la plántula.

**Tabla 2.4.-** Características de los inóculos micorrízicos

Código	Procedencia	Esporas/20gss
M1	Quinindé	607.67
M2	San Lorenzo	508.67
M3	La Concordia	568.00
M4	Quevedo	680.33

#### 3.2.6.4. **Manejo agronómico del vivero**

El manejo agronómico del vivero se llevó a cabo de acuerdo a las recomendaciones en cuanto a control fitosanitario, control de malezas y riego de la EESD del INIAP. La fertilización se manejó diferente con respecto al fertilizante fosforado aplicando dosis de 25% (2.5 g P/planta), 50% (5 g P/planta), 75% (7.5 g P/planta), y 125% (12.6 g P/planta) con respecto a la usada en el manejo estándar 100% (10.1 g P/planta) del vivero (Tabla 2.3).

**Tabla 2.5.-** Dosis de fertilizantes químicos aplicados en la fase de vivero desde el trasplante hasta los 210 DDI.

<b>Fuente de fertilizante</b>	<b>Dosis (g fertilizante/planta)</b>
Urea	80
Fosfato Diamónico 46% P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (DAP)	60
Muriato de Potasio	35
Sulfato de Magnesio (25% MgO)	85
Boro	30

**Tabla 2.6.-** Dosis de elementos puros aplicados por planta en la fase de vivero desde el trasplante hasta los 210 DDI.

<b>Elemento químico</b>	<b>Total elemento (g/planta)</b>
N	37
K	18
Mg	13
B	30

### 3.2.6.5. Tinción de raíces

Para esto se utilizó la metodología de “Despigmentación y tinción de raíces con aplicación de calor”, siguiendo la técnica de Phillips y Hayman (1970). Se usó las terciarias y cuaternarias de la plántula después de la tinción y se colocaron sobre una placa portaobjetos, cubriéndolo posteriormente con un cubreobjeto. Se observó cada placa bajo el lente de 10X del microscopio óptico. Para iniciar la observación se colocó en el extremo superior izquierdo de la placa y se hicieron tres barridos sobre la placa en dirección izquierda-derecha, derecha-izquierda e izquierda-derecha respectivamente. En cada intersección con las raicillas, se calificó la densidad visual del endófito usando seis categorías en la escala de 0 a 5, según lo descrito por Herrera (1993).

### 3. RESULTADOS

#### 3.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo (*Sorghum vulgare*) bajo condiciones de invernadero

Al evaluar los 57 consorcios micorrízicos obtenidos en el estudio “Comportamiento de la asociación micorrízica en el material germoplásmico de palma aceitera en Ecuador” (Maldonado, 2008), se obtuvieron los siguientes resultados para las variables evaluadas.

##### 3.1.1. Altura de planta

A los 60 días después de la siembra de las plantas, los consorcios micorrízicos no muestran significación estadística al ser evaluados a través de la *altura de planta* (Tabla 3.1). El promedio general de la *altura de planta* fue de 65.86 centímetros y el coeficiente de variación fue de 32.4%.

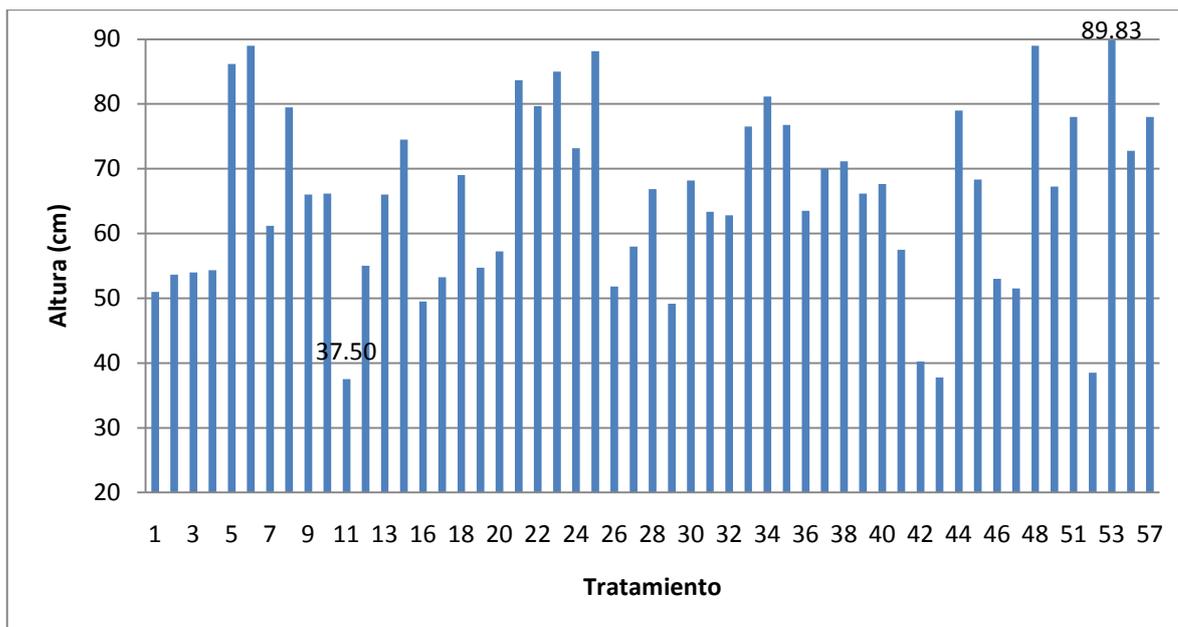
**Tabla 3.1.-** ANOVA para altura de planta trampa (*Sorghum vulgare*) a los 60 días después de la siembra.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Consortios	26621.82	52	511.95	1.12 <sup>ns</sup>
Error Experimental	40292.00	88	457.86	
Total	66913.82	140		

CV = 32.4%

Promedio general (cm) = 65.86

El tratamiento con altura más baja, se muestra en la figura 3.1, y fue el 11 (zona La Concordia) con un promedio de 37.5 cm y el más alto fue el tratamiento 53 (zona El Oriente) con promedio de 89.83 cm (Anexo 3).



**Figura 3.1.-** Alturas medias correspondiente a las plantas trampa (*S. vulgare*) de la fase de invernadero.

### 3.1.2. Emisión foliar

A los 60 días después de la siembra de las plantas, los consorcios micorrízicos no muestran significación estadística al ser evaluados a través de la *emisión foliar* (Tabla (Tabla 3.2). El promedio general de la *emisión foliar* de planta fue de 7.54 hojas y el coeficiente de variación fue de 7.54%.

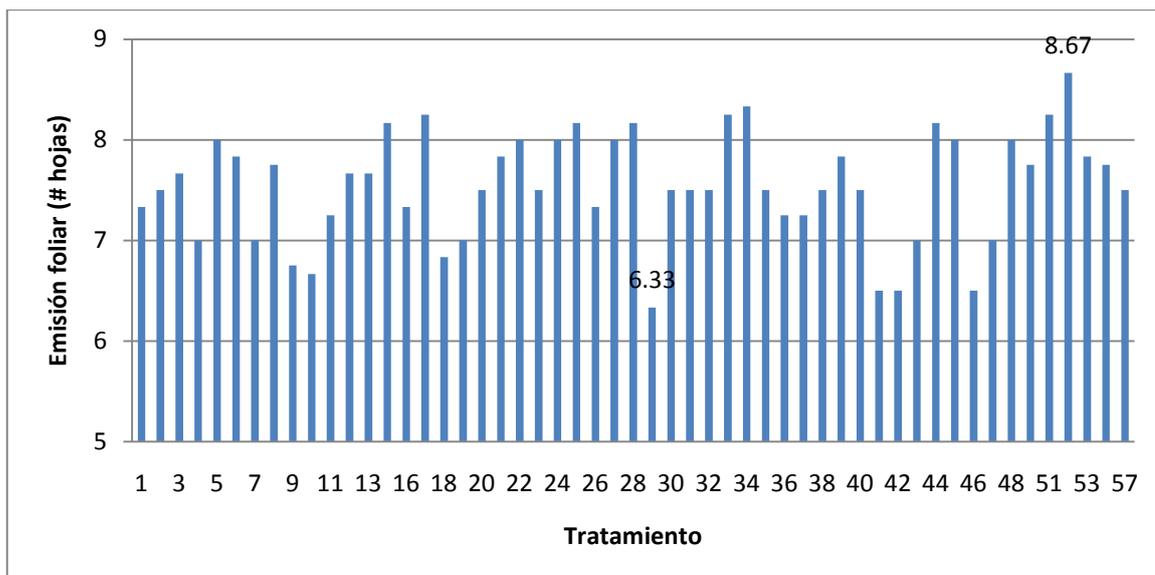
**Tabla 3.2.-** ANOVA para la emisión foliar en las plantas trampa (*Sorghum vulgare*) a los 60 días después de la siembra

Fuentes de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Consortios	41.03	52	0.78	1.13 <sup>ns</sup>
Error Experimental	61.42	88	0.69	
Total	102.45	140		

CV = 11.1%

Promedio general (# hojas) = 7.54

El tratamiento con menor cantidad de hojas emitidas, se muestra en la figura 3.2, y fue el 29 (zona Quinindé) con un promedio de 6.33 hojas y el tratamiento con mayor cantidad de hojas fue el 52 (zona El Oriente) con promedio de 8.67 cm (Anexo 3).



**Figura 3.2.-** Emisiones foliares medias correspondiente a las plantas trampa (*S. vulgare*) de la fase de invernadero.

### 3.1.3. Producción de materia seca foliar

A los 75 días después de la siembra de las plantas de *S. vulgare*, los consorcios micorrízicos no muestran significación estadística al ser evaluados a través de la variable *producción de materia seca foliar* (Tabla 3.3). El promedio general de la *producción de materia seca foliar* de planta fue de 7.3 gramos y el coeficiente de variación transformado ( $\log_{10}X$ ) fue de 27.1%. Se realizó la transformación de este dato debido a que el CV sin transformar era muy alto.

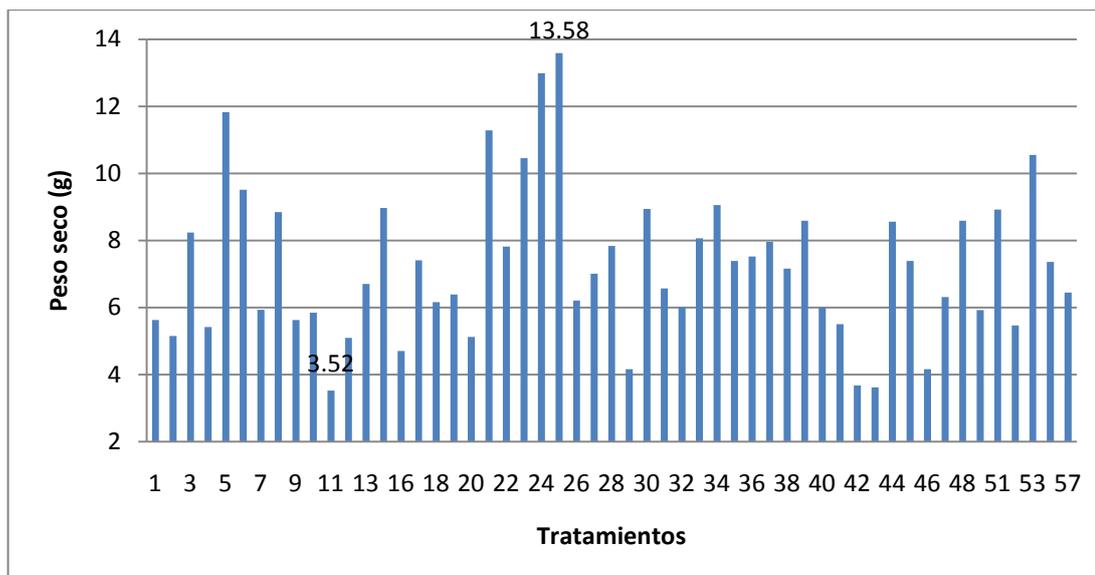
La mayor *producción de materia seca foliar*, se muestra en la figura 3.3, y fue lograda por el tratamiento 25 (zona Quinindé) con un promedio de 13.58 g y la menor producción fue obtenida por el tratamiento 11 (zona La Concordia) con un promedio de 3.52 g (Anexo 3).

**Tabla 3.3.-** ANOVA para la producción de materia seca foliar en las plantas trampa (*Sorghum vulgare*) a los 75 días después de la siembra

Fuentes de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Consortios	2.64	52	0.05	1.07 <sup>ns</sup>
Error Experimental	4.19	88	0.05	
Total	6.83	140		

CV (Log X) = 27.1%

Promedio general (g) = 7.30



**Figura 3.3.-** Producciones de materia seca foliares medias correspondiente a las plantas trampa (*S. vulgare*) de la fase de invernadero.

### 3.1.4. Densidad visual del endófito

A los 90 días después de la siembra de las plantas de *S. vulgare*, los consorcios micorrízicos no muestran significación estadística al ser evaluados a través de la variable *densidad del endófito* (Tabla 3.4). El promedio general de la *densidad del endófito* fue de 1.84% y el coeficiente de variación fue de 33.3%.

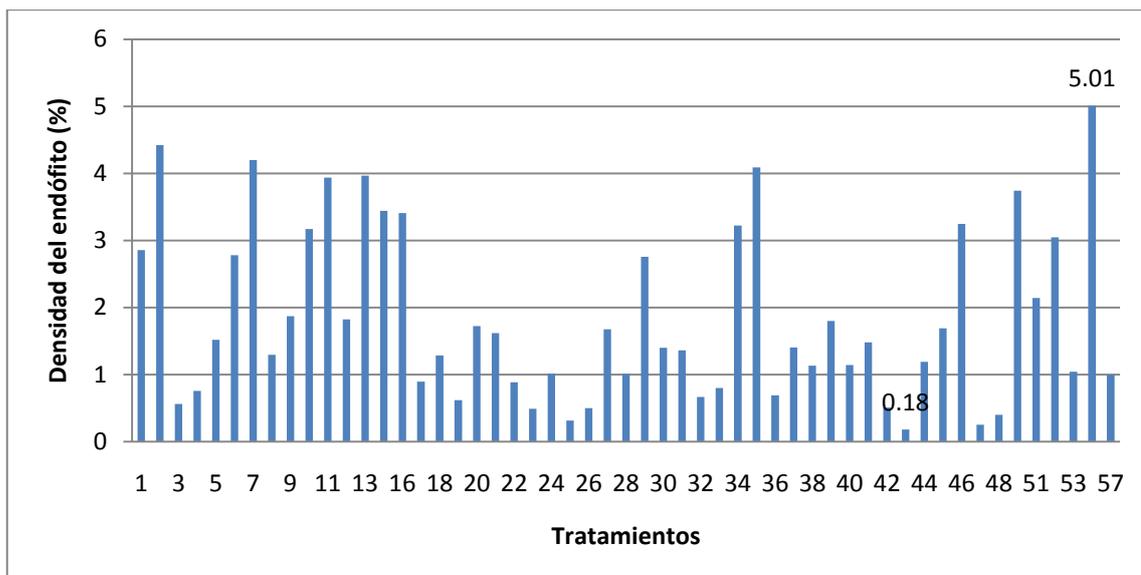
**Tabla 3.4.-** ANOVA para la densidad del endófito en las raíces de las plantas trampa (*Sorghum vulgare*) a los 90 días después de la siembra

Fuentes de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Consortios	220.62	52	4.24	1.12 <sup>ns</sup>
Error Experimental	332.88	88	3.78	
Total	553.51	140		

CV = 33.3%

Promedio general (%) = 1.84

En la figura 3.4 se muestra el valor mínimo de *densidad del endófito* y fue para el tratamiento 43 (zona El Sade) 0.18%, y un máximo para el tratamiento 56 (zona El Oriente) 5.01% (Anexo 3).



**Figura 3.4.-** Densidades del endófito medias correspondiente a las plantas trampa (*S. vulgare*) de la fase de invernadero.

### 3.1.5. Población de esporas

A los 90 días después de la siembra de las plantas de *S. vulgare*, los consorcios micorrízicos no muestran significación estadística al ser evaluados a través de la variable *población de esporas* (Tabla 3.5). El promedio general de la *población de esporas* de micorriza fue de 2185.65 esporas/100gss y el coeficiente de variación transformado ( $\sqrt{X}$ ) fue de 29.2%.

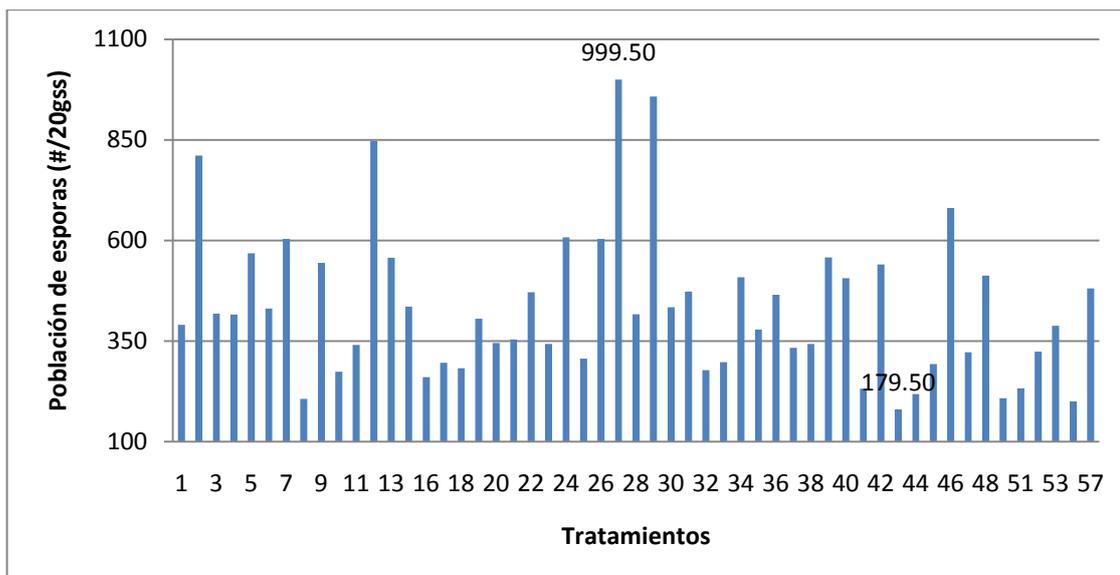
**Tabla 3.5.-** ANOVA para la población de esporas de micorriza a los 90 días después de la siembra

Fuentes de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Consortios	2304.44	52	44.32	1.30 <sup>ns</sup>
Error Experimental	2994.49	88	34.03	
Total	5298.93	140		

CV (Raíz X) = 29.2%

Promedio general (esporas/20gss) = 437.13

El tratamiento más bajo en cuanto a la *población de esporas*, se muestra en la figura 3.5, y fue el 43 (zona El Sade) con 179.5 esporas/20gss, y el más alto fue el tratamiento 27 (zona Quinindé) con 999.5 esporas/20gss (Anexo 3).



**Figura 3.5.-** Densidades del endófito medias correspondiente a las plantas trampa (*S. vulgare*) de la fase de invernadero.

En vista de la ausencia de significancia estadística, no fue posible seleccionar los tratamientos mediante análisis funcional, pero los mejores cuatro consorcios micorrízicos fueron elegidos con la ayuda de una matriz (Tabla 3.6), en donde se dio puntaje de uno (1) a cada consorcio para cada variable, con doble valor para las variables porcentaje de *materia seca foliar* y *población de esporas*. Los consorcios con mayores valores en cada variable obtuvieron mayor puntaje, de manera que se seleccionaron los cuatro consorcios con los puntajes más altos.

**Tabla 3.6.-** Matriz para la selección de los mejores consorcios micorrízicos de la fase de invernadero

Puntos	Trat	Procedencia	Altura (cm)	Emisión foliar (# hojas)	Peso fresco (g)	Peso seco (g)	Materia seca (%)	Esporas (#/20gss)	Densidad (%)
7	24	Quinindé	73.17	8.00	28.97	12.99	45%	607.67	1.01
5	34	San Lorenzo	81.17	8.33	32.06	9.05	28%	508.67	3.22
5	5	La Concordia	86.17	8.00	33.65	11.82	35%	568.00	1.52
5	46	Quevedo	53.00	6.50	9.69	4.16	43%	680.33	3.24
4	25	Quinindé	88.17	8.17	35.09	13.58	39%	305.67	0.31
4	29	Quinindé	49.17	6.33	8.88	4.16	47%	957.67	2.76
3	15	Guayas	74.50	8.17	25.45	8.97	35%	435.33	3.44
3	35	San Lorenzo	76.75	7.50	22.09	7.39	33%	378.50	4.09
3	2	La Concordia	53.67	7.50	12.21	5.15	42%	810.67	4.42
3	7	La Concordia	61.17	7.00	16.85	5.93	35%	604.00	4.20
3	6	La Concordia	89.00	7.83	28.61	9.51	33%	430.67	2.78

### 3.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero

#### 3.1.1. Altura de planta:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística evaluando la variable *altura de planta* (Tabla 3.7), para casi todas las fuentes de variación evaluadas en fase de vivero, es decir: Tratamientos, Consorcios Micorrízicos, Dosis de fósforo, Consorcios Micorrízicos\*Dosis de fósforo (M)\*(F) y testigo sin micorriza vs. el resto de tratamientos; exceptuando los polinomios ortogonales, donde existió diferencia estadísticamente significativa para el término cuadrático. La media general fue de 1.17 m de altura a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 11.08%.

**Tabla 3.7.-** ANOVA para la variable altura de planta a los 210 días DDI.

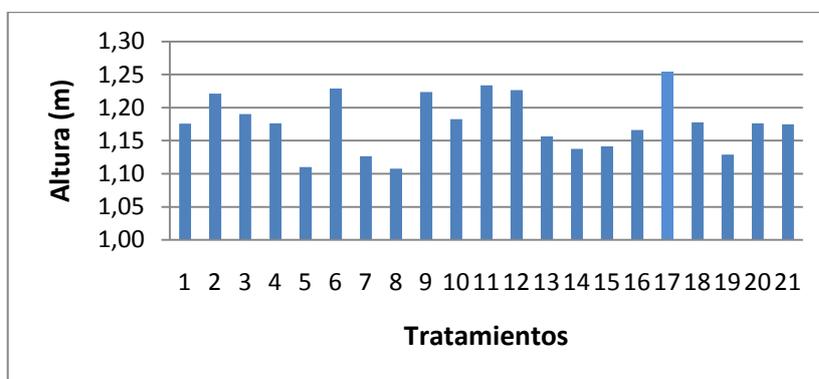
Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	0.28	20	0.014	0.849 <sup>ns</sup>
Consorcios (M)	0.009	3	0.003	0.176 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	0.001	1	0.001	0.059 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	0.005	1	0.005	0.294 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.002	1	0.002	0.118 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	0.081	4	0.020	1.176 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.001	1	0.001	0.059 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.067	1	0.067	3.941*
Resto	0.013	2	0.006	0.372 <sup>ns</sup>
M *F	0.199	12	0.017	1.000 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.000	1	0.000	0.000 <sup>ns</sup>
Error	2.460	145	0.017	
Total	2.748	165		

CV = 11.08%

Promedio (m) = 1.17

Para los tratamientos evaluados no se encontró significancia estadística en la variable *altura de planta*, sin embargo el promedio más alto, se muestra en el Tabla 3.8 y fue conseguido por el tratamiento 17 (M4xF25) con un valor de 1.25 m de altura y el valor más bajo fue de 1.10 m de altura, alcanzado por el tratamiento 8 (M2xF50). El mayor valor fue logrado por el tratamiento que incluía la dosis de 25% P, la misma que fue la mejor dosis, con el consorcio M4 que alcanzó el segundo puesto de mayores valores (Figura 3.6).

Dentro de los tratamientos se observa que la dosis del 25% (152 mg P/kg suelo) con el consorcio M4 (Zona Quevedo) en el tratamiento 17 es el de mayor valor, y en los tratamientos 2 y 6 inoculados con el consorcio M1 y que recibieron la dosis del 25% P (152 mg P/kg suelo) y 125% P (760 mg P/kg suelo) respectivamente tienen valores altos después del tratamiento 17.

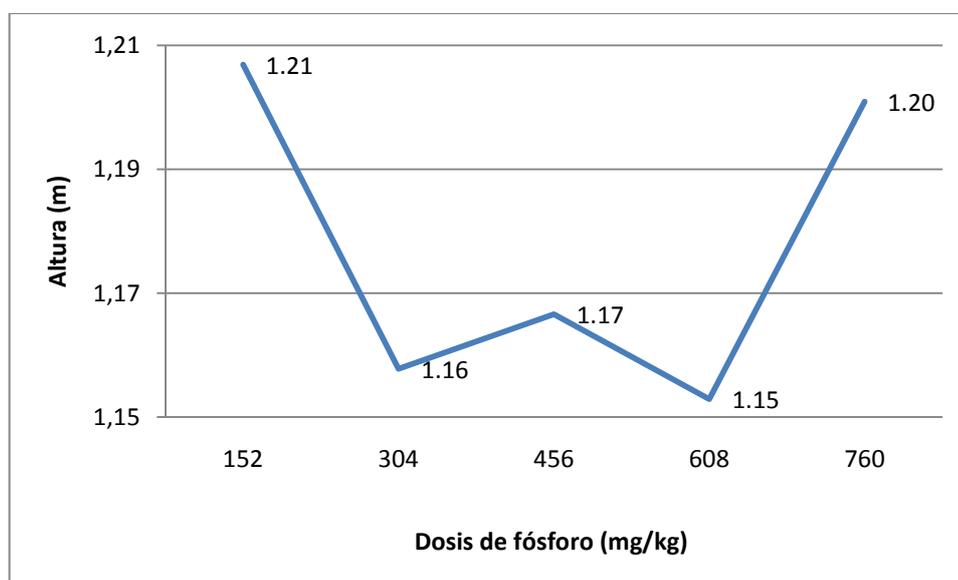


**Figura 3.6.-** Altura media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

**Tabla 3.8.-** Medias de la altura correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

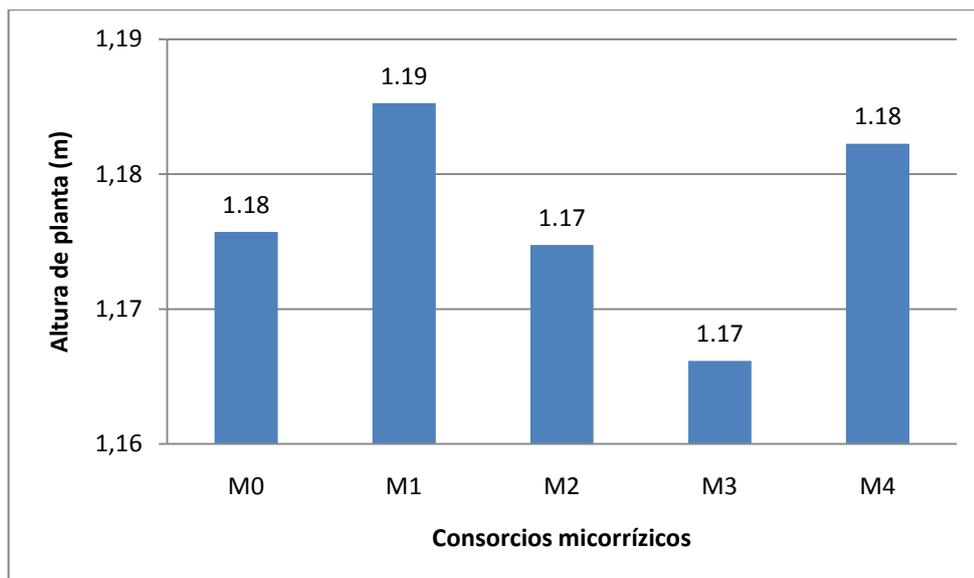
Tratamiento	Altura promedio (m)
T1	1.17
T2	1.22
T3	1.19
T4	1.18
T5	1.11
T6	1.23
T7	1.13
T8	1.10
T9	1.22
T10	1.18
T11	1.23
T12	1.23
T13	1.16
T14	1.14
T15	1.14
T16	1.17
T17	1.25
T18	1.18
T19	1.13
T20	1.18
T21	1.17

Los resultados, para la *altura de planta* de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, sin embargo los promedios obtenidos (Anexo 4) encontraron que la mayor altura correspondió a la dosis del 25% de fósforo, es decir 152 mg P/kg suelo, con un valor promedio de 1.21 m de altura, y el valor promedio más bajo fue de 1.15 m correspondiente a la dosis estándar (100%) de fósforo, es decir 608 mg P/kg suelo. En la figura 3.7 se observa el comportamiento de la *altura de planta*, de manera que en la dosis del 25% P y 125% P la altura fue mayor, mientras que a las dosis 50% P, 75% P y 100% P la altura fue menor, lo que refleja la significancia para el término cuadrático.



