

**UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA  
FACULTAD DE AGRONOMÍA  
POSTGRADO EN CIENCIA DEL SUELO**

**EVALUACIÓN DE HONGOS GLOMEROMYCOTA NATIVOS DE  
SABANAS EN LA PRODUCCIÓN DE MAÍZ EN EL ESTADO  
GUÁRICO - VENEZUELA**

**Ing. ELIÉCER MIGUEL CABRALES HERRERA**

**Tutor: Ph.D. Marcia Toro  
Comité asesor: Ph.D. Rosa Mary Hernández  
Ph.D. Juan Carlos Aciego**

**Maracay, julio 2014**

## RESUMEN

En suelos de sabanas del sur-oriental del estado de Guárico - Venezuela se aislaron, identificaron y multiplicaron hongos micorrizógenos nativos de los primeros 20 cm de profundidad según los métodos de Sieverding (1991) y Morton *et al.*, (1995), con el propósito de evaluar su eficiencia en la toma de nutrientes en plantaciones de maíz (*Zea mays* L.). Se identificaron morfotipos similares a *Scutellospora pellucida* (M1), *Scutellospora calospora* (M2), *Glomus leptotichum* (M3) y *Acaulospora mellea* (M4), constituyendo un consorcio de especies nativas (M5); asimismo, cada una de las especies mencionadas fueron reproducidas en suelo esterilizado utilizando como plantas hospederas las gramíneas sorgo (*Sorghum bicolor* L.), maíz (*Zea mays* L) y Braquiaria (*Brachiaria decumbens* L.). Los inóculos obtenidos se evaluaron a nivel campo en cultivo de maíz bajo 4 dosis de fosfato diamónico (0 - 27 - 54 y 80 kg\*ha<sup>-1</sup>), las dosis de N (150 kg\*ha<sup>-1</sup>) y K (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) fueron constantes e iguales para todos los morfotipos. Se establecieron parcelas experimentales de 4.5 x 3.6 m, distribuidas al azar en bloques. Se colocaron manualmente 2 semillas maíz\*sitio<sup>-1</sup>, el inóculo (8 g\*sitio<sup>-1</sup>). Los inóculos tenían una riqueza de 24 - 56 esporas.g suelo<sup>-1</sup>. Las plantas crecieron con una distancia de 0.9 m entre hileras y 0.4 m entre sitios, obteniéndose una población equivalente de 55000 plantas\*ha<sup>-1</sup>. Se realizó fertilización potásica y fosfórica en la presembrado y la nitrogenada a los 18-28-35 días después de la emergencia. Del suelo se evaluaron las propiedades físicas (distribución del diámetro de tamaño partículas, densidad aparente, distribución de agregados estables al agua, conductividad hidráulica saturada, porosidad y distribución de poros) y propiedades químicas (reacción del suelo ó pH, contenidos de materia orgánica, fósforo, calcio, magnesio, potasio, sodio, capacidad de intercambio de cationes y los elementos menores

como cobre, hierro, zinc, manganeso y molibdeno, entre otros). De la planta se evaluaron los parámetros de desarrollo (germinación y emergencia de las semillas, altura de planta y área foliar), parámetros de producción (número de mazorcas por planta, y en esta el número de hileras y granos, como también el peso de 1000 granos, la relación grano/tusa y el rendimiento). También se evaluó en la planta (raíz, tallo, hojas, mazorca y grano) los contenidos de nitrógeno, fósforo, bases (calcio, magnesio, potasio y sodio) y elementos menores (cobre, hierro, zinc, manganeso y molibdeno), así mismo, se evaluó el grado de micorrización que se obtuvo al final del ensayo. Se utilizó un diseño de bloques al azar con arreglo factorial y tres repeticiones. Los datos se analizaron con análisis de varianza (ANOVA) para evaluar el efecto de las interacciones; la estadística descriptiva, se hizo con el programa estadístico SAS, previa comprobación de los supuestos del ANOVA. Se aplicó la prueba de comparación de medias de Tukey con el 95% de confianza. Se encontró que todos los morfotipos de hongos Glomeromycota contribuyen a la agregación de partículas estables ( $> 0.25$  mm) al agua, como también en la absorción de todos los elementos por la planta de maíz, destacando la especie *Scutellopora calospora* con la absorción de N (2,8%) cuando se fertilizó con 27 y 54 kg/ha de P. Para el caso del P, la mayor absorción de este elemento se logró en todos los morfotipos de hongos cuando la planta fue fertilizada con 27 kg/ha de P, oscilando entre 0.15 y 0.16%. La mayor absorción de Ca se logró cuando se fertilizó con 27 kg/ha de fósforo, mientras que la del Mg y K fue similar en cuanto hubo fertilización fosfórica. En relación a la producción del maíz, los rendimientos incrementaron con la fertilización fosfórica, lográndose más eficiencia con *Scutellopora calospora*, *Acaulospora mellea* y el consorcio de especies nativas, con producciones de hasta 4,4 ton/ha. Las micorrizas arbusculares favorecieron la toma de nutrientes de las plantas de maíz, tanto con inóculos monoespecíficos como con el consorcio de especies nativas. Las plantas micorrizadas respondieron favorablemente, mejoraron su rendimiento, y en sus rizósferas el suelo mostró mayor proporción de agregados estables al agua, lo cual puede contribuir en la mitigación de los problemas erosivos en estos suelos.