**Figura 3.7.-** Medias de la variable altura de planta correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

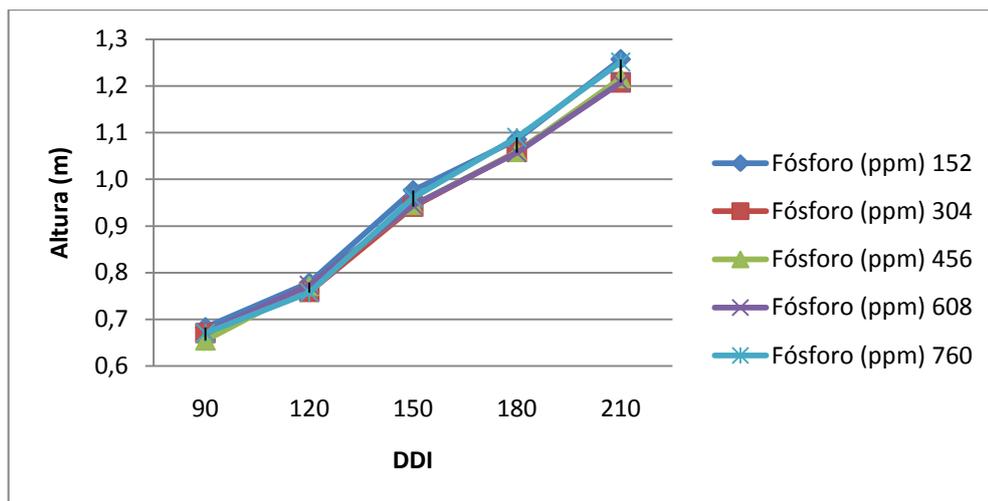
Para la fuente de variación consorcios micorrízicos, y para las comparaciones ortogonales realizadas, no se encontró significancia estadística, sin embargo los promedios de la *altura de planta* (Anexo 5) alcanzada por los consorcios micorrízicos (M0= testigo sin micorriza) permiten observar que el mayor valor corresponde al consorcio micorrízico M1 (zona Quinindé) con 1.18 m de altura, mientras que el valor más bajo lo registró el consorcio micorrízico M3 (zona La Concordia) con 1.16 m de altura (Figura 3.8).



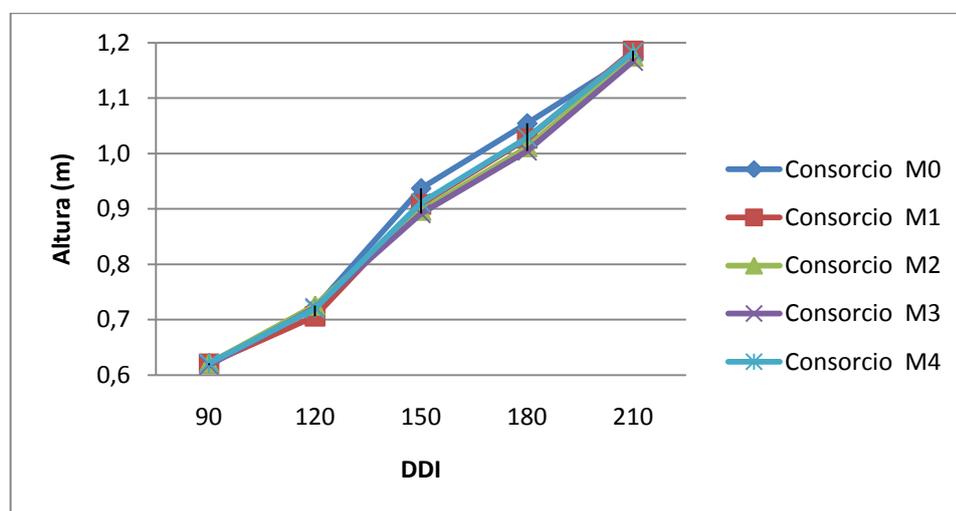
**Figura 3.8.-** Medias de la variable altura de planta correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Las medias para el comportamiento de la *altura de planta*, en diferentes tiempos de evaluación, de la variable altura de palma en fase de vivero correspondientes a las dosis de fósforo se presentan en la figura 3.9. Se observa que el comportamiento es ascendente, representando diferencias mínimas entre las dosis de fósforo aplicadas, pero con una tendencia de valores superiores para la dosis 25% (152 ppm P) en todos los tiempos de evaluación.

Las medias para el comportamiento, en diferentes tiempos de evaluación, de la variable *altura de planta* correspondiente a los consorcios micorrízicos y al testigo sin micorriza (M0) se presentan en la figura 3.10, en donde se observa que el comportamiento es ascendente y muy similar entre los consorcios, con leve superioridad del M0 (testigo sin micorriza) durante los primeros 180 DDI, siendo superado a los 210 DDI por el consorcio M1.

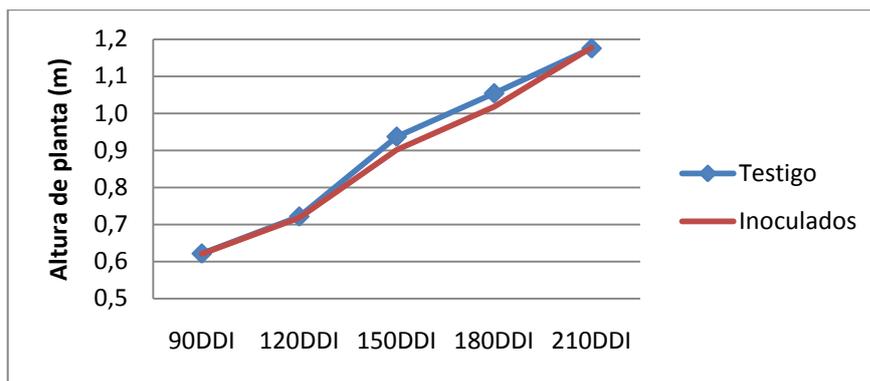


**Figura 3.9.-** Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.

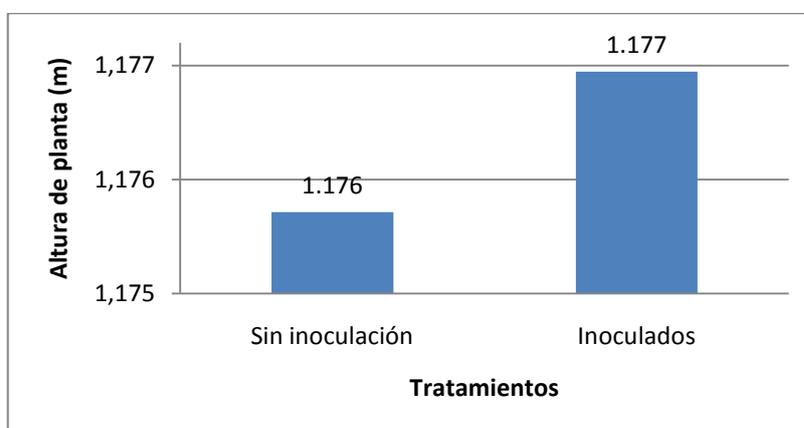


**Figura 3.10.-** Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.

Los resultados para la *altura de planta* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto, a los 210 DDI existe diferencia numérica entre los tratamientos con valores de 1.176 m y 1.177 m de altura, para el testigo y los inoculados respectivamente, siendo mayor el de los micorrizados (Figura 3.12). La tendencia de la altura de planta se muestra en la figura 3.11, de donde se observa que a partir de los 120 DDI hasta los 180 DDI existió una diferencia de valores mayores correspondientes a los tratamientos inoculados con el hongo micorrízico, pero a los 210 DDI esta diferencia disminuye, permaneciendo superior los consorcios inoculados.



**Figura 3.11.-** Altura de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y el promedio de los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.



**Figura 3.12.-** Altura media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a 210 DDI.

### 3.1.2. Emisión foliar:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.9) en ninguna de las fuentes de variación evaluando la variable *emisión foliar* en fase de vivero. La media general fue de 10.96 hojas emitidas a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 8.92%.

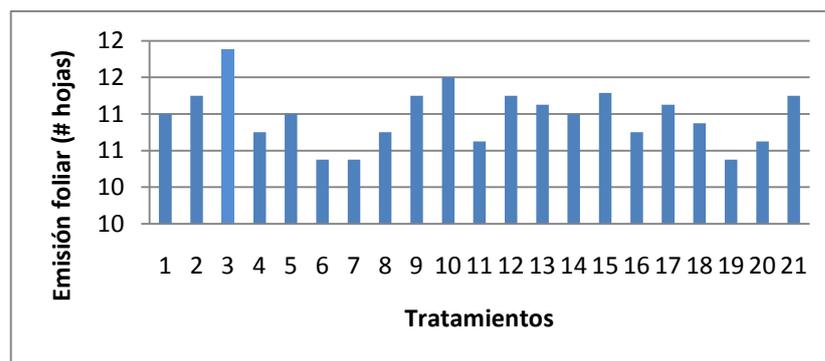
**Tabla 3.9.-** ANOVA para la variable emisión foliar a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	24.04	20	1.20	1.25 <sup>ns</sup>
Consortios (M)	1.51	3	0.50	0.52 <sup>ns</sup>
m4 vs M3, M2, M1	0.77	1	0.77	0.80 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	0.30	1	0.30	0.31 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.45	1	0.45	0.47 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	3.74	4	0.93	0.97 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.99	1	0.99	1.04 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.44	1	0.44	0.46 <sup>ns</sup>
Resto	2.30	2	1.15	1.20 <sup>ns</sup>
M *F	18.84	12	1.57	1.64 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.00	1	0.00	0.00 <sup>ns</sup>
Error	138.80	145	0.95	
Total	162.84	165		

CV = 8.92%

Promedio (# hojas) = 10.96

Para los tratamientos evaluados a los 210 DDI, no hubo diferencias estadísticas correspondientes a la variable *emisión foliar*. Sin embargo, el promedio que presentó mayor valor fue para el tratamiento 3 con 11.87 hojas, y el menor correspondió a los tratamientos 6, 7 y 19, con 10.37 hojas (Figura 3.13). Dentro de los tratamientos la dosis del 50% DS con el consorcio M1 en el tratamiento 3 fue el mayor, y en los tratamientos 10 y 15, que recibieron la dosis del 100% P tienen los valores más altos después del tratamiento 3 (Tabla 3.10).

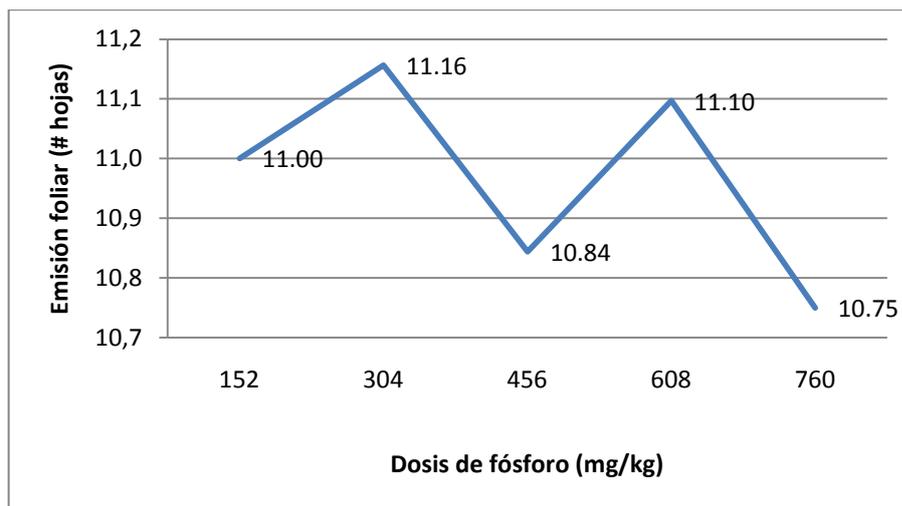


**Figura 3.13.-** Emisión foliar media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

**Tabla 3.10.-** Medias de la emisión foliar correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

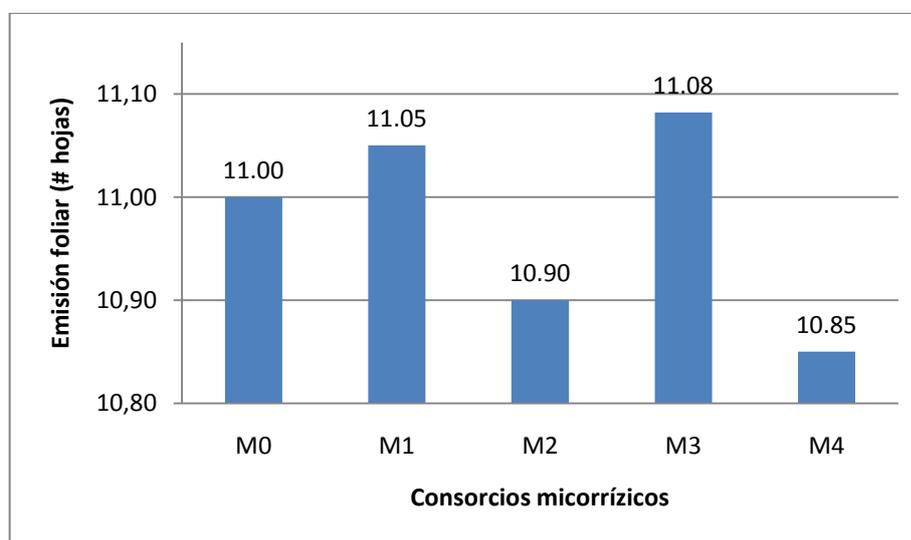
Tratamiento	Emisión foliar promedio (# hojas)
T1	11.0
T2	11.25
T3	11.87
T4	10.75
T5	11.00
T6	10.37
T7	10.37
T8	10.75
T9	11.25
T10	11.50
T11	10.62
T12	11.25
T13	11.12
T14	11.00
T15	11.28
T16	10.75
T17	11.13
T18	10.87
T19	10.37
T20	10.62
T21	11.25

La variable *emisión foliar* no presenta diferencias significativas para las dosis de fósforo. Sin embargo los promedios (Anexo 6), mostrados en la Figura 3.14, demuestran que el valor más alto correspondió al 50% DS (304 mg P/kg suelo) con 11.16 hojas emitidas a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo lo tiene la dosis del 125% DS (760 mg P/kg suelo) con 10.75 hojas. En la figura 3.13 se observa que el comportamiento de la emisión foliar en la dosis del 25% DS, 75% DS y 125% DS es baja, mientras que a las dosis 50% DS y 100% DS la emisión incrementa.



**Figura 3.14.-** Medias de la variable emisión foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

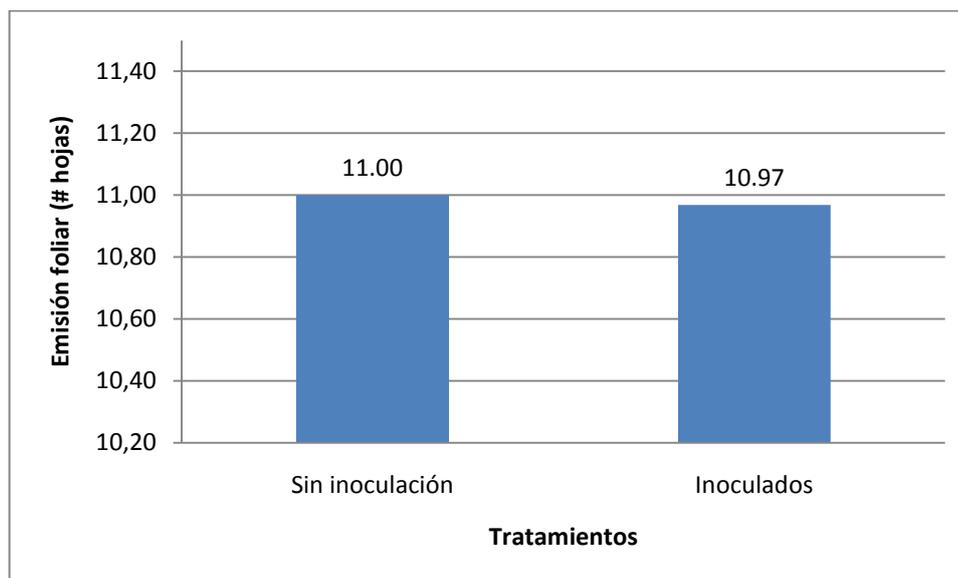
La fuente de variación consorcios micorrízicos presenta ausencia de diferencias significativas, pero se puede observar en la figura 3.15 que los consorcios M1 y M3, de las zonas de Quindé y La Concordia presentaron los valores de *emisión foliar* más altos (Anexo 7). La mayor emisión correspondió al consorcio de la zona de La Concordia (M3) con un valor de 11.08 hojas a los 210 DDI y el menor correspondió al consorcio de la zona de Quevedo (M4) con una emisión de 10.85 hojas.



**Figura 3.15.-** Medias de la variable emisión foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Los resultados para la *emisión foliar* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto existe una pequeña diferencia entre el

tratamiento sin inoculación con 11 hojas vs. 10.97 hojas para las plantas inoculadas a los 210 DDI, siendo ligeramente mayor el testigo evaluado (Figura 3.16).



**Figura 3.16.-** Emisión foliar media de las plantas de palma aceitera correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

### 3.1.3. **Perímetro del estipe:**

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.11) para casi todas las fuentes de variación evaluando la variable *perímetro del estipe* en fase de vivero, es decir: Tratamientos, Consorcios Micorrízicos, Dosis de fósforo, Consorcios Micorrízicos\*Dosis de fósforo (M)\*(F) y testigo sin micorriza con el resto de tratamientos; exceptuando los polinomios ortogonales, donde existió diferencia estadísticamente significativa para el término cuadrático. La media general fue de 19.44 cm de *perímetro del estipe* a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 13.57%.

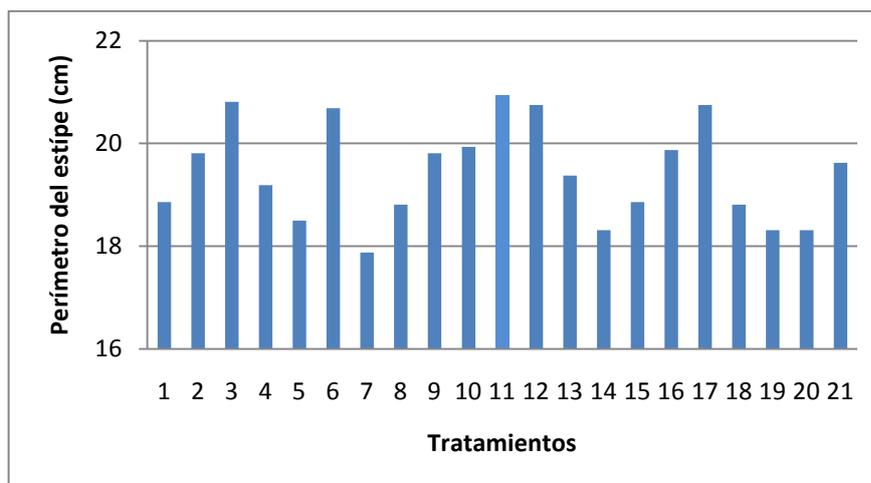
Para los tratamientos evaluados no se encontró significancia estadística en la variable *perímetro del estipe*, sin embargo el promedio más alto se presentan en el Tabla 3.12 y en la figura 3.17 se observa que el tratamiento con mayor valor de *perímetro del estipe* corresponde al T11 (M2x125P) con 20.93 cm, seguido del tratamiento 3 (20.8 cm) y los tratamientos 12 y 17 (20.75 cm). En cambio el valor menor se observó en el tratamiento 7 con 17.87 cm, y a los tratamientos 14, 19 y 20 con 18.31 cm. El tratamiento con mayor valor recibió la dosis de 125% P y fue inoculado con el consorcio M2, de manera que se evidencia el efecto de las dosis de fósforo y consorcios micorrízicos.

**Tabla 3.11.-** ANOVA para la variable perímetro del estipe a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	147.67	20	7.38	1.06 <sup>ns</sup>
Consortios (M)	8.19	3	2.73	0.39 <sup>ns</sup>
m4 vs M3, M2, M1	4.96	1	4.96	0.71 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	1.08	1	1.08	0.16 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	2.11	1	2.11	0.30 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	44.63	4	11.16	1.60 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.56	1	0.56	0.08 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	36.26	1	36.26	5.20*
Resto	7.82	2	3.91	0.56 <sup>ns</sup>
M *F	92.34	12	7.70	1.10 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	2.51	1	2.51	0.36 <sup>ns</sup>
Error	1010.34	145	6.97	
Total	1158.01	165		

CV = 13.57%

Promedio (cm) = 19.44

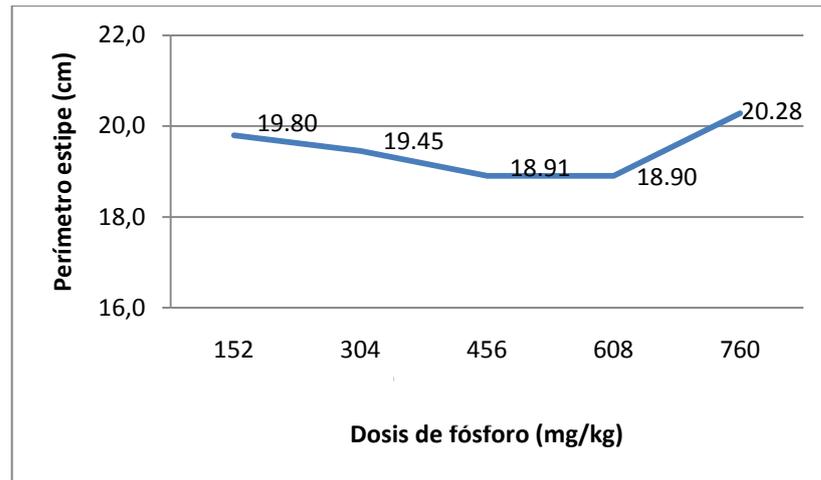


**Figura 3.17.-** Perímetro del estipe medio correspondiente a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

**Tabla 3.12.-** Medias del perímetro del estipe correspondientes a los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

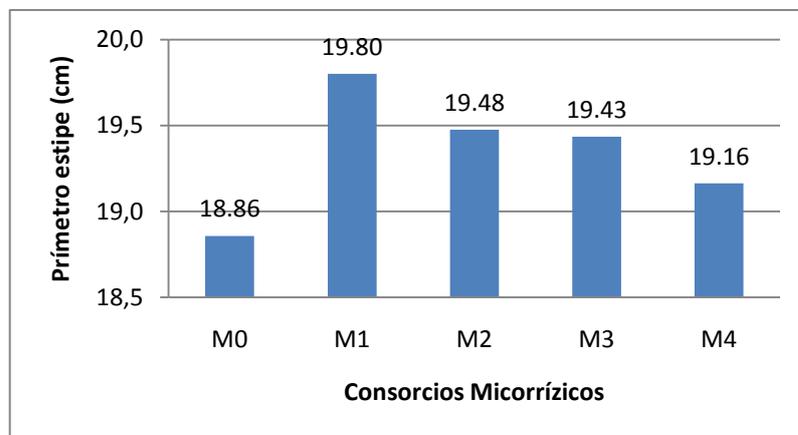
Tratamiento	Perímetro del estipe promedio (cm)
T1	18.85
T2	19.81
T3	20.81
T4	19.18
T5	18.50
T6	20.68
T7	17.87
T8	18.81
T9	19.81
T10	19.93
T11	20.93
T12	20.75
T13	19.37
T14	18.31
T15	18.85
T16	19.87
T17	20.75
T18	18.81
T19	18.31
T20	18.31
T21	19.62

Los resultados, para el *perímetro del estipe* de plantas de palma en vivero, con respecto a las dosis de fósforo evaluadas a los 210 DDI no mostraron significancia estadística, pero para el término cuadrático de los polinomios ortogonales hubo significancia estadística (Figura 3.18). A pesar de la ausencia de diferencias, el mayor valor correspondió a la dosis del 125% DS (760 mg P/kg suelo) con 20.28 cm de perímetro y el menor valor correspondió a la dosis estándar del 100% (608 mg P/kg suelo) con 18.9 cm de perímetro, y la dosis del 75% DS (456 mg P/kg suelo) con 18.91 cm de perímetro (Anexo 8). En la figura 3.17 se observa que a partir de la dosis del 25% DS (152 mg P/kg suelo) la tendencia fue descendente hasta la dosis del 100% y luego asciende a la dosis del 125% DS.



**Figura 3.18.-** Medias de la variable perímetro del estipe correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

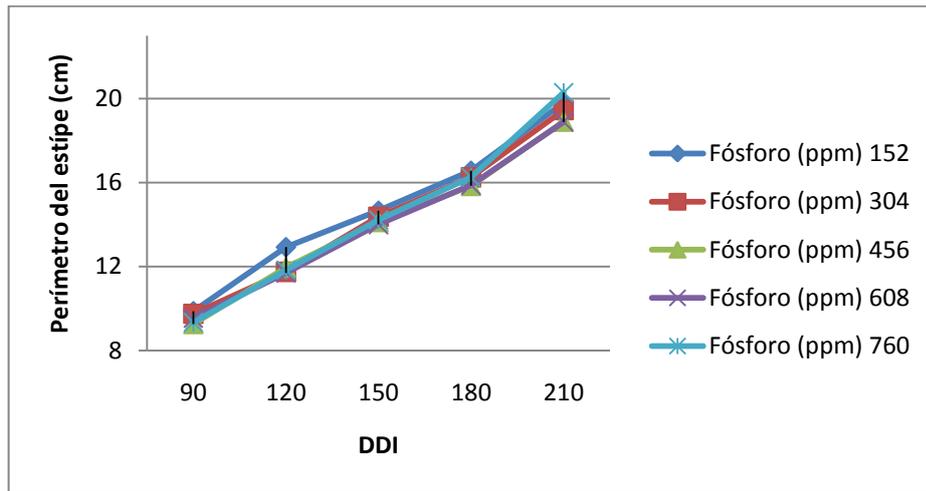
Para la fuente de variación consorcios micorrízicos (M), no se encontró diferencias estadísticas significativas. Pero el consorcio M1 (Zona Quindé) tiene el mayor valor (Anexo 9) de perímetro del estipe con 19.80 cm, mientras que el menor correspondió al consorcio M0, el testigo sin micorriza, con 18.86 cm de perímetro (Figura 3.19).



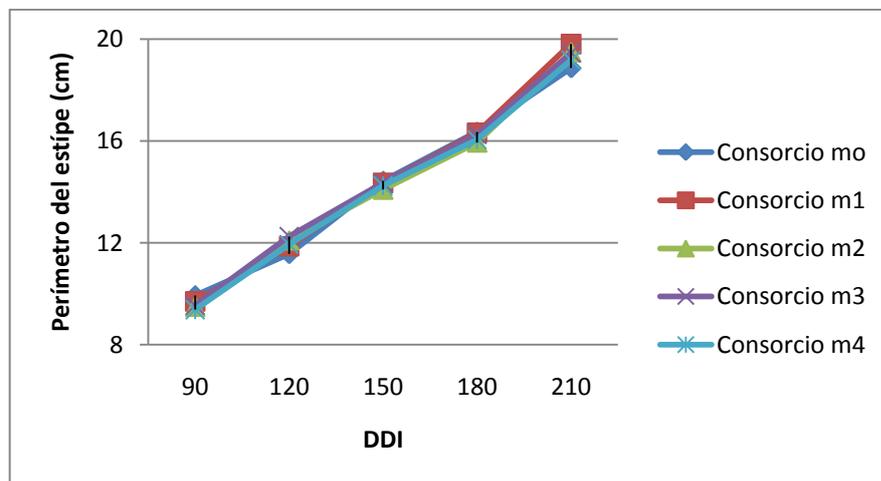
**Figura 3.19.-** Medias de la variable perímetro del estipe correspondientes a los consorcios micorrízicos.

El comportamiento de los promedios en diferentes tiempos de evaluación para la variable perímetro del estipe en fase de vivero correspondientes a las dosis de fósforo se presentan en la figura 3.20, en donde se observa un comportamiento ascendente, con diferencias mínimas entre las dosis de fósforo aplicadas, pero con una tendencia de valores superiores para la dosis 25% P (152 mg P/kg suelo), con una pequeña superioridad de la dosis 125% P (760 mg P/kg suelo) en la última evaluación.

El comportamiento en diferentes tiempos de evaluación de los promedios para de la variable *perímetro del estipe* en fase de vivero correspondientes a los consorcios micorrízicos y el testigo sin micorriza (M0) se presentan en la figura 3.21, en donde se observa que el comportamiento fue ascendente y muy similar entre los consorcios, con una pequeña tendencia de superioridad del testigo sin micorriza durante los 180 DDI, pero luego siendo superado por el consorcio M1 a los 210 DDI con 19.80 cm vs 18.86 cm de *perímetro* de los consorcios M1 y M0 respectivamente.



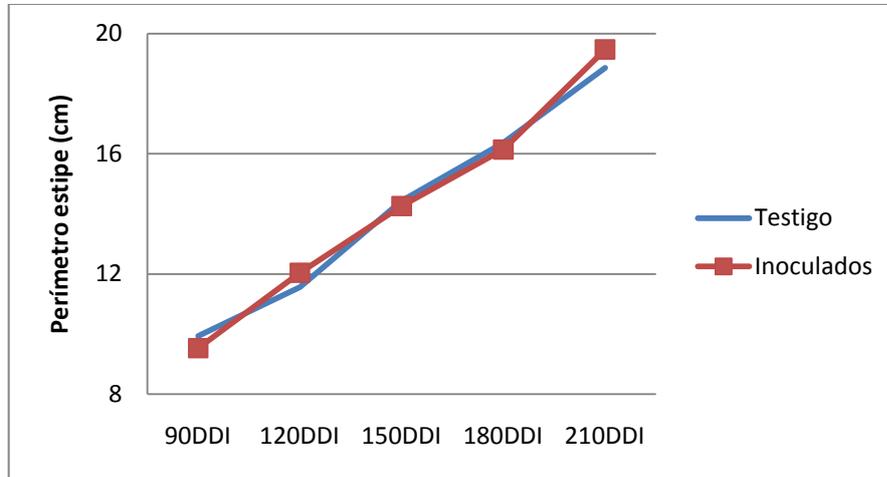
**Figura 3.20.-** Perímetro del estipe de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.



**Figura 3.21.-** Perímetro del estipe de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.

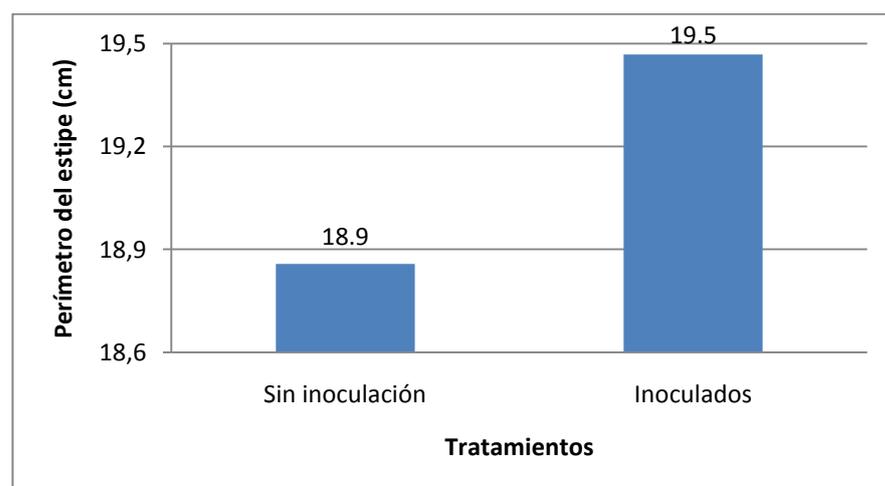
El comportamiento en diferentes tiempos de evaluación de los promedios para de la variable *perímetro del estipe* en fase de vivero correspondientes a los consorcios micorrízicos y el testigo sin micorriza (M0) se muestra en la figura 3.22 . Los valores

son muy similares durante los tiempos de evaluación, pero a partir de los 180 DDI se evidencia un incremento de los tratamientos inoculados con el hongo micorrízico desde 16.14 cm vs. 16.35 cm a 19.5 cm vs. 18.9 cm para los inoculados y el testigo sin inocular, respectivamente (Figura 3.22).



**Figura 3.22.-** Perímetro del estípe de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.

Los resultados para el *perímetro del estípe* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto se observa que los valores fueron mayores para las plantas inoculadas con 19.5 cm vs. 18.9 cm de perímetro correspondiente al tratamiento sin inoculación a los 210 DDI (Figura 3.23).



**Figura 3.23 .-** Perímetro del estípe medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a 210 DDI.

### 3.1.4. Área foliar:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.13) para todas las fuentes de variación evaluando la variable *área foliar* en fase de vivero. La media general del área foliar fue de 0.23 m<sup>2</sup> a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 23.81%.

**Tabla 3.13.-** ANOVA para la variable área foliar a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	0.0227	20	0.001	0.386 <sup>ns</sup>
Consortios (M)	0.0005	3	0.0002	0.053 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	0.00005	1	0.00005	0.017 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	0.00027	1	0.00027	0.090 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.00015	1	0.00015	0.050 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	0.007	4	0.002	0.667 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.001	1	0.001	0.333 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.003	1	0.003	1.000 <sup>ns</sup>
Resto	0.003	2	0.001	0.449 <sup>ns</sup>
M *F	0.016	12	0.001	0.333 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.00	1	0.000	0.000 <sup>ns</sup>
Error	0.426	145	0.003	
Total	0.448	165		

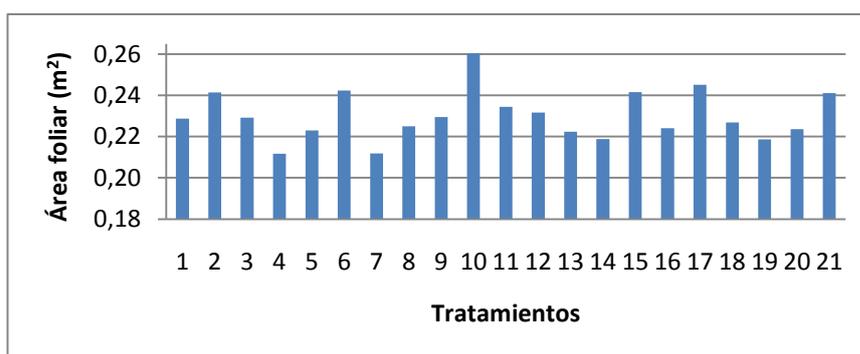
CV = 23.81%

Promedio (m<sup>2</sup>) = 0.23

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI (Tabla 3.14) no presentan diferencias estadísticas significativas. El mayor valor correspondió al tratamiento 10 (M2x100P) con 0.26 m<sup>2</sup> de área foliar, mientras que el menor valor correspondió a los tratamientos 4 (M1x75P) y 7 (M2x25P) con 0.21 m<sup>2</sup> de *área foliar*. La figura 3.24 muestra las medias de los tratamientos, donde se observa que las diferencias son pequeñas, pero permite observar que el tratamiento inoculado con el consorcio micorrízico M2, y dosis de 100% P, fue mayor.

**Tabla 3.14.-** Medias de la variable área foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

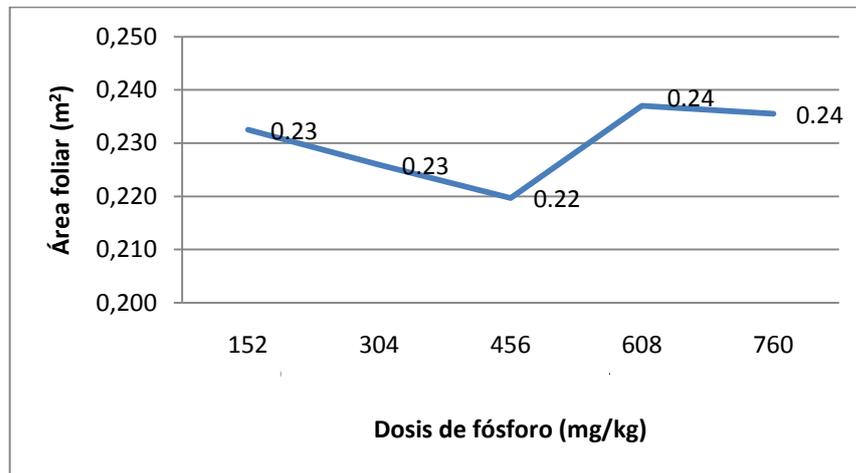
Tratamiento	Área Foliar promedio (m <sup>2</sup> )
T1	0.23
T2	0.24
T3	0.23
T4	0.21
T5	0.22
T6	0.24
T7	0.21
T8	0.23
T9	0.23
T10	0.26
T11	0.24
T12	0.23
T13	0.22
T14	0.22
T15	0.24
T16	0.22
T17	0.25
T18	0.23
T19	0.22
T20	0.22
T21	0.24



**Figura 3.24.-** Área foliar media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

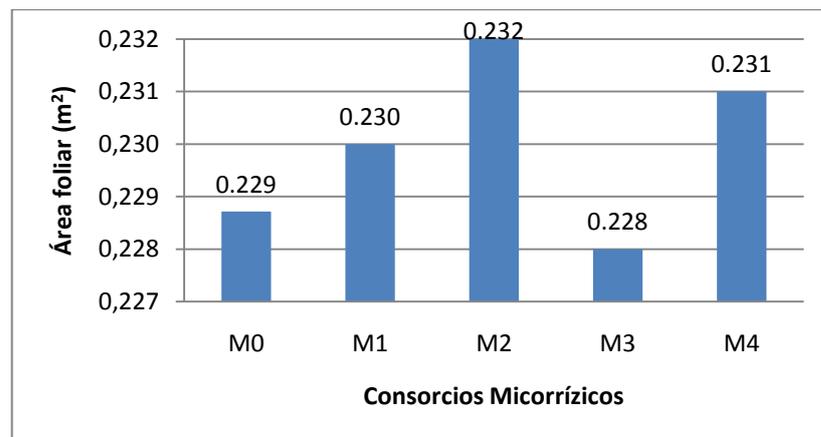
Para la fuente de variación dosis de fósforo evaluado a los 210 DDI para la variable *área foliar*, no mostró significancia estadística, sin embargo los promedios

obtenidos (Anexo 10) encontraron que la mayor *área foliar* es de 0.237 m<sup>2</sup> y correspondió a la dosis estándar 100% (608 mg P/kg suelo) y el valor menor de área correspondió a la dosis 75% de P (456 mg P/kg suelo) con 0.22 m<sup>2</sup>. En la figura 3.25 se muestran los valores de *área foliar*, los mismo que presentan una tendencia descendente desde el 25% DS (152 mg P/kg suelo) hasta el 75% DS ascendiendo nuevamente hasta el 100% y descendiendo nuevamente a la dosis 125% DS (760 mg P/kg suelo).



**Figura 3.25.-** Medias de la variable *área foliar* correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

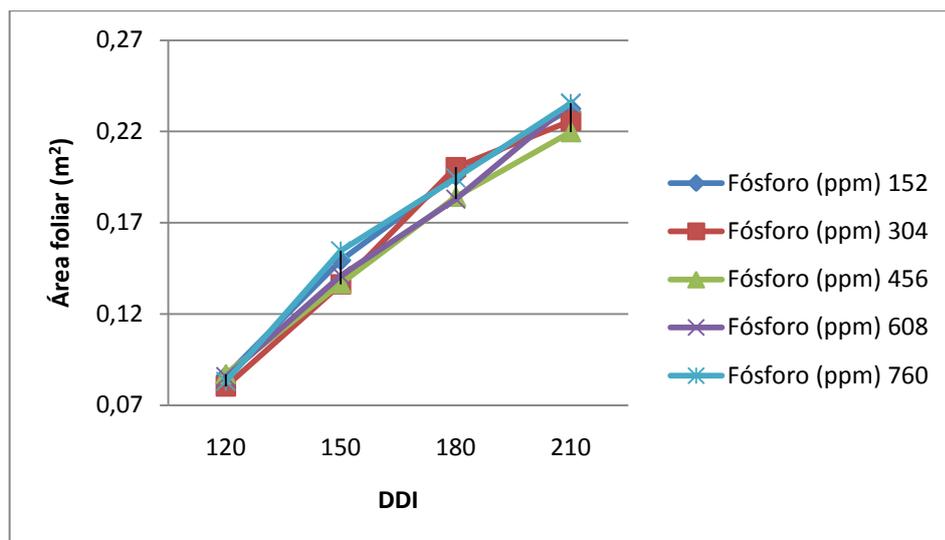
La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas. Los promedios (Anexo 11) se presentan con el consorcio M2 (Zona San Lorenzo) mostrando el mayor valor de *área foliar* con 0.232 m<sup>2</sup>, seguido por el consorcio M4 (Zona Quevedo) con 0.231 m<sup>2</sup>, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M3 con 0.228 m<sup>2</sup> de *área foliar* (Figura 3.26).



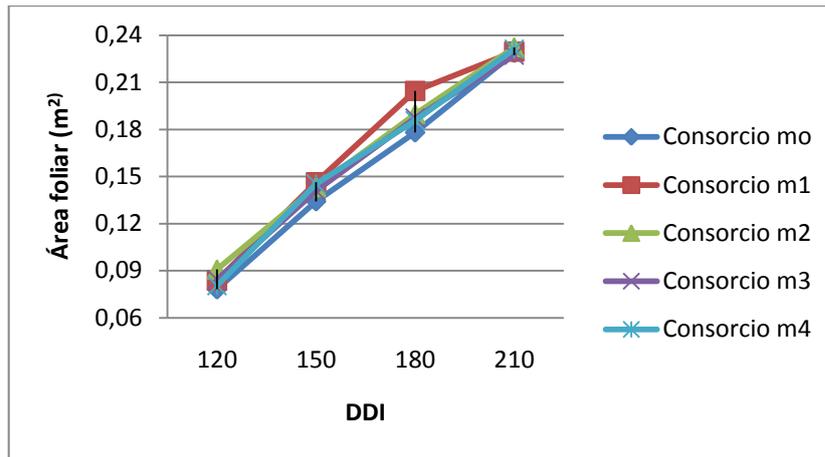
**Figura 3.26.-** Medias de la variable *área foliar* correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Las medias de las dosis de fósforo aplicadas a las plantas de palma en fase de vivero distribuidas en todos los tiempos de evaluación se observan en la figura 3.27. Los valores mayores se distribuyeron de la siguiente manera: a los 120 DDI la dosis 75% DS, a los 150 DDI la dosis 125% DS, a los 180 DDI la dosis 50% DS y a los 210 DDI la dosis estándar (100%) y 125% DS fueron más altas. En cambio los valores menores fueron logrados por la dosis 50% DS a los 120 y 150 DDI, a los 180 DDI por la dosis estándar y a los 210 DDI por la dosis 75% DS.

Las medias logradas por los consorcios micorrízicos son presentados en la figura 3.28, donde se observa que el consorcio M2 (Zona San Lorenzo) fue el más alto a los 120 DDI. Durante los 150 y 180 DDI el consorcio M1 (Zona Quinindé) presentó mayor área foliar y a los 210 DDI el mayor fue el consorcio M2 (Zona San Lorenzo). Los valores menores se dieron en el testigo sin inoculación (M0) hasta los 180 DDI, luego el consorcio M3 (Zona La Concordia) seguido por el consorcio M0.

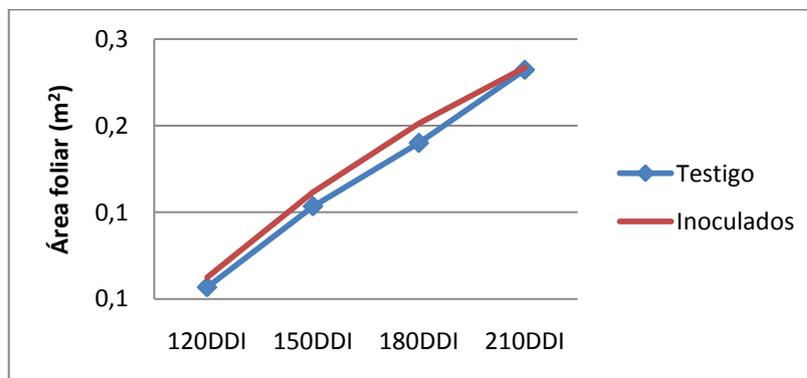


**Figura 3.27.-** Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente a las dosis de fósforo evaluadas en fase de vivero en diferentes tiempos.



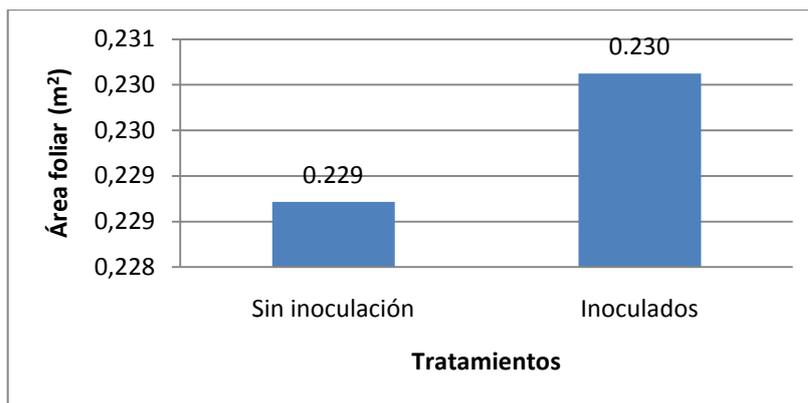
**Figura 3.28.-** Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente a los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.

El valor del *área foliar* del tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados se muestra en la figura 3.29. Los valores tienen una tendencia similar durante los tiempos de evaluación siendo superior los tratamientos inoculados frente al testigo, pero se evidencia un decrecimiento de los valores de las plantas inoculadas hasta alcanzar  $0.230 \text{ m}^2$  vs.  $0.229 \text{ m}^2$  del tratamiento sin inoculación a los 201 DDI (Figura 3.29).



**Figura 3.29.-** Área foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en diferentes tiempos.

Los resultados para el *área foliar* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto los valores de *área foliar* fueron mayores para las plantas inoculadas  $0.230 \text{ m}^2$  vs.  $0.229 \text{ m}^2$  del tratamiento sin inoculación a los 210 DDI. Los valores medios del *área foliar* del tratamiento sin inoculación micorrízica y de los tratamientos inoculados se muestra en la figura 3.30.



**Figura 3.30.-** Área foliar media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

### 3.1.5. Área foliar específica:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.15) para casi todas las fuentes de variación evaluando la variable *área foliar específica* en fase de vivero, es decir: Tratamientos, Consorcios Micorrízicos, Dosis de fósforo, (M)\*(F) y testigo sin micorriza vs. el resto de tratamientos; exceptuando la comparación ortogonal M4 vs M3, M2, M1 de los consorcios micorrízicos. La media general de *área foliar específica* es de 187.27 cm<sup>2</sup>/g a los 210 DDI y el coeficiente de variación es de 20.32%.

**Tabla 3.15.-** ANOVA para la variable área foliar específica a los 210 días DDI.

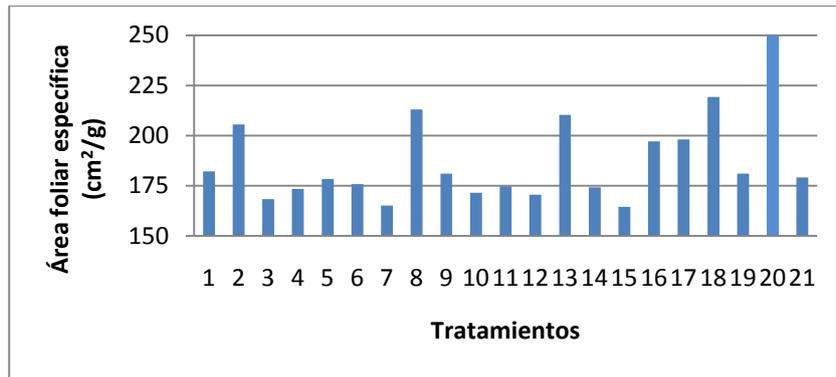
Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	28240.72	20	1412.04	0.98 <sup>ns</sup>
Consorcios (M)	6461.65	3	2153.88	1.49 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	6387.45	1	6387.45	4.41*
M3 vs M2, M1	69.85	1	69.85	0.05 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	4.34	1	4.34	0.00 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	4621.71	4	1155.43	0.80 <sup>ns</sup>
Término lineal	390.93	1	390.93	0.27 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	205.29	1	205.29	0.14 <sup>ns</sup>
Resto	4025.49	2	2012.75	1.39 <sup>ns</sup>
M *F	17077.28	12	1423.11	0.98 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	80.09	1	80.09	0.06 <sup>ns</sup>
Error	60832.28	42	1448.39	
Total	89073.00	62		

CV = 20.32%  
Promedio (cm<sup>2</sup>/g) = 187.27

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI no presentaron diferencias estadísticas significativas, sin embargo el Tabla 3.16, muestra que el mayor valor fue del tratamiento 20 (M4x100P) con 249.44 cm<sup>2</sup>/g de área foliar específica, mientras que el menor valor correspondió al tratamiento 15 (M3x100P) con 164.56 cm<sup>2</sup>/g de área foliar específica. La figura 3.31 corrobora el efecto de la dosis de fósforo 50% P (304 mg P/kg suelo) y 100% P (608 mg P/kg suelo), pues en los tratamientos estas dosis son las que mejores valores de *área foliar específica* poseen.