## SUMMARY

Native arbuscular mycorrhizal (AM) fungi were isolated from savanna soils (20 cm) in south-east of Guárico - state Venezuela, and characterized according to Sieverding (1991) and Morton *et al.*, (1995), in order to evaluate its efficiency in maize (*Zea mays* L.) growth and nutrition. Similar spores were separated and multiplied in pots with steam sterilized soil; host plants were sorghum (*Sorghum bicolor* L.), maize (*Zea mays* L.) and / or (*Brachiaria decumbens* L.). Spores similar to *Scutellospora pellucida* (M1), *Scutellospora calospora* (M2), *Glomus leptotichum* (M3) and *Acaulospora mellea* (M4) constituted a consortia of Glomeromycota native species (M5) and the former 4 species were propagated in sterilized soil using grasses as host plants sorghum (*Sorghum bicolor* L.), corn (*Zea mays* L) and (*Brachiaria decumbens* L.). A field study was made in 4.5 x 3.6 m experimental plots, randomly distributed in blocks. 4 doses of diammonium phosphate, DAP, (0, 27, 54, and 80 kg\*ha<sup>-1</sup>), in combination with the five Glomeromycota inoculants were established in plots to compare the efficiency of each species and DAP in maize growth and production. N (150 kg\*ha<sup>-1</sup>) and K (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) doses were constant in all treatments. 2 maize seeds were set per place and 8 g AM inoculums\* place<sup>-1</sup>, with a richness of 24 - 56 spores.g<sup>-1</sup> soil. A total of 55000 plants\*ha<sup>-1</sup> were studied. Potassium and phosphate fertilization was done previously sowing; nitrogen was incorporated at 18-28-35 days after plant emergency. K and N fertilization doses were the same for all treatments.

Soil physicochemical properties, percentage of mycorrhizal root length, plant nutrition (N, P, K, Ca, Mg and microelements), plant physiological parameters (plant height, leaf area, biomass) and production parameters (corn length and diameter, rows / cob, 1000 grain weight, yield) were measured. A randomized block design with factorial arrangement and three replications was used. Analysis of variance (ANOVA) to evaluate the effect of interactions between parameters was applied; descriptive statistics was performed using the SAS, after verification of the ANOVA assumptions. Tukey Test to compare means with 95% confidence was applied. It was found that all Glomeromycota fungi morphotypes contributed to form soil water stable aggregates ( $> 0.25$  mm), and to absorb all elements measured in maize. Special mention has to be made to *Scutellopora calospora*, increasing N absorption (2.8%) when fertilized with 27 and 54 kg / ha of P. The greater absorption of P (0.15 and 0.16%) was obtained with all fungal morphotypes when maize was fertilized with 27 kg / ha of P; also with Ca content. Mg and K were best absorbed with a minimum of P fertilization. Maize production and yield increased with P fertilization; the best results were obtained when *Scutellopora calospora*, *Acaulospora mellea* and the consortium of native species, were inoculated, with production up to 4.4 ton / ha. Arbuscular mycorrhized maize showed good nutrient uptake with monospecific inocula and with the consortium of native species. Mycorrhized maize showed better yield and their rhizospheric soil showed higher proportion of water stable aggregates.

## **DEDICATORIA**

A Dios y la Virgen María por haberme dado la vida y la familia que tengo, por haberme iluminado, protegido continuamente y derramar en mí muchas bendiciones.

A mis hijos Geidy Vanessa, Eliécer José, Sebastián Andrés y Miguel Ángel, a mi esposa Nidia, por haber soportado mi ausencia en el camino de mi preparación académica.

A la memoria de mis padres José Rosendo y Eulogia, a la memoria de mis tíos Aníbal, Argemira y Ramiro Cabrales, que Dios los tenga en su Santa Gloria.

A mis tíos, es especial a mi tía Mery Jacinta Cabrales y su esposo José Luis Ramírez por el apoyo incondicional, oportunos y acertados consejos en el camino de mi preparación académica.

A mis hermanos, sobrinos, primos y demás familiares que anímicamente me han apoyado en estos momentos de mi ausencia de la familia y a superar los obstáculos en el camino de la superación.

*Eliécer Miguel*

## **AGRADECIMIENTOS**

Queremos expresar nuestros agradecimientos a todas aquellas personas que colaboraron de manera directa e indirecta en la realización de esta investigación, en la que resaltamos:

A la Dra. Marcia Toro, por haber aceptado dirigir esta investigación, por su desinteresada asesoría y oportunos consejos.

A la Dra. Rosa Mary Hernández, por haber aceptado ser parte del comité asesor, quien me brindó desinteresada asesoría y consejos en la realización de esta investigación.