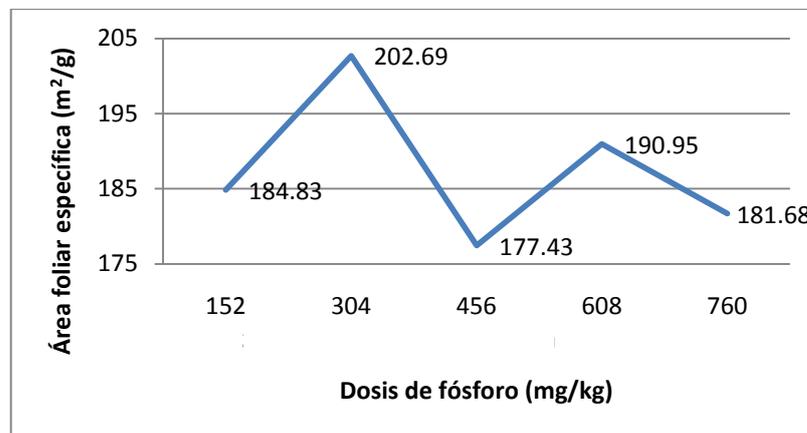
**Tabla 3.16.-** Medias de la variable área foliar específica para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

<b>Tratamiento</b>	<b>Área Foliar Específica promedio (cm<sup>2</sup>/g)</b>
T1	182.22
T2	205.55
T3	168.33
T4	173.44
T5	178.33
T6	175.83
T7	165.17
T8	213.00
T9	181.00
T10	171.47
T11	174.67
T12	170.56
T13	210.28
T14	174.17
T15	164.56
T16	197.06
T17	198.06
T18	219.17
T19	181.11
T20	249.44
T21	179.17



**Figura 3.31.-** Área foliar específica media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

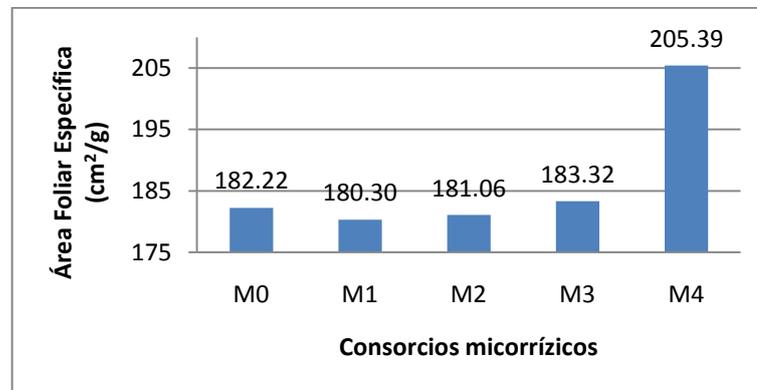
Los resultados, para el *área foliar específica* de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, sin embargo los promedios obtenidos (Anexo 12) muestran que el valor más alto correspondió al 50% DS (304 mg P/kg suelo), con 202.69 cm<sup>2</sup>/g de *área foliar específica* a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo lo tuvo la dosis del 75% DS (456 mg P/kg suelo) con 177.43 cm<sup>2</sup>/g de *área foliar específica*. La figura 3.32 muestra el comportamiento del *área foliar específica*, en donde la dosis del 25% DS, 75% DS y 125% DS dieron un valor bajo, mientras que a la dosis 50% DS incrementó notablemente y en la dosis 100% el *área foliar específica* incrementó ligeramente.



**Figura 3.32.-** Medias de la variable área foliar específica correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

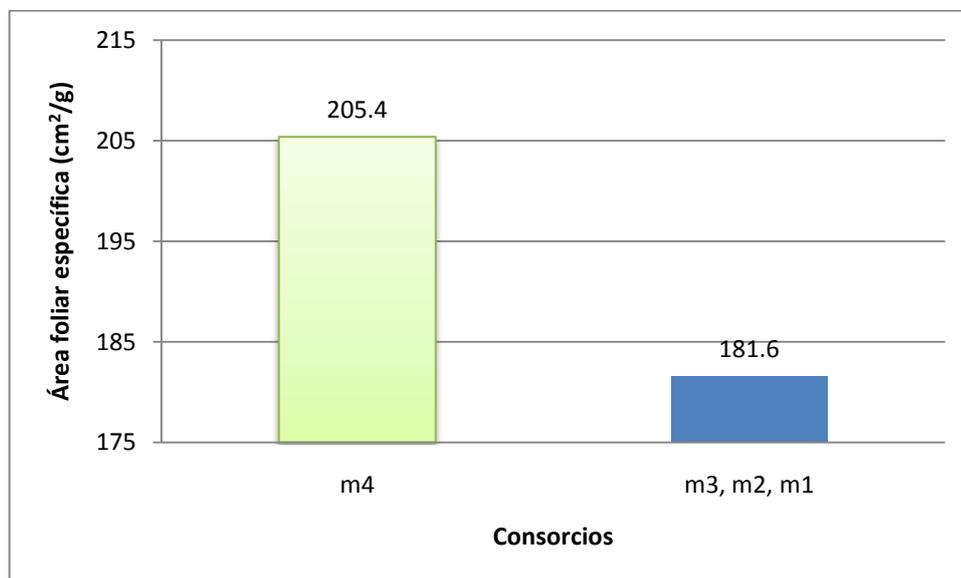
La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas para la comparación ortogonal, mientras que para la comparación M4 vs. M3, M2, M1 si hubo diferencias. Los promedios (Anexo 13) se presentan en la figura 3.33, mostrando al consorcio M4 (Zona Quevedo) con el mayor

valor de 205.39 cm<sup>2</sup>/g de *área foliar específica*. El menor valor correspondió al consorcio M1 (Zona Quinindé) con 180,30 m<sup>2</sup>/g de *área foliar específica*. El resto de consorcios (M0, M2, M3) tuvieron valores muy similares al menor.



**Figura 3.33.-** Medias de la variable *área foliar específica* correspondientes a los consorcios micorrízicos.

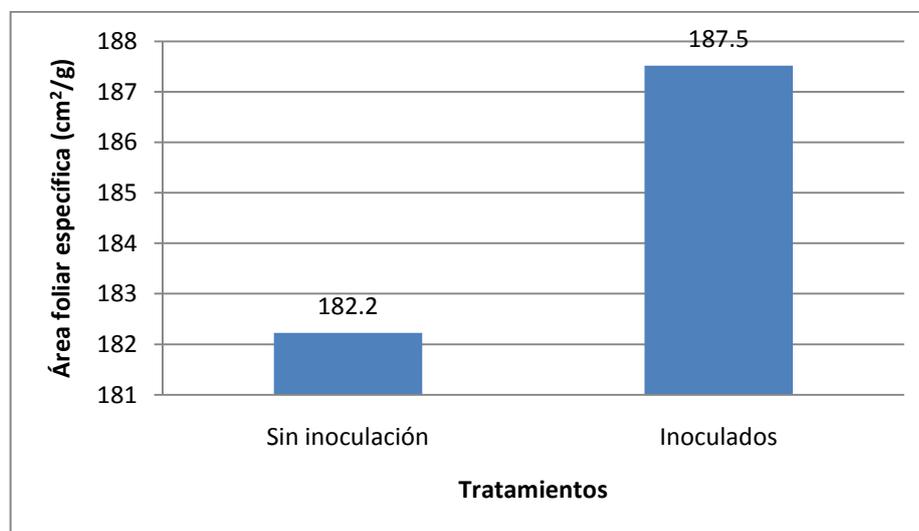
La comparación ortogonal entre el consorcio M4 y el promedio de los consorcios M3, M2 y M1 mostró diferencias significativas. Mediante la figura 3.34 se observa que el mejor valor obtenido correspondió al consorcio M4 con 205.4 cm<sup>2</sup>/g vs. 181.6 cm<sup>2</sup>/g de *área foliar específica* promedio los otros consorcios.



**Figura 3.34.-** *Área foliar específica* media de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio micorrízico 4 frente a los consorcios micorrízicos 3, 2 y 1, evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

Los resultados para el *área foliar específica* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron

diferencias significativas. A pesar de esto los valores fueron más altos para las plantas inoculadas  $187.5 \text{ cm}^2/\text{g}$  versus  $182.2 \text{ cm}^2/\text{g}$  de *área foliar específica* del tratamiento sin inoculación a los 210 DDI (Figura 3.35).



**Figura 3.35.-** Área foliar específica media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

### 3.1.6. **Materia seca foliar:**

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.17) para todas las fuentes de variación evaluando la variable *materia seca foliar* en fase de vivero. La media general fue de 30.02% de materia seca foliar a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 10.90%.

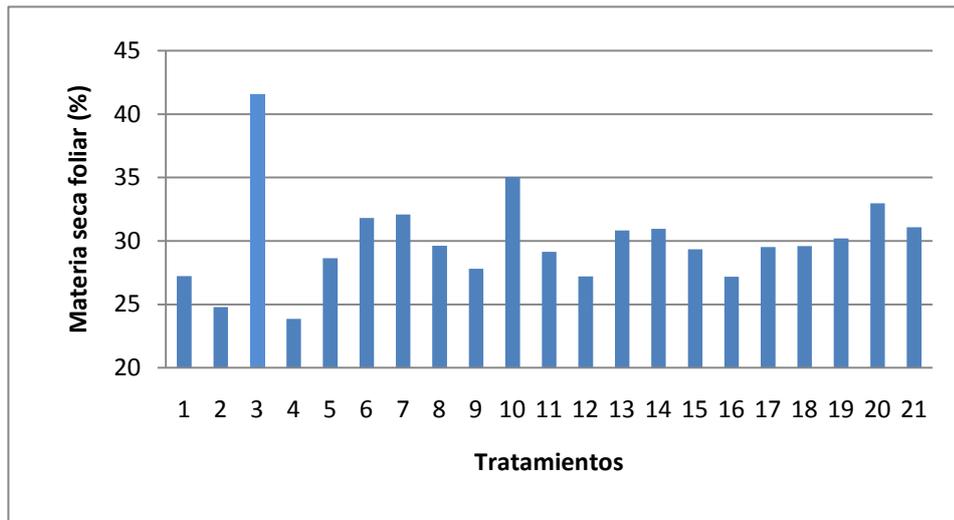
Los tratamientos evaluados a los 210 DDI no presentaron diferencias estadísticas significativas. A pesar de esto, los promedios (Tabla 3.18) dejan ver que el mayor valor correspondió al tratamiento 3 (M1x25P) con 41.58% de *materia seca foliar*, mientras que el menor valor correspondió al tratamiento 4 (M1x75P) con 23.85%. A través de la figura 3.36 se puede indicar que hubo efecto de la dosis de fósforo 50% DS y 100%, pues los tratamientos 3 (M1x50P), 10 (M2x100P) y 20 (M4x100P) tuvieron los mayores valores de *materia seca foliar* aplicando la dosis del 50% DS y 100%.

**Tabla 3.17.-** ANOVA para la variable materia seca foliar a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	2.104	20	0.105	0.907 <sup>ns</sup>
Consortios (M)	0.096	3	0.032	0.277 <sup>ns</sup>
M4 vs m3, M2, M1	0.029	1	0.029	0.252 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	0.029	1	0.029	0.247 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.038	1	0.038	0.331 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	0.515	4	0.129	1.110 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.020	1	0.020	0.169 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.027	1	0.027	0.231 <sup>ns</sup>
Resto	0.468	2	0.082	0.710 <sup>ns</sup>
M *F	1.434	12	0.120	1.031 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.059	1	0.059	0.506 <sup>ns</sup>
Error	4.871	42	0.116	
Total	6.975	62		

CV = 10.90%

Promedio (%) = 30.02

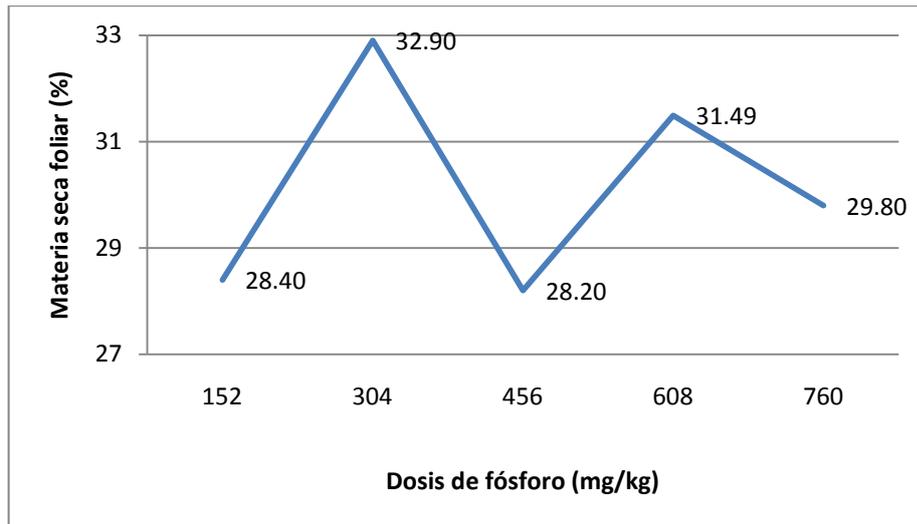


**Figura 3.36.-** Materia seca foliar media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

**Tabla 3.18.-** Medias de la variable materia seca foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

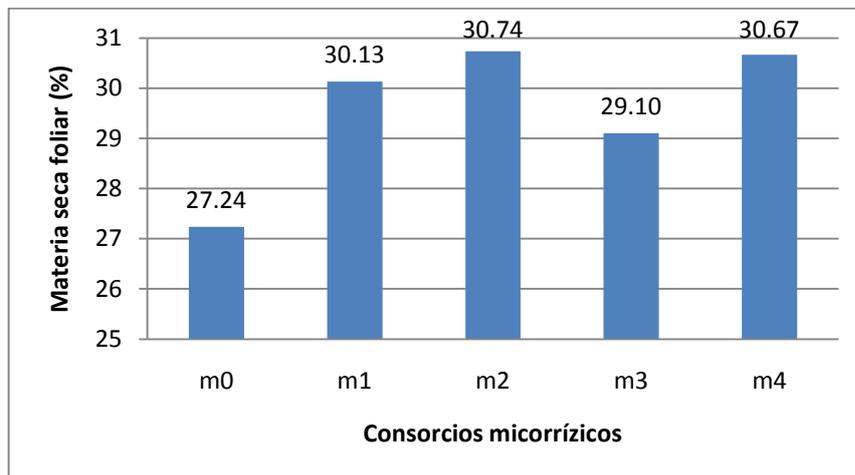
<b>Tratamiento</b>	<b>Materia Seca Foliar promedio (%)</b>
T1	27.24
T2	24.79
T3	41.58
T4	23.85
T5	28.63
T6	31.80
T7	32.08
T8	29.62
T9	27.82
T10	35.02
T11	29.14
T12	27.21
T13	30.82
T14	30.94
T15	29.34
T16	27.19
T17	29.52
T18	29.59
T19	30.19
T20	32.97
T21	31.07

Los resultados, para la *materia seca foliar* de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, sin embargo los promedios obtenidos (Anexo 14) encontraron el valor más alto correspondiente al 50% DS (304 mg P/kg suelo) con 32.90% de materia seca a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo arrojó la dosis del 75% DS (456 mg P/kg suelo) con 28.20% de materia seca. En la dosis del 25% DS, 75% DS y 125% DS la *materia seca foliar* fue baja, mientras que a las dosis 50% DS y 100% la *materia seca foliar* incrementó (Figura 3.37).



**Figura 3.37.-** Medias de la variable materia seca foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

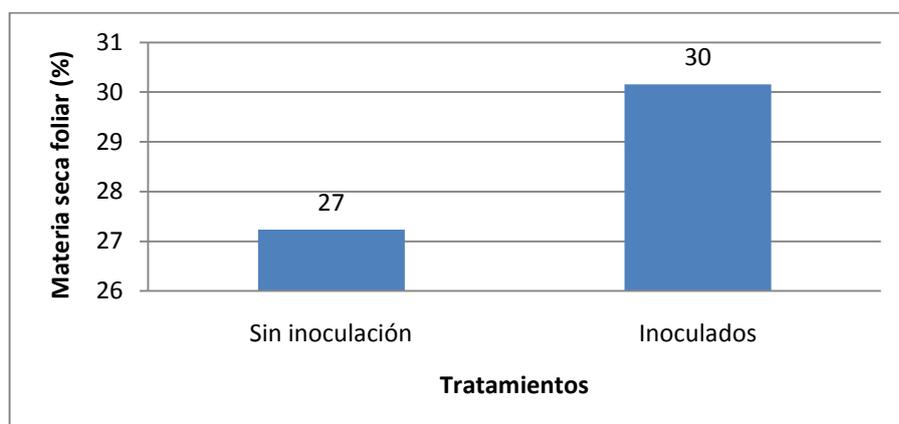
La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas. A pesar de esto, los promedios (Anexo 15) demuestran los valores, de donde el consorcio M2 (Zona San Lorenzo) muestra el mayor valor con 30.74% de materia seca foliar, el consorcio M4 (Zona Quevedo) dió un valor de 30.67% de materia seca foliar muy cercano al primero, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M0 (testigo sin inoculación) con 27.24% de materia seca foliar (Figura 3.38).



**Figura 3.38.-** Medias de la variable materia seca foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Los resultados para el *porcentaje de materia seca foliar* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto se observa en la figura 3.39 que

el valor es mayor de materia seca corresponde al tratamiento inoculado con 30% vs. 27% del testigo a los 210 DDI.



**Figura 3.39.-** Materia seca foliar media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

### 3.1.7. **Materia seca radicular:**

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.19) para todas las fuentes de variación evaluando la variable *materia seca radicular* en fase de vivero. La media general fue de 24.60% de *materia seca radicular* a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 20.94%.

**Tabla 3.19.-** ANOVA para la variable materia seca radicular a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	7.922	20	0.396	1.170 <sup>ns</sup>
Consortios (M)	1.526	3	0.509	1.500 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	0.897	1	0.897	2.645 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	0.018	1	0.018	0.053 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.611	1	0.611	1.803 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	0.556	4	0.139	0.410 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.001	1	0.001	0.004 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.063	1	0.063	0.186 <sup>ns</sup>
Resto	0.492	2	0.246	0.725 <sup>ns</sup>
M *F	5.682	12	0.474	1.397 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.158	1	0.158	0.465 <sup>ns</sup>
Error	14.221	42	0.339	
Total	22.143	62		

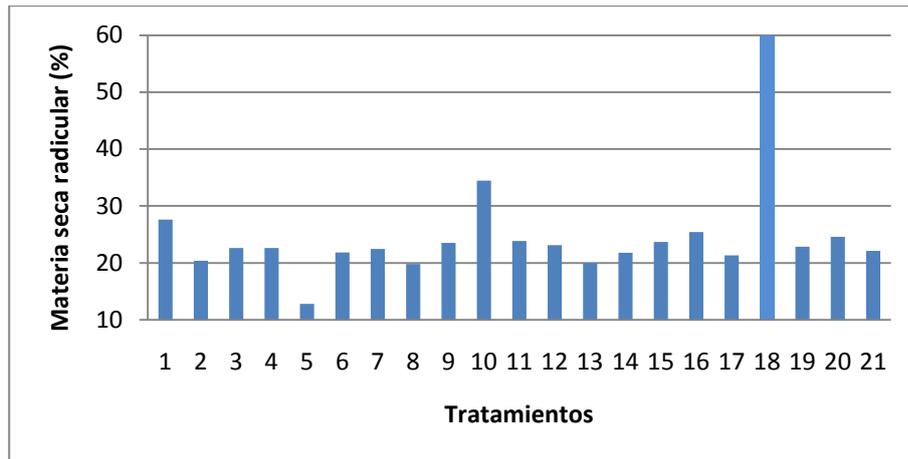
CV = 20.94%

Promedio (%) = 24.60

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI no presentaron diferencias estadísticas significativas, sin embargo los promedios presentados en el Tabla 3.20 permiten observar que el mayor valor correspondió al tratamiento 18 (M4x50P) con 60.0% de materia seca, mientras que el menor valor correspondió al tratamiento 4 (M1x75P) con 23.85% de materia seca. En la figura 3.40 se demuestra el efecto de la dosis de fósforo, pues en el tratamiento con mayor valor de *materia seca radicular*, la dosis del 50% DS y el consorcio M4 interactuaron.

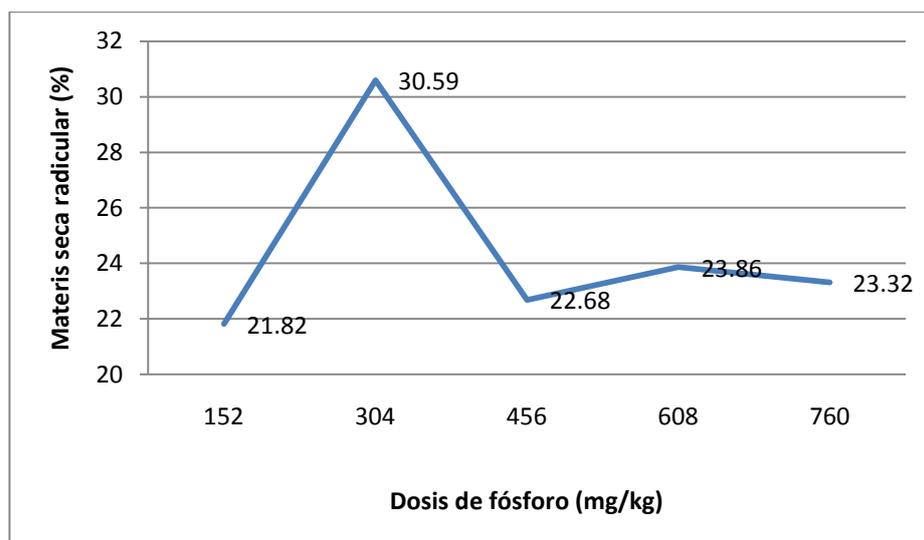
**Tabla 3.20.-** Medias de la variable materia seca radicular para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

Tratamiento	Materia Seca Radicular promedio (%)
T1	27.58
T2	20.39
T3	22.59
T4	22.61
T5	12.78
T6	21.85
T7	22.43
T8	19.83
T9	23.50
T10	34.43
T11	23.87
T12	23.12
T13	19.95
T14	21.76
T15	23.70
T16	25.41
T17	21.34
T18	60.00
T19	22.86
T20	24.55
T21	22.13



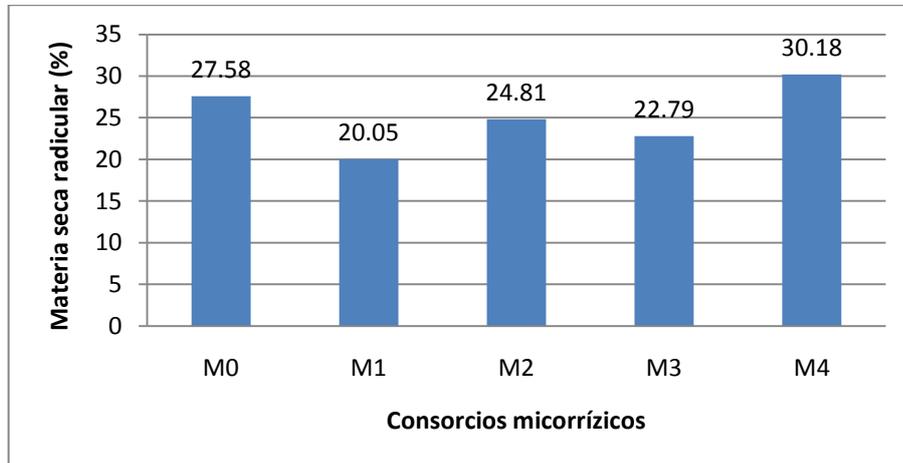
**Figura 3.40.-** Materia seca radicular media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

Los resultados, para la *materia seca radicular* de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, sin embargo los promedios obtenidos (Anexo 16) encontraron el valor más alto correspondiente al 50% DS (304 mg P/kg suelo), con 30.59% de materia seca a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo demostró la dosis del 25% DS (152 mg P/kg suelo) con 21.82% de materia seca. En las dosis del 25% DS, 75% DS, 100% y 125% DS la *materia seca radicular* fue baja, mientras que a la dosis 50% DS la *materia seca radicular* incrementó (Figura 3.41).



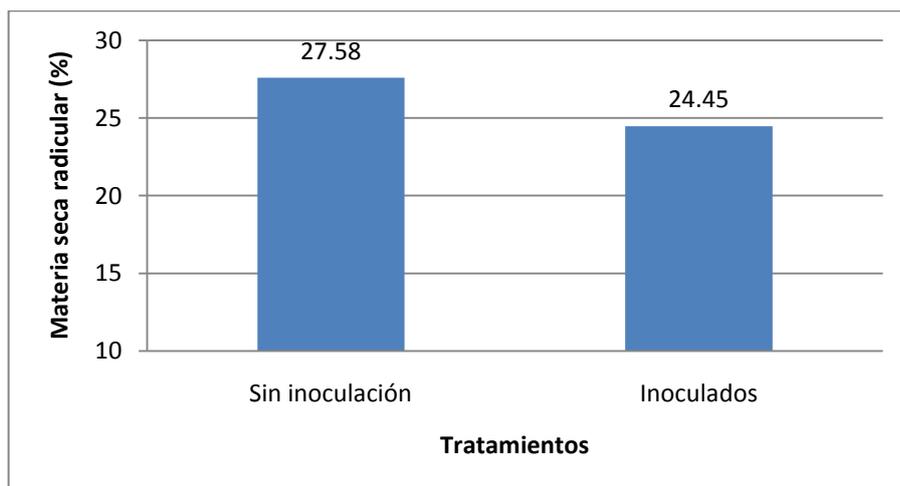
**Figura 3.41.-** Medias de la variable materia seca radicular correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas. Sin embargo los promedios (Anexo 17) demostraron que el consorcio M4 (Zona Quevedo) tuvo el mayor valor con 30.18% de materia seca, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M1 (Zona Quinindé) con 20.05% de materia seca (Figura 3.42).



**Figura 3.42.-** Medias de la variable materia seca radicular correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Los resultados para la *materia seca foliar* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas, sin embargo los promedios demuestran que el mayor valor correspondió al testigo sin inoculación con 27.6% vs. 24.5% de materia seca del tratamiento inoculado a los 210 DDI (Figura 3.43).



**Figura 3.43.-** Materia seca radicular media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

### 3.1.8. Porcentaje de colonización micorrízica:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.21) para casi todas las fuentes de variación evaluadas en fase de vivero es decir: Tratamientos, Consorcios Micorrízicos, Dosis de fósforo, Consorcios Micorrízicos\*Dosis de fósforo (M)\*(F) y testigo sin micorriza vs. el resto de tratamientos, a excepción de los polinomios ortogonales para el término cuadrático, en la interacción M\*F y en la comparación entre el tratamiento sin micorriza con el resto de tratamientos inoculados si hubieron diferencias estadísticas, evaluando la variable *porcentaje de colonización micorrízica*. La media general fue de 36.82% de colonización micorrízica y el coeficiente de variación fue de 24.85%.

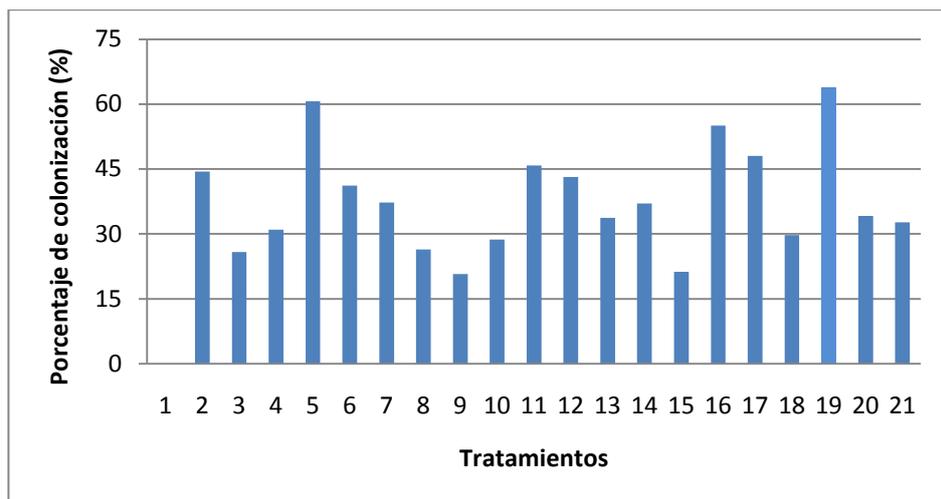
**Tabla 3.21.-** ANOVA para la variable porcentaje de colonización micorrízica a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	6222.13	20	311.11	0.77 <sup>ns</sup>
Consorcios (M)	316.63	3	105.54	1.26 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	100.74	1	100.74	1.20 <sup>ns</sup>
M3 vs M2, M1	12.71	1	12.71	0.15 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	203.18	1	203.18	2.43 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	672.77	4	168.19	2.01 <sup>ns</sup>
Término lineal	37.42	1	37.42	0.45 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	359.57	1	359.57	4.29*
Resto	275.78	2	137.89	1.65 <sup>ns</sup>
M *F	2189.02	12	182.42	2.18*
M0 vs resto	3043.71	1	3043.71	36.34*
Error	3518.26	42	83.77	
Total	9740.39	62		

CV = 24.85%

Promedio (%) = 36.82

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI no presentaron diferencias estadísticas significativas, pero a pesar de esto los promedios presentados en el Tabla 3.22 dejan observar que el mayor valor correspondió al tratamiento 19 (M4x75P) con 63.89% de colonización, seguido del tratamiento 5 (M1x100P) con 60.61% de colonización, mientras que el menor valor correspondió al tratamiento 1 (Testigo sin inoculación) con 0.00% de colonización (Figura 3.44).

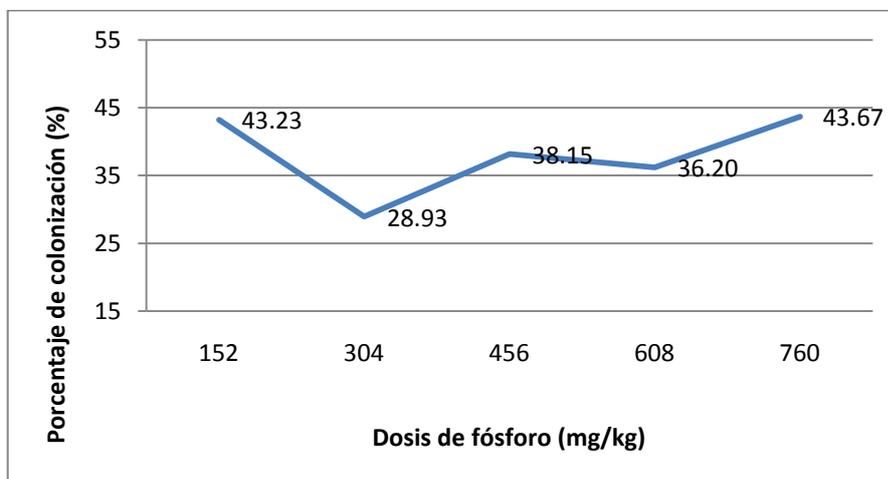


**Figura 3.44.-** Porcentaje de colonización micorrízica de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

**Tabla 3.22.-** Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

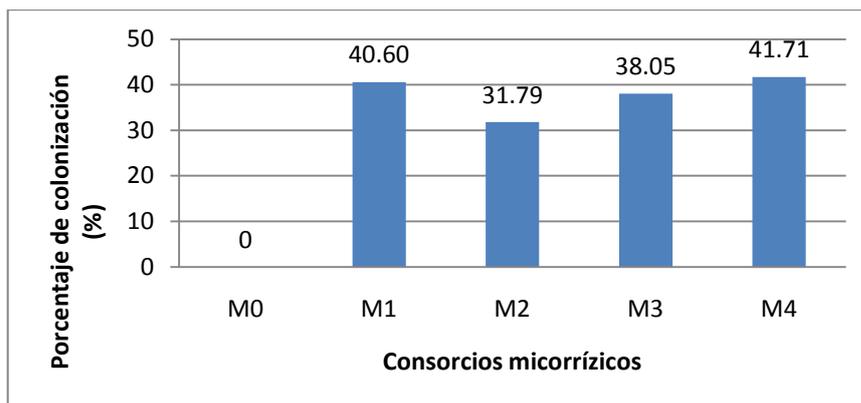
Tratamientos	Porcentaje de Colonización promedio (%)
T1	0.00
T2	44.45
T3	25.80
T4	31.00
T5	60.61
T6	41.13
T7	37.28
T8	26.44
T9	20.71
T10	28.71
T11	45.79
T12	43.19
T13	33.72
T14	37.01
T15	21.27
T16	55.05
T17	48.00
T18	29.76
T19	63.89
T20	34.19
T21	32.70

Los resultados, para el *porcentaje de colonización micorrízica* de raíces de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, pero en los polinomios ortogonales si existieron diferencias estadísticas significativas para el término cuadrático. Los promedios de la variable *porcentaje de colonización micorrízica* obtenidos para cada dosis de fósforo (Anexo 18) demuestran que el valor más alto correspondió a la dosis 125% DS (760 mg P/kg suelo) con 43.67% de colonización a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo fue obtenido por la dosis del 50% DS (304 mg P/kg suelo) con 28.93% de colonización. En la figura 3.45 se observa el comportamiento del *porcentaje de colonización micorrízica*, de donde se ve que en la dosis del 25% DS, 75% DS y 125% DS el porcentaje fue mayor, seguido muy de cerca por la dosis 100%, mientras que a la dosis 50% DS, el porcentaje disminuyó.



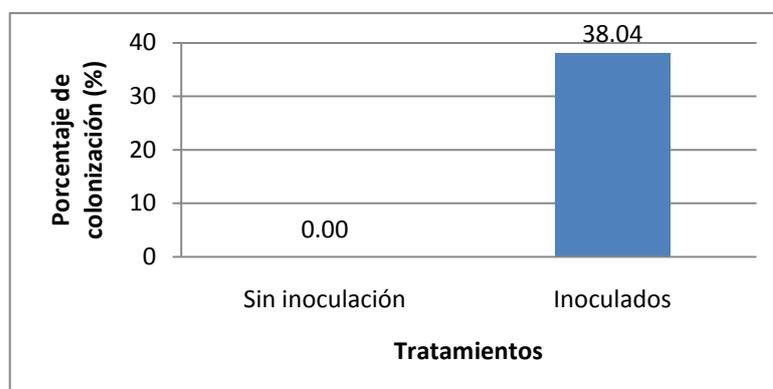
**Figura 3.45.-** Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas, sin embargo los promedios (Anexo 19) demuestran que con los consorcios M4 (Zona Quevedo) y M1 (Zona Quinindé) se obtuvieron los mayores valores con 41.71% y 40.60% de colonización respectivamente, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M0 (Testigo sin inocular) con 0.00% de colonización (Figura 3.46).



**Figura 3.46.-** Medias de la variable porcentaje de colonización micorrízica correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Los resultados para el *porcentaje de colonización micorrízica* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, presentaron diferencias significativas, de manera que en el testigo sin inoculación se evidenció la ausencia de colonización micorrízica con 0.0% de colonización vs. 38.04% del tratamiento inoculado a los 210 DDI, lo que marca la diferencia estadística (Figura 3.47).



**Figura 3.47.-** Porcentaje de colonización micorrízica media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

### 3.1.9. Densidad visual del endófito:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) hubo significancia estadística (Tabla 3.23) para casi todas las fuentes de variación evaluando la variable *densidad visual del endófito*, es decir: para los Tratamientos, las Comparaciones Ortogonales correspondientes a los consorcios micorrízicos, la interacción M\*F y la comparación entre el tratamiento sin micorriza con los tratamientos inoculados. No hubo diferencias

significativas en la comparación ortogonal M2 vs. M1 y en los polinomios ortogonales. La media general fue de 0.85% de densidad visual del endófito a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 18.53%.

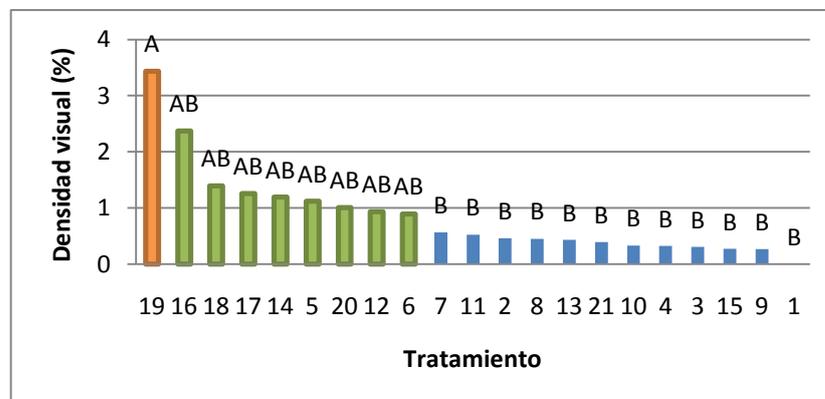
**Tabla 3.23.-** ANOVA para la variable densidad visual del endófito a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	124.56	20	6.23	3.12*
Consortios (M)	34.31	3	11.44	5.73*
M4 vs M3, M2, M1	25.02	1	25.02	12.54*
M3 vs M2, M1	8.10	1	8.10	4.06*
M2 vs. M1	1.20	1	1.20	0.60 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	9.90	4	2.47	1.24 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.64	1	0.64	0.32 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.08	1	0.08	0.04 <sup>ns</sup>
Resto	9.18	2	4.59	2.30 <sup>ns</sup>
M *F	69.20	12	5.77	2.89*
M0 vs resto	11.16	1	11.16	5.59*
Error	83.78	42	1.99	
Total	208.34	62		

CV = 18.53%

Promedio (%) = 0.85

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI presentaron diferencias estadísticas significativas. Los valores promedios se presentan en el Tabla 3.24, donde se observa que el mejor valor corresponde al tratamiento 19 (M4x75P) con 3.44% de densidad visual, seguido del tratamiento 16 (M3x125P) con 2.37% de densidad visual, mientras que el menor valor fue del tratamiento 1 (Testigo sin inoculación) con 0.00% de densidad visual (Figura 3.48).

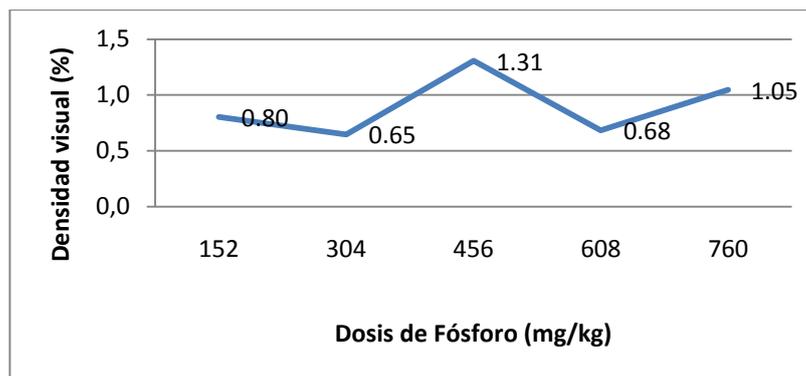


**Figura 3.48.-** Densidad visual del endófito media de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

**Tabla 3.24.-** Medias de la variable densidad visual del endófito para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

Tratamientos	Densidad Visual del endófito promedio (%)
T1	0.00
T2	0.46
T3	0.31
T4	0.32
T5	1.12
T6	0.90
T7	0.56
T8	0.45
T9	0.27
T10	0.33
T11	0.52
T12	0.94
T13	0.43
T14	1.20
T15	0.27
T16	2.37
T17	1.26
T18	1.39
T19	3.44
T20	1.01
T21	0.40

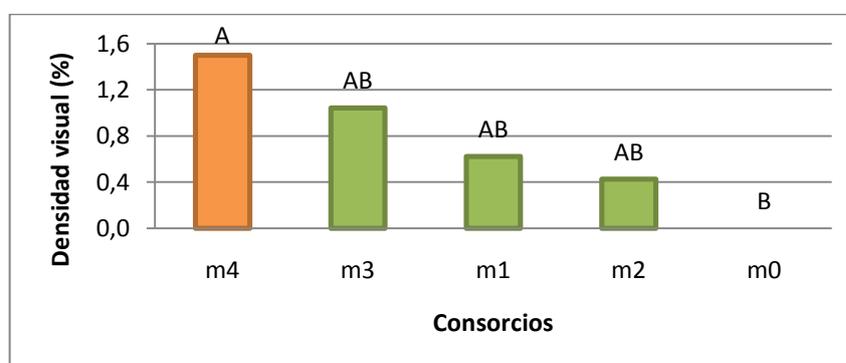
Los resultados, para la *densidad visual del endófito* en raíces de palma, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística. Sin embargo los promedios obtenidos para cada dosis de fósforo (Anexo 20) dejan ver que el valor más alto correspondió al 75% DS (456 mg P/kg suelo) con 1.31% de densidad visual a los 210 DDI, mientras que el valor más bajo fue de la dosis del 50% DS (304 mg P/kg suelo) con 0.65%, seguido por la dosis del 100% (608 mg P/kg suelo) con una densidad visual del 0.68%. En la figura 3.49 se observa el comportamiento de la *densidad visual del endófito*, de manera que en la dosis del 25% DS, 75% DS y 125% DS el porcentaje fue mayor, mientras que a las dosis 50% P y 100% P el porcentaje disminuyó.



**Figura 3.49.-** Medias de la variable densidad visual del endófito correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

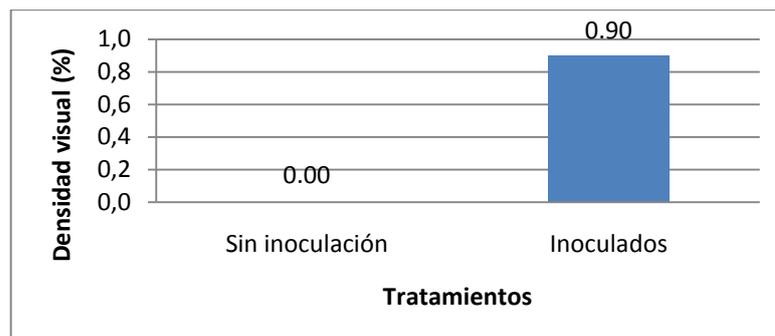
La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) presentó diferencias estadísticas significativas, incluyendo a las comparaciones M4 vs. M3, M2, M1 y M3 vs. M2, M1, pero no hubo diferencias para M2 vs. M1. Los promedios (Anexo 21) demuestran que el consorcio M4 (Zona Quevedo) obtuvo el mayor valor con 1.50% de densidad visual, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M0 (Testigo sin inocular) con 0.00% de densidad visual (Figura 3.50).

La significancia estadística se muestra en la figura 3.50, donde se observa que el consorcio M4 (A) fue el mejor seguido por M3, M1 y M2 (AB) y finalmente M0 (B), presentando 3 rangos estadísticos.



**Figura 3.50.-** Medias de la variable densidad visual del endófito correspondientes a los consorcios micorrízicos.

Los resultados para la *densidad visual del endófito* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, presentaron diferencias significativas. La figura 3.51 muestra las medias del testigo sin inoculación y los tratamientos inoculados, evidenciándose la ausencia de colonización micorrízica en las raíces del testigo sin inoculación con 0.0% versus 0.90% de *densidad visual del endófito* del tratamiento inoculado a los 210 DDI.



**Figura 3.51.-** Densidad visual del endófito media de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación micorrízica y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

### 3.1.10. Contenido de fósforo:

A los 210 días después de la inoculación (DDI) no hubo significancia estadística (Tabla 3.25) para casi todas las fuentes de variación evaluadas en fase de vivero a los 210 días después de la inoculación (DDI), es decir: Tratamientos, Consorcios Micorrízicos, Dosis de fósforo, Consorcios Micorrízicos\*Dosis de fósforo (M)\*(F) y testigo sin micorriza vs. el resto de tratamientos, exceptuando la comparación M4 vs. M3, M2, M1 (estadísticamente significativa), evaluando la variable *contenido de fósforo*. La media general fue de 0.18% de fósforo foliar a los 210 DDI y el coeficiente de variación fue de 9.63%.

**Tabla 3.25.-** ANOVA para la variable contenido de fósforo foliar a los 210 días DDI.

Fuente de variación	S. C.	G. L.	C.M.	F cal.
Tratamientos	0.0050	20	0.0002	0.77 <sup>ns</sup>
Consorcios (M)	0.0004	3	0.0001	0.48 <sup>ns</sup>
M4 vs M3, M2, M1	0.0021	1	0.0021	6.91*
M3 vs M2, M1	0.0001	1	0.0001	0.42 <sup>ns</sup>
M2 vs. M1	0.0010	1	0.0010	3.33 <sup>ns</sup>
Dosis (F)	0.0008	4	0.0002	0.67 <sup>ns</sup>
Término lineal	0.0005	1	0.0005	1.67 <sup>ns</sup>
Término cuadrático	0.0002	1	0.0002	0.67 <sup>ns</sup>
Resto	0.0001	2	0.0001	0.18 <sup>ns</sup>
M *F	0.0034	12	0.0003	0.94 <sup>ns</sup>
M0 vs resto	0.0004	1	0.0004	1.23 <sup>ns</sup>
Error	0.0130	42	0.0003	
Total	0.0170	62		

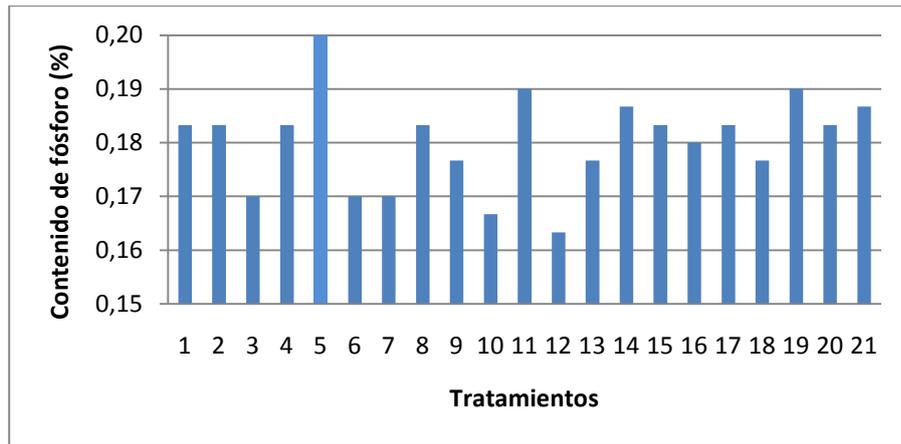
CV = 9.63%

Promedio (%) = 0.18

Los tratamientos evaluados a los 210 DDI no presentaron diferencias estadísticas significativas, sin embargo el Tabla 3.26, muestra que el mayor valor fue del tratamiento 5 (M1x100P) con 0.2% de fósforo foliar, seguido por los tratamientos 19 (M4x75P) y 11 (M2x125P) con 0.19% de fósforo foliar, mientras que el menor valor correspondió al tratamiento 12 (M3x25P) con 0.163% de fósforo foliar (Figura 3.52).

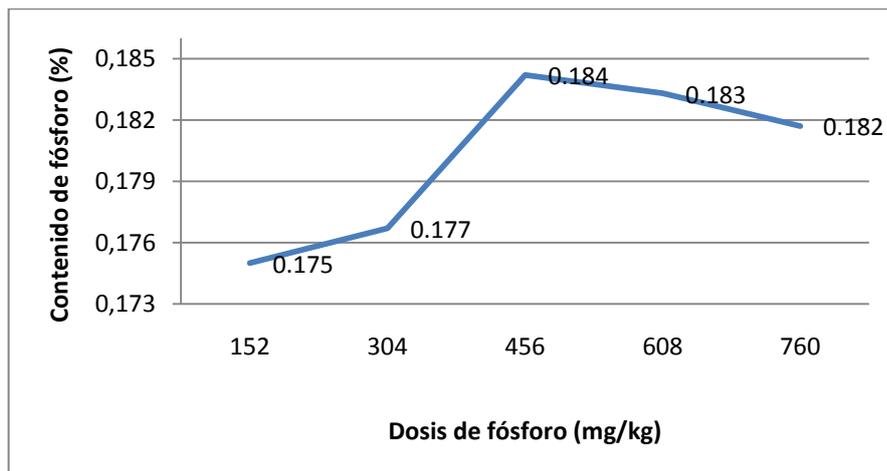
**Tabla 3.26.-** Medias de la variable contenido de fósforo foliar para los tratamientos evaluados en fase de vivero a los 210 DDI.

<b>Tratamiento</b>	<b>Contenido de fósforo promedio (%)</b>
T1	0.183
T2	0.183
T3	0.170
T4	0.183
T5	0.200
T6	0.170
T7	0.170
T8	0.183
T9	0.177
T10	0.167
T11	0.190
T12	0.163
T13	0.177
T14	0.187
T15	0.183
T16	0.180
T17	0.183
T18	0.177
T19	0.190
T20	0.183
T21	0.187



**Figura 3.52.-** Contenido de fósforo foliar medio de los tratamientos evaluados en las plantas de palma aceitera a los 210 DDI.

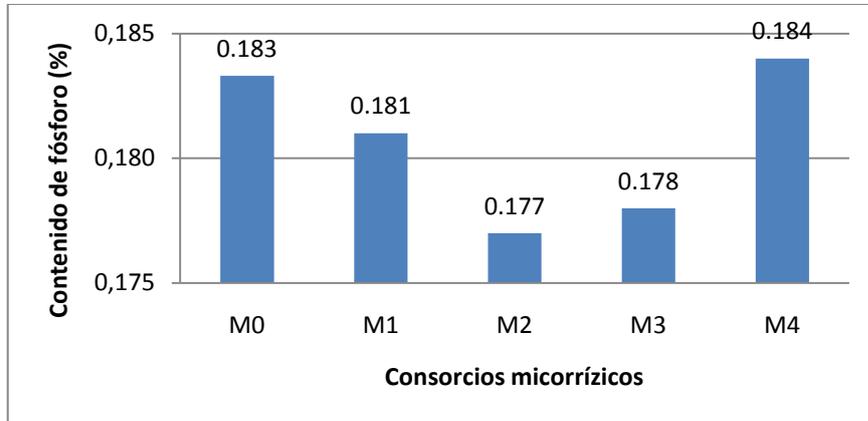
Los resultados, para el *contenido de fósforo* foliar de palma en fase de vivero, respecto a las dosis de fósforo no mostraron significancia estadística, sin embargo los promedios obtenidos (Anexo 22) muestran que el valor más alto de densidad visual correspondió al 75% DS (456 mg P/kg suelo) con 0.184% de fósforo foliar, seguido por la dosis 100% y 125% DS (608 y 760 mg P/kg suelo) con 0.183% y 0.182% de fósforo foliar respectivamente, mientras que el valor más bajo tuvo la dosis del 25% DS (152 mg P/kg suelo) con 0.175% de fósforo foliar. En la figura 3.53 se observa el comportamiento del porcentaje de *contenido de fósforo*, de manera que en la dosis del 75% DS el porcentaje fue mayor, mientras que a las dosis 100%, 125% DS, 50% DS y 25% DS el porcentaje disminuyó.



**Figura 3.53.-** Medias de la variable contenido de fósforo foliar correspondientes a la fuente de variación dosis de fósforo.

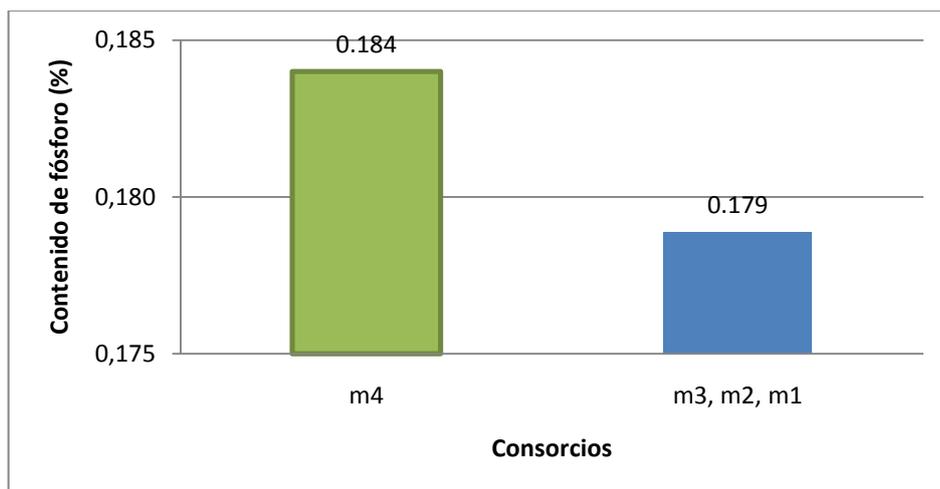
La fuente de variación consorcios micorrízicos (M) no presentó diferencias estadísticas significativas para la comparación ortogonal, mientras que para la

comparación M4 vs. M3, M2, M1 si hubo diferencias. Los promedios (Anexo 23) se presentan en la figura 3.54, mostrando al consorcio M4 (Zona Quevedo) tuvo el mayor valor con 0.184% de fósforo foliar, mientras que el menor valor correspondió al consorcio M2 (Zona San Lorenzo) con 0.177% de fósforo foliar.



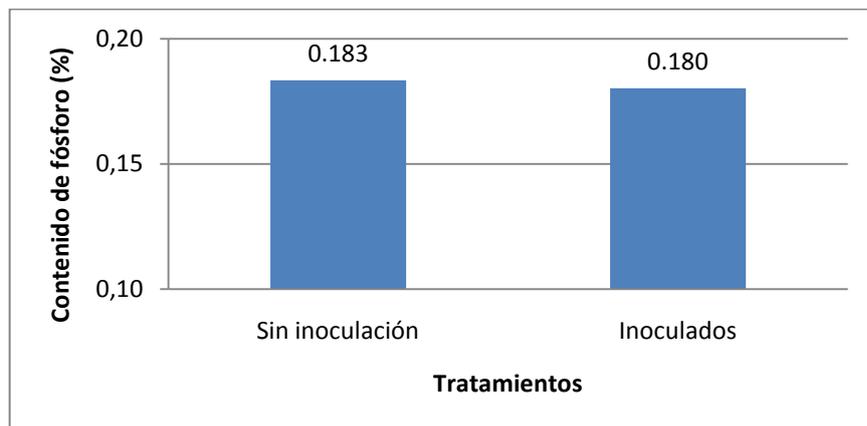
**Figura 3.54.-** Medias de la variable contenido de fósforo foliar correspondientes a los consorcios micorrízicos.

La comparación ortogonal entre el consorcio M4 y el promedio de los consorcios M3, M2 y M1 mostró diferencias significativas. Mediante la figura 3.55 se observa que el mejor valor obtenido correspondió al consorcio M4 (zona Quevedo). Se observa la superioridad del contenido de fósforo en las plantas inoculadas con micorrizas arbusculares de la zona de Quevedo con 0.184% vs. 0.179% del promedio de los otros consorcios micorrízicos a los 210 DDI.



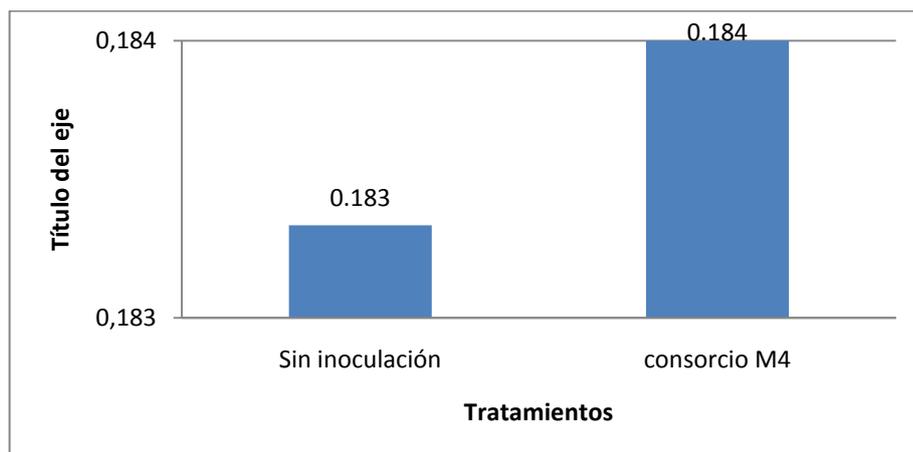
**Figura 3.55.-** Contenido de fósforo foliar medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio M4 (zona Quevedo) y el promedio del resto de los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

Los resultados para el *contenido de fósforo* en el tratamiento sin inoculación micorrízica y el promedio de los valores de los tratamientos inoculados, no presentaron diferencias significativas. A pesar de esto los promedios del testigo sin inoculación y los tratamientos inoculados muestran una pequeña diferencia del contenido de fósforo en las plantas testigo con 0.183% vs. 0.180% del tratamiento inoculado a los 210 DDI (Figura 3.56).



**Figura 3.56.-** Contenido de fósforo foliar medio de las plantas de palma aceitera correspondiente al testigo sin inoculación y los consorcios micorrízicos evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

Es posible evidenciar la superioridad del consorcio M4 frente al testigo sin inoculación mediante la figura 3.57, en donde se muestran las medias del consorcio M4 (zona Quevedo) y el tratamiento sin inoculación con 0.184% vs. 0.183% de fósforo foliar del tratamiento sin inoculación a los 210 DDI.



**Figura 3.57.-** Contenido de fósforo foliar de las plantas de palma aceitera correspondiente al consorcio M4 (zona Quevedo) y el tratamiento sin inoculación, evaluados en fase de vivero en 210 DDI.

## 4. DISCUSIÓN

### 4.1. Fase I: Reproducción e incremento de inóculo de micorriza asociado a palma aceitera mediante trampeo en sorgo (*Sorghum vulgare*) bajo condiciones de invernadero

#### 4.1.1. Densidad visual del endófito

El ANOVA (Tabla 3.4) muestra la ausencia de diferencias estadísticas significativas. Los valores de baja densidad visual sugieren que los consorcios micorrízicos no se establecieron rápidamente con las raíces de las plantas de sorgo (*S. vulgare*), pues el proceso de infección pudo haber sido lento, impidiendo que a los 90 días después de la siembra se lograra visualizar buena densidad del hongo dentro de la raíz. Al respecto, Tobar-Franco (2006) encontró que la infección con *Acaulospora foveata* fue lenta y muy escasa aún a los 180 días.

También pudo deberse a la especificidad que han desarrollado evolutivamente los hongos por su huésped original (palma aceitera); pues como menciona Blanco y Salas (1997) las micorrizas arbusculares son capaces de colonizar gran cantidad de plantas, pero presentan especificidad ecológica, de manera que los monocultivos pueden seleccionar los hongos micorrízicos que necesitan, determinando una reducción de los beneficios potenciales para otras plantas (Gosling *et al.*, 2006). Por esta razón los consorcios micorrízicos se han adaptado al hábitat del cultivo de palma aceitera durante muchos años, ya que en zonas como La Concordia, la palmicultura data desde la década de los 1950's, y posiblemente los consorcios micorrízicos colectados eran más potenciales con la palma aceitera.

Es importante tener en cuenta el género de planta usado como planta trampa, pues Morales (2009) obtuvo buenos resultados con la propagación de esporas de hongos micorrízicos usando sorgo (*S. vulgare*), por lo que se eligió al sorgo como trampa en este ensayo, además Juárez (1995) menciona que el sorgo permite propagar masivamente los hongos.

Durante la inoculación de los consorcios micorrízicos a la plantas trampa es posible que hubiera la presencia también de hongos saprófitos del suelo, como es el caso de *Trichocladium* sp. Este hongo es aislado comúnmente del suelo (Goh y Kide, 1999) y de madera en descomposición (Seidl, 2010) y ha sido encontrado en raíces de sistemas de cultivo de Arroz-trigo (Iram *et al.*, 2003), lo que sugiere la posibilidad de

que viva en la rizosfera asociado a gramíneas. Al final de la etapa, se comprobó la presencia de *Trichocladium* en los inóculos aplicados para la reproducción en macetas con plantas de sorgo (*S. vulgare*). Este microorganismo fue identificado durante la determinación de la colonización micorrízica en raíces de sorgo (Insuasti, 2009). Con la observación de *Trichocladium* en las raíces, se sugiere una probable competencia, principalmente por espacio y alimento, con los consorcios micorrízicos inoculados.

Por otro lado, los valores bajos de densidad visual no implican necesariamente que la relación simbiótica sea funcional en mayor o menor grado, ya que el intercambio neto de nutrientes entre los simbioses no es proporcional a ésta variables (Herrera-Peraza *et al.*, 2004 citado por Ochoa-Meza *et al.*, 2009). Los valores promedios de densidad visual de los consorcios micorrízicos deberían acercarse al 35.5% para obtener buenos resultados de la simbiosis hongo-planta.

#### **4.1.2. Población de esporas**

A pesar de la ausencia de diferencias significativas (Tabla 3.5) todos los consorcios micorrízicos incrementaron su población micorrízica, llegando incluso hasta 4.5 veces su población inicial, tal es el caso del consorcio 24 (zona Quinindé) que aumentó el inóculo de 669.47 a 3038.35 esporas/100gss.

La mayor población de esporas del consorcio micorrízico 27, alcanzó aproximadamente 5000 esporas/100gss, un inóculo pequeño comparado con el alcanzado por Enríquez *et al.* (2010) de 20400 esporas/100gss, pero suficiente para lograr los propósitos de inoculación en la siguiente fase, pues Enríquez (2008) inoculó en plantas de palmito aproximadamente 500 esporas/planta de micorrizas FUNGIFERT logrando buenos resultados.

Es posible que el tiempo de multiplicación en la planta trampa durante la fase de invernadero no fuera el suficiente. Al respecto, León (2006) menciona que la formación de las esporas comienza, en la mayoría de hongos, en la semana 3 ó 4 luego de la colonización, de manera que la planta trampa y el suelo pueden afectar el tiempo así como la cantidad de esporulación.

A pesar de que la cantidad de esporas en el inóculo final no alcanzó un número similar al de otras reproducciones, como la de Enríquez *et al.* (2010), no se concluye sobre la diversidad de las poblaciones de hongos ahí presentes basándose en la cantidad, pues la población de esporas usadas para la inoculación no reflejan el nivel de colonización en las raíces de las planta (León 2006, Clapp *et al.* 1995 citado por Öpik

2004), ya que la esporulación se da solamente después de que la biomasa ha pasado el umbral crítico en la raíz, y luego continúa con el desarrollo del hongo (INVAM, 2009).

Los resultados obtenidos permiten relacionar la densidad visual con la población de esporas, de manera que es necesario incrementar el porcentaje de estructuras micorrízicas dentro de la raíz para producir una población de esporas alta, en el proceso de reproducción con plantas trampa.

#### **4.1.3. Producción de materia seca foliar**

La significancia estadística no presentó diferencias (Tabla 3.3), lo que sugiere que los consorcios no otorgaron cantidades diferentes de materia seca a las plantas huésped, debido probablemente a la baja densidad del endófito en las raíces, de manera que no aportaban cantidades de nutrientes que marquen la diferencia en el crecimiento vegetativo de la planta. Entry *et al.* (2002) menciona en sus ensayos que la colonización micorrízica ha resultado en el incremento del área foliar, la biomasa total y radical de las plantas asociadas, lo que sería logrado con una buena colonización micorrízica. En vista de que la densidad visual fue pequeña, la efectividad de la simbiosis no fue la más potencial, por lo que no se presentaron diferencias entre los consorcios micorrízicos. Además es posible que los consorcios micorrízicos evaluados posean las mismas poblaciones de morfoespecies, de manera que actúan de manera similar con la planta huésped.

#### **4.2. Fase II: Estudio de la eficiencia infectiva de los consorcios micorrízicos seleccionados, en palma aceitera en fase de vivero**

Durante la fase de vivero, las evaluaciones se hicieron a los 210 DDI. Para el trasplante se utilizó plantas de la fase de previvero que tenían una edad de 120 días después de la siembra (DDS). La inoculación micorrízica se realizó 21 días después del trasplante, cuando el sistema radicular de la plantita ya se encontraba establecida luego de la etapa de previvero, de manera que las estructuras micorrízicas pudieran asociarse a las raíces en mayor cantidad de lugares. Fue necesario esperar 21 días después del trasplante (DDT) por precaución, debido a la aplicación del insecticida Furadan 10G (121 mg kg<sup>-1</sup> de suelo) al hoyo del trasplante, para que no afecten a las esporas del hongo. La etapa total de vivero es de 351 días (36 semanas), tiempo recomendado por INIAP EESD y descrito por Rankine y Fairhurst (1998) para que las plantitas sean transplantadas en el campo en su sitio definitivo. Se realizaron las evaluaciones hasta

los 210 DDI, pues conjuntamente con el tiempo de la etapa de previvero y el tiempo de espera después de la aplicación de Furadan 10G, el vivero cumplió el tiempo recomendado.

La colonización micorrízica puede afectarse debido a la acción del insecticida furadan. Sin embargo, de acuerdo a Suha *et al.* (2009), furadan no afecta la colonización radicular del simbiote a dosis de 500 mg carbofuran/kg de suelo en frejol *Dolichos*. Veeraswamy *et al.* (1993) quienes aplicaron dosis de 0.25-1.25 mg carbofuran/kg de suelo, tampoco encontraron toxicidad para el desarrollo micorrízico ni para las plantas de sorgo evaluadas, aunque Chandra y Kheri (2006) al evaluar dosis de 25-100 mg carbofuran/kg de suelo, encontraron inhibición de la colonización micorrízica. Resultados análogos obtuvieron Veeraswamy *et al.* (1993), quienes a dosis de 2.5-5 mg carbofuran/kg, evidenciaron el efecto negativo.

De acuerdo a estos resultados es importante tener en cuenta el efecto negativo que puede presentar el insecticida furadan y, por lo tanto es fundamental saber seleccionar la metodología de aplicación más adecuada del inóculo micorrízico, cuando en el manejo del vivero se incluye el insecticida, pues el contacto directo de los dos puede ser fatal para la viabilidad de los hongos micorrízicos. En el presente estudio se aplicaron 121 mg carbofuran/kg de suelo, pero 21 días antes de la inoculación micorrízica. Además, el insecticida fue colocado a una profundidad de 20 cm y sobre él se transplantó la plantita de palma procedente del previvero. Posteriormente, sobre la corona de la planta se inocularon las micorrizas arbusculares, lo que sin duda minimizó el efecto negativo del insecticida, y favoreció el desarrollo del hongo asociado a la plántula reduciendo al máximo la exposición al químico. Este protocolo fue fundamental para inhibir el efecto dañino del agroquímico a pesar de que el tiempo de vida media del agroquímico es 50 días de acuerdo a FMC Latinoamericana (2011). La volatilización del agroquímico pudo haber sido la causa de la inhibición de una pequeña población fúngica, pero obviamente dejó una cantidad de esporas viables suficientes para el proceso infectivo.

El sustrato empleado para el llenado de las bolsas plásticas tuvo las características físico-químicas descritas en el anexo 24. Estas características del suelo posiblemente afectaron la disponibilidad efectiva del fósforo aplicado para la planta, debido al pH ácido.

Además (anexo 24), la baja cantidad de materia orgánica ( $1.9 \text{ mg kg}^{-1}$ ) posiblemente no favoreció el desarrollo óptimo de los hongos micorrízicos inoculados, pues los microorganismos benéficos como las micorrizas requieren de condiciones apropiadas de materia orgánica para el desarrollo.

#### **4.2.1. Altura de planta**

Según el ANOVA realizado para la variable altura de planta, no existieron diferencias estadísticas significativas a los 210 DDI. Al respecto Motta y Munévar (2005) encontraron que la altura de planta no presentó diferencias significativas a los 270 DDI, sino hasta los 480 DDI. Por otro lado, Cruz (2007) tampoco encontró diferencias significativas a los 315 DDI, datos que corroboran el retardo simbiótico entre micorrizas arbusculares y plantas de palma aceitera.

El simbiote micorrízico requiere de un período inicial de incubación, que puede ser variable de acuerdo al hospedero (Enríquez, 2008). Los efectos de los hongos micorrízicos en las plantas de palma aceitera no son evidentes en este tiempo de evaluación (210 DDI), pues requieren de un período mucho mayor que con otras plantas. Enríquez (2008) encontró diferencias significativas para la altura de planta de palmito (*Bactris gasipaes*, HBK) a los 60 DDI. Si bien es cierto la palma aceitera y el palmito son morfológicamente parecidos (sistema radicular) por pertenecer a la familia Aracacea, el tiempo que permanecen en vivero es diferente y menor para el palmito (6 meses versus 12 meses de la palma). El lapso de tiempo requerido para el inicio de los beneficios potenciales otorgados por la simbiosis en palma aceitera podría requerir de un periodo mayor a 8 meses después de la inoculación, pues Barrera (2009) encontró diferencias significativas para la altura de plantas de vivero de palma aceitera inoculadas con micorriza a los 240 DDI.

En cuanto al efecto de la dosis de fósforo sobre la altura de planta los resultados (grafico 3.7) al mayor valor de fósforo aplicado ( $760 \text{ mg P kg}^{-1}$ ) el crecimiento de la planta fue alto, pero superado por la dosis más baja otorgada a la planta ( $152 \text{ mg P kg}^{-1}$ ). Este hecho se puede atribuir a las micorrizas arbusculares, pues aportan el fósforo necesario para que el crecimiento de la planta sea mayor con dosis bajas. Al respecto, Barrera (2009), a los 240 DDI obtuvo mejores valores de la altura de planta de palma aceitera micorrizadas con dosis de fertilización de 0 y 100%, mientras que con la dosis del 50% no hubo diferencias significativas. La micorriza actúa más eficientemente con dosis bajas de fósforo, de manera que existe alta colonización en

sitios con bajo contenido del nutriente. Las aplicaciones excesivas reducen la colonización y la población de esporas (Gosling *et al.*, 2006) por el daño que se produce en el micelio (Juarez, 1995), siendo el nutriente aplicado en exceso aprovechado de mejor manera por la planta, permitiéndole mayor crecimiento.

Los consorcios procedentes de las zonas de Quinindé y Quevedo arrojaron alturas numéricamente superiores a los de las plantas sin inoculación y a los procedentes de las zonas de La Concordia y San Lorenzo (Gráfico 3.8), pero sin diferencias estadísticas significativas. Posiblemente los consorcios micorrízicos procedentes de la zona de La Concordia y San Lorenzo no posean el consorcio micorrízico más adaptado y sinérgico. Al respecto, Solaiman y Abbott (2003) mencionan que los cambios del huésped inducidos por los hongos micorrízicos varían dependiendo de las combinaciones entre planta-hongos. Las plantas sin inoculación crecieron muy a la par de las inoculadas pues fueron nutridas con el contenido de nutriente óptimo para el desarrollo de las mismas.

Los tratamientos evaluados no fueron significativos estadísticamente, pero el mayor valor numérico fue obtenido por el tratamiento T17 (M4x25P), es decir la interacción entre la dosis de fósforo más baja ( $152 \text{ mg P kg}^{-1}$ ) y el consorcio micorrízico procedente de la zona de Quevedo. A dosis bajas de fósforo, la micorriza actuó bien, entregando mayores beneficios para la altura de la planta. En la zona de Quevedo, el consorcio micorrízico al parecer está mejor adaptado con el cultivo de palma, potencializando la simbiosis. Es importante recalcar que los tratamientos 6 (M1x125P) y 11 (M2x125P), entregaron a la planta mayor cantidad de nutriente, lo que disminuyó la colonización del hongo, pero entregó más cantidad de elemento químico, permitiéndole a la planta crecer más. Los tratamientos 2 (M1x25P) y 12 (M3x25P) crecieron con alturas muy similares a los tratamientos antes mencionados, posiblemente por una mejor asimilación del nutriente por la presencia de micorrizas arbusculares (Gráfico 3.6).

Según los resultados de dosis de fósforo (Gráfico 3.7) y los consorcios micorrízicos (Gráfico 3.8) no hubo ninguna diferencia hasta los 210 DDI. La literatura (Motta y Munévar, 2005), lo atribuye al tiempo muy corto desde la inoculación con micorriza arbuscular hasta la última evaluación, siendo necesario esperar un tiempo mayor para empezar a ver resultados más concretos y diferencias más marcadas.

En el gráfico 3.11 se observa la tendencia del crecimiento con una pendiente mayor para los tratamientos inoculados en las últimas evaluaciones. Es posible que las

plantas de palma a partir de los 180 DDI hasta los 210 DDI de evaluación comenzaron a recibir los beneficios potenciales del hongo micorrízico, por la tendencia presentada, pues supera al testigo. En plantas de palma aceitera, para evidenciar el beneficio micorrízico, es necesario evaluar durante un tiempo prolongado para observar el comportamiento de la altura y la influencia de los simbiontes.

#### **4.2.2. Emisión foliar**

En relación a la falta de respuesta en emisión foliar, Cruz (2007) no encontró significancia estadística para esta variable, pero Motta y Munévar (2005) encontraron diferencias para el número de hojas a partir de los 480 y 570 DDI. Por otro lado, Barrera (2009) encontró diferencias significativas a partir de los 330 DDI. Es evidente que la asociación palma-micorriza arbuscular requiere de un tiempo prolongado para empezar a surtir efectos benéficos, pues hasta los 210 DDI no se presentaron en el estudio.

La micorriza arbuscular actuó de mejor manera con una dosis del 50% DS (304 mg P kg<sup>-1</sup>) que con la dosis 100% (608 mg P kg<sup>-1</sup>). Este resultado indica que la micorriza actúa con potencialidad hasta una dosis del 50% asimilando todo el fósforo y entregándolo a la planta, pues en cantidades mayores queda demostrado que la micorriza arbuscular es reducida por el exceso de fósforo, de manera que a dosis del 75% DS (456 mg P kg<sup>-1</sup>), y 125% DS (760 mg P kg<sup>-1</sup>) su acción es limitada. A la dosis 100%, posiblemente la planta asimiló todo el nutriente necesario por sus propios medios, más que por la acción fúngica, pues la cantidad de nutriente suplido por la aplicación química era el óptimo requerido para el crecimiento de la planta.

En las comparaciones ortogonales la ausencia de diferencia significativa en el comportamiento de la variable en las plantas micorrizadas sugiere que el efecto del simbionte no otorga ventaja a la planta hasta los 210 DDI pues las plantas que no fueron inoculadas produjeron una cantidad de hojas similar.

Posiblemente la dosis del 50% P interactuó con los consorcios micorrízicos siendo beneficiosa para la planta, pues le permitió tener igualdad en la emisión foliar. El consorcio de la zona de San Lorenzo interactuando con una dosis de 100% tuvo el segundo mayor valor de emisión foliar. Los tratamientos 10 (M2x100P) y 15 (M3x100P) recibieron el 100% (608 mg P kg<sup>-1</sup>), así el suplemento de nutrientes para la planta fue completamente beneficioso a dosis altas. El tratamiento testigo también se vio beneficiado por la dosis 100% pero sin tener inoculación micorrízica, comprobando que la colonización se ve afectada a dichas dosis (Gosling *et al.*, 2006) y el desarrollo

vegetativo es bueno por la fertilización química. Una dosis de fertilizante potencializa el desarrollo de la planta (Ramirez y Muñoz, 2010) razón por la cual estas plantas con la dosis 100% emiten buena cantidad de hojas, pero el beneficio micorrízico favorece una toma de nutrientes más eficiente permitiendo reducir el uso de los fertilizantes (Gosling *et al.*, 2006), ya que la ausencia de diferencias sugiere la igualdad de la emisión foliar entre los tratamientos a los 210 DDI. Un tiempo de evaluación más prolongado permitiría observar los beneficios potenciales de los hongos micorrízicos con la planta.

#### **4.2.3. Perímetro del estipe**

La falta de diferencias estadísticas en este parámetro concuerda con Motta y Munévar (2005). Cruz (2007) tampoco encontró diferencias significativas a los 315 DDI. Obviamente en palmito hay diferencias significativas para el diámetro del tallo a los 60 DDI (Enríquez, 2008), un tiempo corto que permitió encontrar diferencias significativas a diferencia de la palma aceitera.

En cuanto a las dosis de P, a concentraciones bajas la acción de los hongos es potencial, pero según Treseder (2004) con el incremento de fósforo químico se reduce en 32% la población de hongos micorrízicos, de manera que la planta se encuentra beneficiada a dosis alta (125% P) gracias a que la disponibilidad del fósforo en el suelo es mayor

En cuanto a los consorcios, estos se adaptaron bien debido a todo el tiempo que han estado en el suelo relacionándose con el cultivo, por ejemplo, el consorcio de Quinindé. En esta zona se ha cultivado palma aceitera desde los años 1950, razón por la cual esos hongos micorrízicos muy probablemente se adaptaron a las condiciones del cultivo y al sistema radicular de la palma aceitera. El testigo sin inoculación micorrízica tuvo el menor valor numérico con respecto a los otros, lo que sugiere el posible beneficio con un tiempo de evaluación mayor a 210 DDI.

Con dosis del 25% DS ( $152 \text{ mg P kg}^{-1}$ ) y del 125% DS ( $760 \text{ mg P kg}^{-1}$ ), el comportamiento de la planta fue bueno respecto al perímetro del estipe, de manera que con dosis baja, el simbionte puede entregar la cantidad de nutriente necesario para el desarrollo de la planta, y a dosis alta, la disponibilidad de fósforo es inmediata para la planta. La ausencia de diferencias significativas posiblemente se debió a la baja colonización del hongo en las raíces, requiriendo un poco de tiempo más para la asociación con la palma de aceite.

En cuanto al comportamiento del perímetro del estipe a los 90, 120, 150, 180 y 210 DDI con respecto a las dosis de fósforo (gráfico 3.20), se observó una tendencia creciente y muy similar en todas las dosis, pero numéricamente la dosis del 25% DS es más alta comparada con el resto de dosis hasta los 180 días, siendo superada solamente por la dosis del 125% DS a los 210 DDI. En cambio, las dosis del 75% DS (456mg P kg<sup>-1</sup>) y 100% (608 mg P kg<sup>-1</sup>) siempre obtuvieron los valores más bajos, en donde posiblemente la asociación micorrízica no funcionó bien. Al respecto, Ramos-Zapata *et al.* (2006) determinaron que la pobre colonización de raíces ocurre bajo niveles altos de P del suelo.

Al comparar los valores del perímetro del estipe del tratamiento sin inoculación y el promedio de los inoculados (gráfico 3.23), se observó que a partir de los 180 DDI el valor del testigo se mantuvo lineal, mientras el valor de los tratamientos inoculados se incrementó hasta los 210 DDI. A partir de esta fecha, el efecto fue más evidente entre las plantas con micorriza y las sin micorriza, de donde se podría obtener los resultados esperados con la inoculación, para lo cual será necesario continuar con la evaluación de las plantas.

#### **4.2.4. Área foliar**

En relación al área foliar, Melendez (2010) investigó la inoculación de micorrizas arbusculares y no encontró diferencias significativas a los 90 DDI al finalizar la época de previvero de palma aceitera. Por otro lado, Sundram (2010) evaluó micorrizas arbusculares y encontró que el área foliar era estadísticamente significativa cuando una sola cepa del hongo micorrízico (*Glomus etunicatum*) estaba asociada a la planta.

En relación al resultado del gráfico 3.25, el fósforo es un elemento químico que influye directamente en el crecimiento y área foliar (Fairshurst *et al.*, 2005) de manera que cuando hay deficiencia del mismo, las variables mencionadas se ven afectadas. Por esta razón, el área foliar es mayor a dosis altas, donde no hay deficiencia para la planta, pero a la dosis 25% DS (152 mg P kg<sup>-1</sup>) donde probablemente hubo aporte del hongo a la planta el resultado es similar. El gráfico 3.27 indica la tendencia dada por el área foliar a través de los tiempos de evaluación, de donde se observa superioridad generalizada de la dosis más alta, pero con diferencias numéricas mínimas para la dosis más baja.

En relación a los resultados del gráfico 3.26, los consorcios micorrízicos no marcaron diferencia significativa frente al testigo sin inoculación, pero como se observó que a dosis altas de fósforo, la variable se comportó mejor, se sugiere que la colonización por parte de los hongos micorrízicos aportó lo suficiente para incrementar el área foliar hasta el nivel del testigo sin inoculación a los 210 DDI.

#### **4.2.5. Área foliar específica**

En cuanto a los resultados del área foliar específica, Reyes *et al.* (2008) encontraron valores entre 110 y 130 cm<sup>2</sup>/g a los 432 días después de la siembra en plantas de vivero de palma aceitera, sugiriendo que el área foliar específica de las plantas evaluadas en el presente ensayo poseen más área foliar por gramo de materia vegetal seca que las evaluadas en Tumaco (Colombia) por Reyes *et al.* (2008). El tratamiento sin inoculación presentó un valor de 182.22 cm<sup>2</sup>/g, y el tratamiento con menor valor fue el 15 (M3x100P) con 164,56 cm<sup>2</sup>/g, inclusive este siendo un valor de buena área foliar específica. El gráfico 3.35 presenta la comparación de los valores del testigo sin inoculación vs. el promedio de los tratamientos inoculados, observándose que los tratamientos que estuvieron asociados con micorrizas arbusculares obtuvieron valores numéricos más altos, evidenciando la potencialidad del simbionte para igualar el área foliar específica incluso con el aporte de dosis de nutriente más bajo.

En relación a los resultados del gráfico 3.32 (dosis de P) se sugieren la producción y expansión de hojas, y por tanto el área foliar aumenta con aplicaciones eficientes de fósforo (Farihurst *et al.*, 2005), de manera que con bajas dosis (25% DS y 50% DS), el trabajo del microsimbionte se ve reflejado en mejor asimilación de nutrientes por parte de la planta y, en cambio, a dosis de 100%, el aporte de fósforo es mayor por una cantidad óptima de nutriente aportado químicamente para la planta, pues es posible que la colonización del hongo sea menor a dosis altas (75% DS, 100% y 125% DS). Con la dosis del 75% DS no hubo mayor área foliar específica porque la planta no recibió el aporte de fósforo necesario al verse reducido el trabajo micorrízico, en cambio a la dosis del 125% DS es posible que no todo el fósforo químico estuviera disponible, por fijación al sustrato usado en el vivero, dadas las características del suelo (Anexo 24), y además por disminución (y posible detención) del trabajo del microsimbionte.

La falta de diferencias estadísticas significativas a excepción de la comparación ortogonal M4 vs. M3, M2, M1, pudo deberse posiblemente a que este consorcio

micorrízico (M4) está mejor adaptado y es más potencial en su trabajo para la captación de nutrientes para la planta.

#### **4.2.6. Materia seca foliar**

Al discutir la variable materia seca foliar, Barrera (2009) encontró diferencias significativas para el peso seco foliar a partir de los 330 DDI para el tratamiento inoculado con micorriza arbuscular sin fertilización y a los 240 DDI no encontró diferencias. El peso seco de la parte foliar presentó diferencias significativas a los 315 DDI para los tratamientos inoculados con micorrizas arbusculares Mycoral® y con dosis de 24 g P/planta y 12 g P/planta (Cruz, 2007). Los resultados sugieren que el tiempo necesario para diferenciar los beneficios otorgados por los hongos micorrízicos a la palma aceitera es de por lo menos 315 DDI.

Con una dosis baja de fertilizante, los efectos de la simbiosis fueron mucho mayores que con las otras dosis. Estos resultados son análogos a los de Barrera (2009), quién encontró que con una dosis de fósforo de 0 g los beneficios se potencializan. La dosis de fósforo 50% DS (304 mg kg<sup>-1</sup> de fósforo) fue más efectiva para el porcentaje de materia seca foliar, pues interactuó con el consorcio M1 y se alcanzó mayor cantidad numérica de materia seca por planta de palma aceitera, concordando con lo descrito por Cruz (2007) quién encontró que a una dosis del 50% DS, las plantas presentan mejor peso seco foliar.

Los consorcios micorrízicos siempre presentaron valores numéricos más altos de materia seca foliar comparados con el testigo sin inoculación (Gráfico 3.39), debido seguramente a la potencialidad que poseen los consorcios para entregar nutrientes a la planta, a pesar de la disminución de la dosis de P.

#### **4.2.7. Materia seca radicular**

En cuanto a materia seca radicular, los resultados sugieren que las micorrizas arbusculares requieren de un tiempo mayor de 330 DDI para presentar diferencias en sus beneficios otorgados a la palma aceitera ya que no existió diferencia estadística significativa para esta variable a los 210 DDI.

El hecho de que las dosis de fósforo no fueron significativamente diferentes, encontrando un mayor valor numérico con la dosis del 50% DS, es coherente con lo descrito por Cruz (2007), quien encontró mejores valores de peso seco radicular en plantas inoculadas con Mycoral® fertilizadas con fósforo a dosis análogas a las

aplicadas en el ensayo (50%) a los 315 DDI. Con un tiempo mayor de colonización del hongo en las raíces de la planta se potencializarían los beneficios de la simbiosis y sería posible encontrar diferencias significativas.

El consorcio con mayor valor numérico fue el de la zona de Quevedo, superando al resto en muchas variables, sugiriendo su mejor asociación y acción, comparado con el resto de consorcios micorrízicos nativos.

El promedio general de los tratamientos inoculados vs. el testigo sin inoculación no es significativamente estadístico, posiblemente se debió a que el testigo tuvo una dosis de fósforo adecuada (100%). Según Fairhurst *et al.* (2005), un nivel óptimo de fósforo permite un apropiado desarrollo del sistema radicular, siendo esta la probable causa de la superioridad numérica del testigo, pues los simbiontes microscópicos no otorgaban aún todo su potencial a los 210 DDI y representaban inicialmente un “gasto” nutritivo para la planta, a diferencia del testigo sin inoculación que tenía la cantidad apropiada del nutriente para su desarrollo completo, sin la presencia del hongo a quien aportar azúcares como fuente de carbono.

#### **4.2.8. Porcentaje de colonización micorrízica**

Con relación a los resultados del porcentaje de colonización micorrízica, las bajas dosis aplicadas de fósforo, favorecieron a la mayor colonización, pues, considerando que la cantidad de fósforo presente en el suelo (Anexo 24) era baja (3 mg P kg<sup>-1</sup> suelo) este elemento que no influyó posteriormente en la simbiosis. El porcentaje de colonización micorrízica generada bajo condiciones de altas dosis de fósforo (760 mg P kg<sup>-1</sup>) se debió probablemente a cierta capacidad de fijación del P en el suelo usado, evitando su asimilación excesiva por la planta, y por lo tanto no inhibió del crecimiento del simbionte. Al respecto, Blanco y Salas (2000) encontraron que con alta fijación de fósforo en el suelo, este no está disponible obteniéndose altos porcentajes de colonización. La comunidad micorrízica no varía con el exceso de fósforo, pero sí la población de esporas y la colonización en raíces (Kahiluoto *et al.*, 2001). Motta y Munévar (2005) no encontraron efecto de contenidos altos de fósforo sobre la micorrización, tampoco influyó esto para otorgar los beneficios potenciales del simbionte (crecimiento y absorción de nutrientes) a partir de los 480 DDI.

Con respecto a la interacción M0 vs. resto, hubo significancia estadística (gráfico 3.42). Estos resultados fueron evidentes con la inoculación. Al respecto, la colonización inicial se da a partir de micelio intacto del hongo (McGee, 1989 citado por

Öpik, 2004) y una tasa de colonización se debe a la presencia de hifas o estructuras infectivas. León (2006), indica que las hifas son generadas por la germinación de las esporas o por las mismas presentes en el inóculo, de manera que en las plantas no inoculadas, sin la presencia del inóculo, no existe colonización micorrízica. Esto concuerda con lo encontrado por Barrera (2009), que indica que a los 330 DDI el testigo sin inoculación y las plantas inoculadas sin fertilización y con fertilización 50% P presentaron diferencias estadísticas significativas frente al testigo sin inoculación.

#### **4.2.9. Densidad visual del endófito**

Los resultados del gráfico 3.45 demuestran que las dosis de P no tuvieron mayor efecto sobre el crecimiento del endófito en las raíces, pero en cambio los consorcios si presentaron mejor adaptación a las condiciones de fertilización fosforada. Así, el consorcio M4 (zona Quevedo) tuvo los mejores tratamientos asociados con cuatro dosis, es decir: 25% DS, 50% DS, 75% DS y 100%, sin buenos resultados con la dosis más alta. El consorcio M3 (zona La Concordia) se asoció mejor a las dosis del 25% P, 75% DS y 125% DS y el consorcio M1 (zona Quinindé), con las dosis del 100% y 125% DS. Estos resultados comprueban que las dosis altas no afectaron la densidad visual del endófito, posiblemente por las mismas causas encontradas con el porcentaje de colonización, pero también juega un papel importante la adaptación ecológica del hongo en donde se desarrolló. En las zonas de Quevedo, La Concordia y Quinindé la agricultura ha sido explotada desde hace muchos años, y la mayoría de los agricultores de estas zonas han mantenido palma aceitera por mucho tiempo, desarrollando posiblemente una evolución de los hongos micorrízicos hacia la tolerancia a los agroquímicos adicionados (fertilizantes, insecticidas, fungicidas), generando una adaptación evolutiva y ventaja sobre el resto de hongos foráneos. Al respecto, Clark (1997) menciona que los hongos micorrízicos se adaptan más fácil y rápidamente a las condiciones del suelo cercano del que fueron aislados. Posiblemente, el consorcio de la zona de San Lorenzo no está adaptado por ser esa una región “joven”, dedicada a la agricultura. Si bien es cierto, la adaptación de una cepa eficiente puede ser beneficiosa, no siempre sucede. A veces la adaptación es superior con organismos no benéficos reduciendo además la biodiversidad (Bernal, 2011).

En relación con las dosis de fósforo, Schwab *et al.* (1991) citado por Blanco y Salas (2000) mencionan que el contenido de fósforo repercute sobre alteraciones fisiológicas del hospedero. Este es el mayor problema de la inhibición micorrízica, más

que directamente sobre el hongo, de manera que la colonización del hongo dependería en mayor grado de las alteraciones del huésped por las dosis de fósforo aplicadas que del efecto sobre sus propias estructuras. Así se explica la falta de diferencias significativas de la densidad visual con respecto a las dosis de fósforo, en el presente estudio.

En cuanto a los niveles alcanzados (gráfico 3.46), las diferencias probablemente se deben a la adaptación que tienen los consorcios nativos a las condiciones agronómicas utilizadas en los cultivos de esas zonas (La Concordia, Quinindé, San Lorenzo y Quevedo), en donde predomina el cultivo de palma aceitera. El testigo sin inoculación no tuvo presencia del endófito en sus raíces.

Los valores bajos de colonización y densidad visual de los hongos micorrízicos asociados con las raíces de las plantas probablemente se debió al bajo contenido de materia orgánica ( $1.9 \text{ mg kg}^{-1}$ ) en el sustrato de las bolsas que contienen la planta de vivero (Anexo 24), pues según Bernal (2011) es necesario un buen porcentaje de materia orgánica en el suelo para un mayor desarrollo de los hongos micorrízicos y por tanto mayor colonización del endófito en las raíces de las plantas.

#### **4.2.10. Contenido de fósforo**

En cuanto al contenido de P (tabla 3.24) los valores conseguidos en el estudio fueron similares a los conseguidos por Motta y Munévar (2005), quienes encontraron que en plantas de vivero alcanzaron un porcentaje de contenido de fósforo foliar de 0.17% y 0.21% a los 570 DDI.

A pesar de la ausencia de diferencia estadística, es posible que con un tiempo mayor a 210 DDI y más alta asociación, las plantas inoculadas con micorrizas arbusculares de la zona de Quevedo se comporten de mejor manera, siendo capaces de nutrir a la planta con mayor cantidad de nutrientes del suelo.

En cuanto a los resultados de dosis de P (gráfico 3.53) a dosis más altas el contenido del nutriente decrece, pues aparentemente no está totalmente disponible para la planta, por posible fijación en el suelo y bajo aporte por parte del microorganismo. Al respecto Enríquez (2008), obtuvo los mayores valores del contenido foliar de fósforo con la dosis más alta de fósforo por planta. Ramirez y Muñoz (2010) aplicando 4.16 g de fósforo por planta obtuvieron concentraciones ligeramente más altas de fósforo foliar que las del presente estudio, es decir 0.23% de P, comparado con 0.2% de P (el mejor

tratamiento). Esto se debe a las condiciones de suelo en las que fueron sembradas las plantas del presente estudio. El fósforo proveniente del fertilizante químico tuvo mayor posibilidad de fijarse al suelo por el pH más bajo (Anexo 24) comparado con el pH de 6.7 en el trabajo de Ramirez y Muñoz (2010). En el presente estudio fue necesario aplicar una concentración más alta de fósforo (que la probada por Ramirez y Muñoz) para obtener los mayores resultados, es decir la dosis de 75% DS correspondió a 7.5 g de fósforo por planta, superior a la dosis probada por Ramirez y Muñoz (2010). Motta y Munévar (2005) alcanzaron concentraciones de fósforo foliar muy similares a las del presente estudio a los 570 DDI, con condiciones de suelo semejantes, lo que sugiere que la aplicación de micorrizas arbusculares nativas tiene un gran potencial si son evaluadas durante un tiempo mayor a 210 DDI, para lograr mayor colonización y por tanto mayor aporte a la planta.

Si bien es cierto no hay una concentración óptima establecida para el contenido de fósforo foliar en plantas de vivero, Fairhurst *et al.* (2005) establece que para palma joven (< 4 años) el nivel adecuado es de 0.16% - 0.19% de P, mientras que Munévar (2010) establece niveles entre 0.15% y 0.18% de P en palma adulta (> 4 años); lo que sugiere que las plantas evaluadas estuvieron debidamente bien nutridas incluso con dosis bajas de fósforo. El gráfico 3.56 muestra una ligera superioridad numérica del tratamiento sin inocular frente al promedio de los tratamientos inoculados. Esto se debe principalmente a que algunos tratamientos asociados a consorcios de diferentes zonas presentaron valores bajos, reduciendo el promedio general, pero en el gráfico 3.57 se evidencia la superioridad numérica de los tratamientos inoculados con el consorcio M4 (zona Quevedo) resaltando el trabajo de los hongos micorrízicos con el potencial que son capaces de entregar a futuro.

A pesar de la ausencia de diferencias significativas, las dosis menores de P no afectaron el normal desempeño y nutrición de la planta.

Adicionalmente el contenido foliar de nutrientes obtenido al término de la evaluación (Anexo 25) presenta valores altos para los nutrientes: Nitrógeno, Potasio, Zinc, Cobre y Manganeso; Suficientes para: Fósforo, Boro y Hierro; y Bajos para: Calcio, Magnesio y Azufre. En los ANOVA realizado a cada uno de los nutrientes (Anexos 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 33, 34 y 35) se encuentra significancia estadística para el Calcio, Zinc y Cobre. Al respecto Makoi y Ndakidemi (2009), Öpik (2004), van der Heiden (2002) y Gosling *et al.* (2006) describen que la micorriza arbuscular es

capaz de otorgar pequeñas cantidades de estos nutrientes a la planta, de manera que se potencializa otro beneficio de estos consorcios nativos evaluados. Adicionalmente al contenido de fósforo, también incrementa el contenido foliar de Calcio, Zinc y Cobre.

## 5. CONCLUSIONES

El uso de sorgo (*Sorghum vulgare*) como planta trampa es una tecnología aplicable para la reproducción de micorrizas arbusculares, que permite incrementar la cantidad de esporas a partir de un inóculo.

La simbiosis de los hongos micorrízicos se logra permitiendo la infección de las raíces de la planta con el hongo, con un sustrato con buen contenido de materia orgánica y buena estructura, de manera que las condiciones sean adecuadas para el crecimiento de las raíces y del hongo.

Cuatro consorcios micorrízicos de diferentes zonas palmicultoras; Quinindé, San Lorenzo, La Concordia y Quevedo, fueron inoculados en la fase de vivero de palma aceitera, seleccionados gracias a las ventajas vegetativas entregadas a las plantas trampa en fase de invernadero, con mayores valores numéricos frente a los otros.

El consorcio micorrízico M4 de la zona de Quevedo marcó diferencias estadísticas para las variables: Área foliar específica, Densidad visual y Contenido foliar de fósforo en fase de vivero de palma aceitera.

La dosis de fósforo (456 mg kg<sup>-1</sup>) interactuó con el consorcio micorrízico de Quevedo presentando diferencias estadísticas para la variable densidad visual.

## **6. RECOMENDACIONES**

Las plantas inoculadas en fase de vivero deben ser evaluadas en el sitio de trasplante definitivo para observar su comportamiento

La producción de un inoculante a base de micorrizas arbusculares puede realizarse con el consorcio nativo M4 procedente de la zona de Quevedo

La inoculación de micorrizas arbusculares para el cultivo de palma aceitera debe realizarse en fase de vivero, para tener mayor control en las condiciones para el desarrollo del hongo

Se recomienda la identificación de las morfoespecies presentes en el consorcio M4 a nivel de género y especie para determinar los hongos presentes y su evolución para la adaptación con las condiciones ecológicas del cultivo de palma aceitera.

Estudiar el movimiento del fósforo con isotopos radiactivos para comprobar el ingreso de fosforo marcado a la planta mediante los hongos.

## 7. BIBLIOGRAFÍA

ANCUPA. [En línea]. Asociación Nacional de Cultivadores de Palma Aceitera. <<http://www.ancupa.com/>>. 12 de Enero de 2011.

ANIAME. [En línea]. Asociación Nacional de Industriales de Aceites y Mantecas Comestibles. <[http://portal.aniame.com/uploads/palmadeaceiteenelmundo\\_001.pdf](http://portal.aniame.com/uploads/palmadeaceiteenelmundo_001.pdf)>. 18 de Septiembre de 2008.

Ares, A., Molina, E., Cox, F., Yost, R. y Boniche, J. 2002. Fertilización fosforada del pejibaye para palmito (*Bactris gasipaes*) en vivero y en plantación. *Agronomía Costarricense* 26(2): 63-74.

Arias, N., Bermudez, O., Motta, D., Mosquera, M., Gómez, P., Franco, P., Álvarez, M., Betancourt, F., Díaz, D. y Bernal, P. 2009. Principios agronómicos para el establecimiento de una plantación de palma de aceite. CENIPALMA. pp. 55-84

Augé, R. 2004. Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. *Cadianian journal of soil science* 84: 373–381

Bago, B. 2000. Putative sites for nutrient uptake in arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 226: 263–274

Bago, B., Pfeffer, P., Zipfel, W., Lammers, P. y Shachar-Hill, Y. 2002. Tracking metabolism and imaging transport in arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil* 244: 189–197

Barrera, S. 2009. Evaluación del efecto de la simbiosis micorrízica del inóculo Mycorrizz ® sobre distintas dosis de fertilización en plántulas de palma de aceite durante las etapas de pre-vivero y vivero.

Bernal, G. 2011. Comunicación personal. Director de investigaciones CIPAL.

Bernal, G. y Morales, R. 2006. MICORRIZAS: Importancia, Producción e Investigación en el Ecuador. Primera edición. pp. 24.

Bethlenfalvay, G.J.; y Linderman, R.G. 1992. Mycorrhizae in sustainable agriculture. Wisconsin. Publicación Number 54. p 45-70

Blanco, F. y Salas, E. 1997. Micorrizas en agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. *Agronomía Costarricense* 21(1): 55-67

Blanco, F. y Salas, E. 2000. Selección de plantas hospederas y efecto del fósforo para la producción de inóculo de hongos formadores de micorrizas arbusculares por el método de cultivo en macetas. *Agronomía Costarricense* pp. 26.

Borowicz, V. 2001. Do arbuscular mycorrhizal fungi alter plant-pathogen relations? *Ecology* 82, 3057-3068

Caliman, J., Dubos, B., Tailliez, B., Robin, P., Bonneau, X., De Barros, I. 2004. Manejo de nutrición mineral en palma de aceite: Situación actual y perspectivas. *Palmas* 25. No. Especial. Tomo I.

Carrenho, R., Trufem, S., Bononi, V. y Silva, E. 2007. The effect of different soil properties on arbuscular mycorrhizal colonization of peanuts, sorghum and maize. *Acta bot. Bras.* 21:723-730.

Cayón, D. 1999. Apuntes sobre fisiología de crecimiento y desarrollo de la palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.). Revista Palmas. Vol 20 N°3. pp. 43-54.

Chávez, F., Rivadeneira, J. 2003. Manual del cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) para la zona noroccidental del Ecuador. pp. 13-19.

Clark, R. 1997. Arbuscular mycorrhizal adaptation, spore germination, root colonization, and host plant growth and mineral acquisition at low pH. Plant and Soil 192: 15–22.

Corley, R. y Tinker, P. 2009. La palma de aceite. Cuarta edición Primera versión traducida al español. Editorial Blackwell publishing Ltd.

Cruz, E. 2007. Efecto de Mycoral ® en las etapas de pre-vivero y vivero con dos niveles de fertilización en palma africana (*Elaeis guineensis*) en Atlántida, Honduras. Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar al título de Ingeniero Agrónomo.

Cuesta, R., Rodríguez, N., Peña, E. y Bastidas, S. 2008. Crecimiento en vivero de materiales comerciales de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Tumaco, Colombia. Revista Corpoica – Ciencia y Tecnología Agropecuaria 9(2): 12-18.

Dodd, J., Boddington, C., Rodriguez, A., Gonzalez-Chavez, C. y Mansur, I. 2000. Mycelium of Arbuscular Mycorrhizal fungi (AMF) from different genera: form, function and detection. Plant and Soil 226: 131–151

Enríquez, F. 2008. Evaluación de la efectividad de cuatro dosis de micorrizas arbusculares bajo cuatro niveles de fósforo en vivero de palmito (*Bactris gasipaes*, HBK), en la zona de Santo Domingo de los Colorados. Tesis de grado previo a la

obtención del título de: Master en nutrición vegetal. Universidad Tecnológica Equinoccial.

Enriquez, F., Nuñez, L. y Paillacho, F. 2010. Evaluación de la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes*, Kunt) en etapa de vivero. Memorias del XII CONGRESO ECUATORIANO DE LA CIENCIA DEL SUELO.

Entry, J., Rygielwicz, P. y Watrud, L. 2002. Donnelly P. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of Arbuscular mycorrhizas. Advances in Environmental Research 123-138.

Ezawa, T., Smith, S. y Smith, F. 2002. P metabolism and transport in AM fungi. Plant and Soil 244: 221–230

Fairhurst, T., Caliman, J., Härdter, R. y Witt, C. 2005. Palma aceitera: Desórdenes Nutricionales y Manejo de Nutrientes. Series en Palma Aceitera Vol 7. P 23-26.

Ferrol, N., Barea, J. y Azcon-Aguilar C. 2002. Mecanismos of nutrient transport across interfaces in arbuscular mycorrhizas. Plant and Soil 244: 231–237

Fisher, J., Jayachandran, K. 1999. Root structure and arbuscular mycorrhizal colonization of the palm *Serenoa repens* under field conditions. Plant and Soil 217: 229–241.

FMC Latinoamérica. 2011. Furadan ® 10 G hoja de datos de seguridad.

Fracchia, S., Garcia-Romera, I., Godeas, A. y Ocampo, J. 2000. Effect of the saprophytic fungus *Fusarium oxysporum* on arbuscular mycorrhizal colonization and growth of plants in greenhouse and field trials. *Plant and Soil* 223: 175–184.

Gavito, M. y Miller, M. 1998. Early phosphorus nutrition, mycorrhizae development, dry matter partitioning and yield of maize. *Plant and Soil* 199: 177–186.

Goh, T., Hyde, K. 1999. A synopsis of *Trichocladium* species, based on the literature. *Fungal Diversity* 2: 101-118.

González-Chávez, M., Carrillo-González, R., Wright, S. y Nichols, K. 2004. The role of glomalin, a protein produced by arbuscular mycorrhizal fungi, in sequestering potentially toxic elements. *Environmental pollution* 130: 317-323

González-Chávez, M., Gutiérrez-Castorena, C. y Wright, S. 2004. Hongos micorrízicos arbusculares en la agregación del suelo y su estabilidad. *TERRA Latinoamericana* 22; 507-514

Gosling, P., Hodge, A., Goodlass, G. y Bending, G. 2006. Arbuscular mycorrhizal fungi and organic farming. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 113, 17–35

Hart, M. y Reader, R. 2005. The role of the external mycelium in early colonization for three arbuscular mycorrhizal fungal species with different colonization strategies. *Pedobiología* 49: 269-279.

Hodge, A. 2000. Microbial ecology of the arbuscular mycorrhiza

Hodge, A., Campbell, C. y Fitter, A. 2001. An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. *Nature* 413, 297–299

Insuasti, M. 2009. Comunicación personal. Responsable del laboratorio de fitopatología del Departamento de Protección Vegetal. INIAP EESC.

INVAM International Vesiculo-Arbuscular Mycorrhiza Institute. 2009. GENERAL LIFE CYCLE, AND THE STRUCTURES FORMED.

<<http://invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy/concepts/lifecycle.htm>> [Consultado en línea 07-Abril-2009]

Iram, S. Ashraf, M., Ahmad, I. 2003. Prevalence, incidence and severity of soil-borne diseases and fungi of Wheat in Rice-Wheat cropping system of Punjab province of Pakistan during the cropping season 1999. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 6 (1): 36-40.

Juarez, A. 1995. Efectos de los exudados radiculares del *Sorghum vulgare* sobre la germinación de esporas, crecimiento y bifurcación de las hifas del hongo MVA *Glomus fasciculatum* in vitro. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias. pp. 15-22, 93-97

Kahiluoto, E., Ketoja, E., Vestberg, M., 2000. Creation of a non-mycorrhizal control for a bioassay of AM effectiveness *Mycorrhiza* (2000) 9: 241-258

Kahiluoto, H., Ketoja, E., Vestberg, M. y Saarela, I. 2001. Promotion of AM utilization through reduced P fertilization. *Plant Soil* 231, 65–79.

Kernaghan, G. 2005. Mycorrhizal diversity: Cause and effect?. *Pedobiología* 49:511—520.

Klironomos, J. y Hart, M. 2002. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculums. *Mycorrhiza* 12: 181-184.

León, D. 2006. Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta*) en dos regiones de la amazonía colombiana

Makoi, J. y Ndakidemi, P. 2009. The agronomic potential of vesicular-arbuscular mycorrhiza (VAM) in cereals-legume mixtures in Africa

Martínez, F. 2010. Comunicación personal.

Matsubara, Y., Hirano, I., Sassa, D. y Koshikawa, K. 2004. Increased tolerance to Fusarium wilt in mycorrhizal strawberry plants raised by capillary watering methods. *Environmental control in biology* 41: 185-191.

Melendez, E. 2010. Respuesta de la palma aceitera a la aplicación de micorrizas en previvero. Trabajo de grado presentado para optar al título de Especialista en Cultivos Perennes Industriales. pp. 30, 35, 48.

Moora, M. y Zobel, M. 1998. Can arbuscular mycorrhiza change the effect of root competition between conspecific plants of different ages?. *Canadian Journal of Botany* 76: 613-619.

Morales, R. 2009. Comunicación personal.

Morales, R. y Durango, W. 2008. Resultados en la obtención de inoculos nativos de hongos micorrízicos en cultivos de cacao (*Theobroma cacao*) y soya (*Glycine max*). Memorias del XI Congreso Ecuatoriano de la Ciencia del Suelo.

Motta, D. y Munévar, F. 2005. Respuesta de plántulas de palma de aceite a la micorrización. *Palmas*, 26(3):11-20.

Munévar, F. 2010. Memorias del Seminario-Taller “Manejo del suelo y la nutrición en el cultivo de palma de aceite”.

Navarrete, G. 2005. Evaluación de la respuesta a los fertilizantes Entec y Nitrofoska perfect, en la etapa de vivero de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.). Tesis de grado previo a la obtención del Título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Central del Ecuador.

Nwaga, D., The, C., Ambassa-Kiki, R., Ngonkeu Mangaptché, E. y Tchiegang-Megueni, C. 2004. Selection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi for Inoculating Maize and Sorghum Grown in Oxisol/Ultisol and Vertisol in Cameroon. Academy Science Publishers and TSBF Institute of CIAT, Nairobi p 467-486.

Nye, P., Tinker, P. 2000. Solute movement in the rhizosphere. Oxford University Press. Oxford.

Ochoa-Meza, A., Esqueda, M., Fernández-Valle, R. y Herrera-Peraza, R. 2009. Variación estacional de hongos micorrízicos arbusculares asociados con *Agave angustifolia* Haw. en la sierra sonorensis, México. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 32 (3): 189 – 199.

Oehl, F., Sieverding, E., Ineichen, K., Ris, E., Boller, T. y Wiemken, A. 2005. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. 165: 273–283

Öpik, M. 2004. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the roots of perennial plants and their effect on plant performance. Disertación para obtener el grado de Doctor en Filosofía (en ecología y ecofisiología vegetal).

Ortiz, R. y Fernández, O. 1994. El cultivo de la Palma Aceitera. Primera edición.

Padilla, W. 1993. El uso eficiente del agua y de los nutrientes en la palma africana. Revista El Palmicultor. Año 4, N°1. P 18

Padilla, W. 2002. Libro de Suelos. 1ra edición. pp. 90-100

Phosri, C., Rodriguez, A., Sanders, I. y Jeffries, P. 2010. The role of mycorrhizas in more sustainable oil palm cultivation. Agriculture, Ecosystems and Environment 135: 187–193

Pillajo, C. 2007. Determinación de curvas de absorción de nutrientes en cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* J.) bajo riego en previvero y vivero, Santo Domingo de los Colorados, Ecuador. Revista de Investigación Científica Tsafiqui. P:79-95.

Potash & Phosphate Institute PPI. 1997. Manual Internacional de Fertilidad de Suelos. Primera impresión versión en español. P, 41-414

Poulton, J., Koide, R. y Stephenson, A. 2001. Effects of mycorrhizal infection and soil phosphorus availability on in vitro and in vivo pollen performance in *Lycopersicon esculentum* (Solanaceae). American Journal of Botany 88:1786-1793.

Ramos-Zapata, J., Orellana, R. y Allen, E. 2006. Mycorrhizal dynamics and dependence of *Desmoncus orthacanthos* Martius (Arecaceae), a native palm of the Yucatán Peninsula, Mexico. INCI 31: 5.

Rankine, I. y Fairhurst, T. 1998. Guía de campo Serie en Palma Aceitera Vivero. Volumen I.

Restrepo, E. 1996. Memorias Primer Curso Internacional de Palma de Aceite. P 159-168.

Revelo, M. 2002. Palmicultura moderna. Vol 1. Sociedad Las Palmas Ltda. pp. 73-80.

Reyes, A., Cruz M. y Genty P. 1998. Memorias de MESA REDONDA LATINOAMERICANA SOBRE PALMA ACEITERA, La absorción radicular en el control de plagas en palma africana. pp. 68.

Rhoda, B. y Pflieger, F. 2002. Host responses to AMF from plots differing in plant diversity. *Plant and Soil* 240: 169–179

Ryan, M. y Graham, J. 2002. Is there a role for arbuscular mycorrhizal fungi in production agriculture? *Plant Soil* 244, 263–271

Salami, A. y Osonubi, O. 2002. Improving the traditional landuse system through agrobiotechnology: a case study of adoption of vesicular arbuscular mycorrhiza (VAM) by resource-poor farmers in Nigeria.

Santos, B., Maia, L., Cavalcante, U., Correia, M. y Coelho, L. 2001. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi and soil phosphorus level on expression of protein and activity of peroxidase on passion fruit roots. *Bras. J. Biol.*, 61(4): 693-700.

Schultz, C. 2001. Effect of (vesicular-) arbuscular mycorrhiza on survival and post vitro development of micropropagated oil palms (*Elaeis guineensis* Jacq.). Disertación previa a la obtención de Doctorado. Georg-August-Universität Göttingen.

Seidl, M. 2010. *Trichocladium*. The environmental reporter 8 (10).

Solaiman Z., Abbott L. 2003. Phosphorus uptake by a community of arbuscular mycorrhizal fungi in jarrah forest. *Plant and Soil* 248: 313–320

Suha, H., Migdam, E., Yassin, A. 2009. Effects of Interaction between Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal (VAM) Fungi and Root-Knot Nematodes on Dolichos Bean (*Lablab niger* Medik.) plants. *American-Eurasian Journal of Sustainable Agriculture*, 3(4): 678-683

Sundram, S. 2010. Growth effects by arbuscular mycorrhiza fungi on oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) seedlings. *Journal of Oil Palm Research* 22: 796-802.

Taylor, M., Chinchilla, C., Rodríguez, W. 2008. Leaf Architecture and Estimates of Leaf Area and Leaf Dry Weight in Young Compact Oil Palm Clones (*Elaeis guineensis* Jacq.). *ASD Oil Palm Paper* 32: 27-47.

Tinker, P. 1980. *Soils and Agriculture. Critical reports on Applied Chemistry. Volume 2.* Blackwell Scientific Publications. Oxford. London.

Tovar-Franco, J. 2006. Selección en invernadero de inóculos de micorriza arbuscular (MA) para el establecimiento de la alfalfa en un andisol de la sabana de Bogotá. *Revista de la Facultad de Ciencias Edición especial*, Vol. 11, 87-103

Treseder, K. 2004. A meta-analysis of mycorrhizal responses to nitrogen, phosphorus, and atmospheric CO<sub>2</sub> in field studies. *New Phytologist* 164: 347–355

Van der Heijden, M. 2002. Arbuscular mycorrhizal fungi as a determinant of plant diversity: a search of underlying mechanisms and general principles. *Ecological studies* 157:243-265.

Zangaro, W., Nishidate, F., Spago, C., Gorete, R., Vandressen, J. 2005. Relationships among arbuscular mycorrhizas, root morphology and seedling growth of tropical native woody species in southern Brazil. *Journal of Tropical Ecology* 21:529–540.

## 8. ANEXOS

**Anexo 1.-** Metodología de extracción de esporas “Tamizado en húmedo y decantación” (Gedermann y Nicholson, 1963)

Se humedecen 100 g de suelo en 1000 ml de agua por 24 horas. El sobrenadante se decanta a través de un tamiz de 500 $\mu$ m seguido por un tamiz de 180 $\mu$ m. Luego se realizan decantaciones adicionales a través de un tamiz de 38 $\mu$ m. Los residuos de dichos tamices se suspenden en Sacarosa 2M; entonces se centrifugan a 1500 rpm durante 15 minutos para separar las esporas. Se decanta el sobrenadante a través de los tamices de 180 $\mu$ m y 38 $\mu$ m, recogiendo el material de cada tamiz en cajas petri cuadrículadas para el posterior conteo bajo el lente del estereomicroscopio.

**Anexo 2.-** Metodología para cuantificación de micomasa del endofito micorrízico arbuscular

La cuantificación de micomasa se realiza según lo descrito por Herrera (1993).

- 1) Se cubre la muestra con una solución de hidróxido de potasio (KOH) 10%.
- 2) Se autoclava durante 15 minutos a 15 P.S.I. de presión, dejando que el escape de vapor de agua presurizado sea despacio (30 a 45 minutos).
- 3) Si las raicillas permanecen todavía oscuras (llenas de taninos) el material se lava con agua corriente y seguidamente se coloca una solución fresca de peróxido de hidrógeno 10%, 1:1 (v/v), la misma que es agregada durante 10 minutos aproximadamente, para terminar el clareo de las raicillas; (se debe tener cuidado durante este paso porque los endofitos podrían destruirse debido al fuerte ablandamiento de las raíces).
- 4) Se lava con bastante agua corriente y se acidifica con ácido clorhídrico 1N, durante 15 minutos.
- 5) Se desecha el ácido y sin lavar, se agrega suficiente Trypan Blue 0,05% en lactoglicerol hasta cubrir el material, se agita suavemente y se autoclava durante 15 minutos a 15 P.S.I. de presión, dejando que el escape de vapor de agua presurizado sea despacio (30 a 45 minutos)..
- 6) Finalmente se realiza un lavado completo con agua para eliminar el colorante de la muestra, y se coloca en lactoglicerol fresco para eliminar el exceso del colorante.

Se colocan las raíces teñidas sobre una placa portaobjetos, cubriéndolo posteriormente con un cubreobjeto. Se observa cada placa bajo el lente de 10X del microscopio óptico. Para iniciar la observación se coloca en el extremo superior izquierdo de la placa y se hicieron tres barridos sobre la placa en dirección izquierda-derecha, derecha-izquierda e izquierda-derecha respectivamente. En cada intersección con las raicillas, se califica la densidad visual del endófito usando seis categorías en la escala de 0 a 5, según lo descrito por Herrera (1993).

El número de intersecciones por cada categoría es multiplicado entonces por: 0.0; 1.0; 2.5; 15.5; 35.5; y 47.5%, de acuerdo a la modificación de métodos anteriores, siendo la suma de todos los productos dividida para el número total de intersecciones. De esta manera puede ser estimada la densidad aproximada de endofitos dentro del tejido cortical de raicillas. El resultado viene dado en porcentaje/47.5%, ya que es el máximo valor posible encontrado por la densidad visual descrita por Herrera, 1993 (Figura 1).

**ARBUSCULAR MYCORRHIZAL VISUAL DENSITY:**

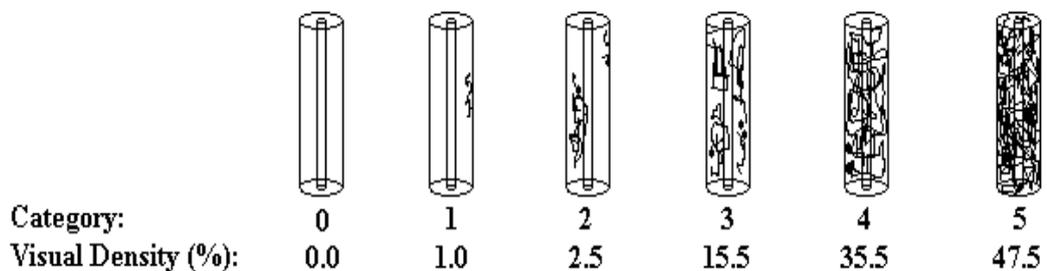


Figura 1. Esquema para la calificación de micorriza arbuscular.

Fuente: Herrera, 1993

**Anexo 3.-** Valores promedios obtenidos en las plantas trampa (*S. vulgare*), para cada tratamiento evaluado en la fase de invernadero.

Trat	Altura de planta (cm)	Emisión foliar (# hojas)	Peso fresco (g)	Peso seco (g)	Materia seca (%)	Esporas (#/20 gss)	Densidad (%)
1	51.00	7.33	14.81	5.62	37.96%	390.33	2.86
2	53.67	7.50	12.21	5.15	42.17%	810.67	4.42
3	54.00	7.67	25.08	8.23	32.82%	417.67	0.56
4	54.33	7.00	13.45	5.42	40.27%	415.67	0.75
5	86.17	8.00	33.65	11.82	35.12%	568.00	1.52
6	89.00	7.83	28.61	9.51	33.24%	430.67	2.78
7	61.17	7.00	16.85	5.93	35.20%	604.00	4.20
8	79.50	7.75	30.86	8.84	28.65%	206.00	1.30
9	66.00	6.75	15.35	5.63	36.65%	544.00	1.87
10	66.17	6.67	15.66	5.85	37.35%	273.33	3.17
11	37.50	7.25	6.20	3.52	56.79%	340.50	3.94
12	55.00	7.67	13.56	5.10	37.57%	847.33	1.82
13	66.00	7.67	22.25	6.70	30.11%	556.67	3.96
15	74.50	8.17	25.45	8.97	35.22%	435.33	3.44
16	49.50	7.33	13.28	4.70	35.38%	259.67	3.41
17	53.25	8.25	17.93	7.41	41.29%	296.00	0.90
18	69.00	6.83	17.63	6.16	34.92%	282.00	1.28
19	54.75	7.00	15.60	6.39	40.93%	405.50	0.62
20	57.25	7.50	14.34	5.12	35.73%	345.00	1.72
21	83.67	7.83	34.38	11.28	32.80%	354.00	1.62
22	79.67	8.00	23.82	7.82	32.82%	471.00	0.88
23	85.00	7.50	30.83	10.45	33.89%	342.33	0.49
24	73.17	8.00	28.97	12.99	44.83%	607.67	1.01
25	88.17	8.17	35.09	13.58	38.71%	305.67	0.31
26	51.83	7.33	17.47	6.21	35.53%	603.33	0.50
27	58.00	8.00	24.28	7.01	28.86%	999.50	1.68
28	66.83	8.17	27.25	7.84	28.76%	416.00	1.01
29	49.17	6.33	8.88	4.16	46.82%	957.67	2.76
30	68.17	7.50	22.65	8.94	39.45%	434.00	1.40
31	63.33	7.50	19.03	6.56	34.49%	473.00	1.36
32	62.83	7.50	21.75	6.00	27.61%	277.33	0.67
33	76.50	8.25	19.38	8.06	41.60%	297.50	0.80
34	81.17	8.33	32.06	9.05	28.24%	508.67	3.22
35	76.75	7.50	22.09	7.39	33.45%	378.50	4.09
36	63.50	7.25	17.77	7.52	42.33%	464.50	0.69
37	70.00	7.25	26.37	7.96	30.18%	333.00	1.41
38	71.17	7.50	21.82	7.16	32.81%	342.33	1.13
39	66.17	7.83	20.34	8.59	42.21%	557.67	1.80
40	67.67	7.50	14.78	6.00	40.60%	505.67	1.14

41	57.50	6.50	12.74	5.51	43.20%	231.67	1.48
42	40.25	6.50	7.06	3.68	52.04%	540.50	0.51
43	37.75	7.00	6.47	3.62	55.96%	179.50	0.18
44	79.00	8.17	27.29	8.56	31.36%	217.67	1.19
45	68.33	8.00	21.52	7.39	34.32%	292.67	1.69
46	53.00	6.50	9.69	4.16	42.95%	680.33	3.24
47	51.50	7.00	14.17	6.31	44.55%	321.67	0.25
48	89.00	8.00	29.91	8.59	28.72%	512.50	0.40
49	67.25	7.75	18.17	5.92	32.57%	208.00	3.74
51	78.00	8.25	28.20	8.92	31.63%	232.00	2.14
52	38.50	8.67	12.18	5.47	44.88%	323.33	3.05
53	89.83	7.83	31.62	10.55	33.35%	387.67	1.04
56	72.75	7.75	22.05	7.36	33.40%	200.00	5.01
57	78.00	7.50	18.58	6.44	34.66%	481.00	1.00

**Anexo 4.-** Medias correspondientes a la variable altura de planta para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Altura (m)</b>
25% P	1.21
50% P	1.16
75% P	1.17
100% P	1.15
125% P	1.20

**Anexo 5.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable altura de planta a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Altura (m)</b>
M0	1.17
M1	1.18
M2	1.17
M3	1.16
M4	1.18

**Anexo 6.-** Medias correspondientes a la variable emisión foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Emisión foliar (# hojas)</b>
25% P	11.00
50% P	11.16
75% P	10.84
100% P	11.10
125% P	10.75

**Anexo 7.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable emisión foliar a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Emisión foliar (# hojas)</b>
M0	11.00
M1	11.05
M2	10.90
M3	11.08
M4	10.85

**Anexo 8.-** Medias correspondientes a la variable perímetro del estipe para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Perímetro del estipe (cm)</b>
25% P	19.80
50% P	19.45
75% P	18.91
100% P	18.90
125% P	20.28

**Anexo 9.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable perímetro del estipe a los 210 días DDI.

Conorcios (M)	Perímetro del estipe (cm)
M0	18.86
M1	19.80
M2	19.48
M3	19.43
M4	19.16

**Anexo 10.-** Medias correspondientes a la variable área foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

Fósforo (P)	Área foliar (m <sup>2</sup> )
25% P	0.233
50% P	0.226
75% P	0.220
100% P	0.237
125% P	0.236

**Anexo 11.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable área foliar a los 210 días DDI.

Conorcios (M)	Área foliar (m <sup>2</sup> )
M0	0.229
M1	0.230
M2	0.232
M3	0.228
M4	0.231

**Anexo 12.-** Medias correspondientes a la variable área foliar específica para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Área foliar específica (cm<sup>2</sup>/g)</b>
25% P	184.83
50% P	202.69
75% P	177.43
100% P	190.95
125% P	181.68

**Anexo 13.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable área foliar específica a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Área foliar específica (cm<sup>2</sup>/g)</b>
M0	182.22
M1	180.30
M2	181.06
M3	183.32
M4	205.39

**Anexo 14.-** Medias correspondientes a la variable materia seca foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Materia seca foliar (%)</b>
25% P	28.40
50% P	32.90
75% P	28.20
100% P	31.49
125% P	29.80

**Anexo 15.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable materia seca foliar a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Materia seca foliar (%)</b>
M0	27.24
M1	30.13
M2	30.74
M3	29.10
M4	30.67

**Anexo 16.-** Medias correspondientes a la variable materia seca radicular para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Materia seca radicular (%)</b>
25% P	21.82
50% P	30.59
75% P	22.68
100% P	23.86
125% P	23.32

**Anexo 17.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable materia seca radicular a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Materia seca radicular (%)</b>
M0	27.58
M1	20.05
M2	24.81
M3	22.79
M4	30.18

**Anexo 18.-** Medias correspondientes a la variable porcentaje de colonización micorrízica para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Porcentaje de colonización micorrízica (%)</b>
25% P	43.23
50% P	28.93
75% P	38.15
100% P	36.20
125% P	43.67

**Anexo 19.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable porcentaje de colonización micorrízica a los 210 días DDI.

<b>Consortios (M)</b>	<b>Porcentaje de colonización micorrízica (%)</b>
M0	0.00
M1	40.60
M2	31.79
M3	38.05
M4	41.71

**Anexo 20.-** Medias correspondientes a la variable densidad visual para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Densidad visual (%)</b>
25% P	0.80
50% P	0.65
75% P	1.31
100% P	0.68
125% P	1.05

**Anexo 21.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable densidad visual a los 210 días DDI.

<b>Conorcios (M)</b>	<b>Densidad visual (%)</b>
M0	0.00
M1	0.62
M2	0.43
M3	1.04
M4	1.50

**Anexo 22.-** Medias correspondientes a la variable contenido de fósforo foliar para las dosis de fósforo a los 210 días DDI.

<b>Fósforo (P)</b>	<b>Contenido de fósforo (%)</b>
25% P	0.175
50% P	0.177
75% P	0.184
100% P	0.183
125% P	0.182

**Anexo 23.-** Medias de los consorcios micorrízicos correspondientes a la variable contenido de fósforo foliar a los 210 días DDI.

<b>Conorcios (M)</b>	<b>Contenido de fósforo (%)</b>
M0	0.183
M1	0.181
M2	0.177
M3	0.178
M4	0.184

**Anexo 24.-** Análisis químico del suelo que fue utilizado en la fase de vivero

pH	ppm		meq/100ml			ppm					
	N	P	K	Ca	Mg	S	Zn	Cu	Fe	Mn	B
5,8	12	3	0,25	4	0,6	22	1,1	4,8	180	6,3	0,13

%				meq/100ml	Textura (%)			Clase textural
M.O.	Ca/Mg	Mg/K	Ca+Mg/K	Σ bases	Arena	Limo	Arcilla	
1,9	6,6	2,4	148,4	4,85	32	58	10	Franco-Limoso

**Anexo 25.-** Análisis de contenido de nutrientes foliares de las plantas de palma aceitera evaluadas en fase de vivero

Trat	%						ppm				
	N	P	K	Ca	Mg	S	B	Zn	Cu	Fe	Mn
1	3.36	0.18	1.68	0.40	0.22	0.15	16.43	16.63	13.90	136.73	381.97
2	3.36	0.18	1.65	0.39	0.20	0.16	18.07	22.00	14.47	150.90	346.33
3	3.69	0.17	1.63	0.35	0.21	0.16	16.57	20.43	14.43	131.23	373.73
4	3.68	0.18	1.72	0.31	0.21	0.16	19.27	25.10	16.67	154.90	346.90
5	3.73	0.20	1.74	0.45	0.22	0.17	22.63	20.97	17.03	142.10	440.57
6	3.29	0.17	1.66	0.35	0.21	0.15	15.57	20.00	21.33	169.33	408.73
7	3.54	0.17	1.72	0.33	0.23	0.17	15.70	24.57	27.10	135.07	375.97
8	3.45	0.18	1.64	0.38	0.22	0.16	17.63	22.43	23.77	147.17	395.27
9	3.78	0.18	1.67	0.59	0.22	0.16	17.77	21.97	26.77	152.47	402.93
10	3.78	0.17	1.68	0.60	0.24	0.17	18.93	25.20	20.60	157.27	433.30
11	4.11	0.19	1.59	0.49	0.25	0.16	20.93	26.37	19.33	145.40	422.47
12	3.29	0.16	1.60	0.37	0.22	0.17	19.73	19.30	16.97	144.93	392.57
13	3.17	0.18	1.70	0.47	0.24	0.16	19.83	21.57	22.23	154.27	431.20
14	3.82	0.19	1.88	0.37	0.20	0.17	19.07	26.40	23.60	146.93	415.60
15	3.78	0.18	1.67	0.45	0.22	0.16	18.30	25.63	21.10	148.83	440.93
16	3.47	0.18	1.96	0.33	0.20	0.16	23.93	21.57	27.07	154.37	360.60
17	3.68	0.18	1.80	0.48	0.26	0.17	20.23	24.10	24.60	144.27	354.23
18	3.73	0.18	1.75	0.39	0.25	0.17	22.53	16.07	26.20	142.60	319.80
19	3.92	0.19	1.78	0.39	0.20	0.17	19.70	16.13	26.20	161.80	351.13
20	4.01	0.18	1.90	0.46	0.24	0.16	22.07	17.77	26.10	152.77	396.70
21	3.57	0.19	1.70	0.59	0.26	0.16	18.73	16.10	23.97	155.70	360.20

**Anexo 26.-** ANOVA para el contenido foliar del nutriente Nitrógeno evaluado a los 210

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	3.78	20	0.19	1.567 <sup>ns</sup>
Error	5.06	42	0.12	
Total	8.84	62		

Coefficiente de Variación = 9.6%

Promedio general (%) = 3.63

**Anexo 27.-** ANOVA para el contenido foliar del nutriente Potasio evaluado a los 210

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	0.58	20	0.03	1.566 <sup>ns</sup>
Error	0.77	42	0.02	
Total	1.35	62		

Coefficiente de Variación = 7.9%

Promedio general (%) = 1.72

**Anexo 28.-** ANOVA para el contenido foliar del nutriente Calcio evaluado a los 210

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	0.44	20	0.02	2.117 <sup>*</sup>
Error	0.44	42	0.01	
Total	0.88	62		

Coefficiente de Variación = 24%

Promedio general (%) = 0.43

**Anexo 29.-** ANOVA para el contenido foliar del nutriente Magnesio evaluado a los 210

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	0.02	20	0.00	1.295 <sup>ns</sup>
Error	0.04	42	0.00	
Total	0.06	62		

Coefficiente de Variación = 13.66%

Promedio general (%) = 0.22

**Anexo 30.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Azufre evaluado a los 210**

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	0.00	20	0.00	0.401 <sup>ns</sup>
Error	0.01	42	0.00	
Total	0.01	62		

Coefficiente de Variación = 9.2%

Promedio general (%) = 0.16

**Anexo 31.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Boro evaluado a los 210 DDI**

en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	316.42	20	15.82	0.803 <sup>ns</sup>
Error	827.96	42	19.71	
Total	1144.38	62		

Coefficiente de Variación = 23.1%

Promedio general (mg kg<sup>-1</sup>) = 19.22

**Anexo 32.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Zinc evaluado a los 210 DDI**

en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	727.47	20	36.37	1.885*
Error	810.55	42	19.30	
Total	1538.01	62		

Coefficiente de Variación = 20.5%

Promedio general (mg kg<sup>-1</sup>) = 21.44

**Anexo 33.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Cobre evaluado a los 210**

DDI en fase de vivero

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	1223.25	20	61.16	6.436*
Error	399.12	42	9.50	
Total	1622.37	62		

Coefficiente de Variación = 14.3%

Promedio general (mg kg<sup>-1</sup>) = 21.59

**Anexo 34.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Hierro evaluado a los 210**

**DDI en fase de vivero**

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	4860.22	20	243.01	0.668 <sup>ns</sup>
Error	15277.65	42	363.75	
Total	20137.87	62		

Coefficiente de Variación = 12.8%

Promedio general (mg kg<sup>-1</sup>) = 149

**Anexo 35.- ANOVA para el contenido foliar del nutriente Manganeso evaluado a los**

**210 DDI en fase de vivero**

<b>Fuente de variación</b>	<b>S. C.</b>	<b>G. L.</b>	<b>C.M.</b>	<b>F cal.</b>
Tratamientos	74157.69	20	3707.88	1.693 <sup>ns</sup>
Error	91993.31	42	2190.32	
Total	166151.00	62		

Coefficiente de Variación = 12.1%

Promedio general (mg kg<sup>-1</sup>) = 388.15