Al Dr. Juan Carlos Aciego, por haber aceptado ser parte del comité asesor, quien me brindó desinteresada asesoría y consejos en la realización de esta investigación.

A la Universidad de Córdoba por haberme dado la oportunidad y apoyo económico en mi cualificación en el extranjero.

A la Universidad Central de Venezuela, en especial al Posgrado de Ciencia del Suelo por haberme dado la oportunidad de cualificarme en esta Institución.

A los profesores que contribuyeron en mi formación académica en ésta Universidad, en especial a la Dra. Marcia Toro, Dr. Jesús Vilorio, Dr. Omar Rodríguez, Dra. Carmen Rivero, Dra. Adriana Florentino, Dra. Zenaida Lozano, Dra. Deyanira Lobo, Dr. Juan Carlos Aciego, Dr. Jorge Paolini, Dr. Ismael Hernández, Dra. Rosa Mary Hernández, Dr. Danilo López, Dr. Carlos Bravo, Dr. Elio Chacón, entre otros.

A la secretaría del postgrado de Ciencias del Suelo, TSU Elizabeth Valecillos, por su desinteresada y continua colaboración principalmente con los extranjeros.

Al Laboratorio de Física de Suelos de la Universidad Central de Venezuela, en especial a los técnicos Ana Torres y Ronanson Rosario por su desinteresada y continua colaboración.

Al Laboratorio de Química de Suelos de la Universidad Central de Venezuela, en especial a la técnico Mabelis Delgado, por su desinteresada y continua colaboración.

Al Laboratorio de Fertilidad y Biología de suelos de la Universidad Central de Venezuela, en especial a la M.Sc. Audry García, por su desinteresada y continua colaboración.

Al Laboratorio General de Suelos de la Universidad Central de Venezuela, en especial a la técnico Marilyn Aular, por su desinteresada y continua colaboración.

Al Departamento de Estadística de la Universidad Central de Venezuela, en especial a la M.Sc. Mairett Rodríguez, por su asesoría en el diseño y análisis estadístico.

Al Laboratorio de Ciencia de la Tierra de la Universidad Central de Venezuela, en especial al técnico Luis Wilches por su desinteresada y continua colaboración en el manejo de equipos.

Al Centro de Investigación y Extensión en Suelos y Aguas (CIESA) de la Universidad Nacional Experimental de los Llanos Centrales Rómulo Gallego, en especial al técnico William Tovar por su desinteresada y continua colaboración en los análisis físico de suelos.

Al Laboratorio de Física de Suelos del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIA) sede Maracay, por su apoyo en análisis de estabilidad estructural de suelos.

A mis compañeros de aula: Yusmary Salazar, Egly Castillo, Jean Rincón, Gustavo González, Gabriel Machado, Henry Arias, Yasmina Larrazabal, Jairo Ferrer, Francisco Argumedo, Giovanna Santana, Maira Rivas, entre otros, por la amistad desinteresada que me brindaron en mi estadía en la República Bolivariana de Venezuela.

A la Estación Experimental La Iguana, en especial al Dr. Jhony Fernández y los técnicos Omar Zamora y Cesar Flórez por su apoyo logístico en la realización de la investigación.

A todos aquellos que colaboraron en la realización de esta investigación, cuya lista es bastante grande....Dios les pagará!!!!



UNIVERSIDAD CENTRAL DE VENEZUELA  
 FACULTAD DE AGRONOMÍA  
 COMISIÓN DE ESTUDIOS DE POSTGRADO  
 POSTGRADO EN CIENCIA DEL SUELO  
VEREDICTO



Quienes suscriben, miembros del jurado designado por el Consejo de la Facultad de Agronomía y el Consejo de Estudios de Postgrado de la Universidad Central de Venezuela, para examinar la **Tesis Doctoral** presentada por: **ELIECER MIGUEL CABRALES HERRERA**, Cédula de Identidad N°15.610.820, bajo el título "Evaluación de hongos Glomeromycota nativos de sabana en la producción de maíz en el estado Guárico - Venezuela", a fin de cumplir con el requisito legal para optar al grado académico de **DOCTOR EN CIENCIA DEL SUELO**, dejan constancia de lo siguiente:

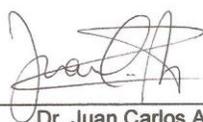
1.- Leído como fue dicho trabajo por cada uno de los miembros del jurado, se fijó el día **28 de Mayo de 2014** a las **10:00 AM.**, para que el autor lo defendiera en forma pública, lo que éste hizo en el Aula 902 del Instituto de Producción Animal de la Facultad de Agronomía, mediante un resumen oral de su contenido, luego de lo cual respondió satisfactoriamente a las preguntas que le fueron formuladas por el jurado, todo ello conforme con lo dispuesto en el Reglamento de Estudios de Postgrado.

2.- Finalizada la defensa del trabajo, el jurado decidió **aprobarlo**, por considerar, sin hacerse solidario con la ideas expuestas por el autor, que se ajusta o no se sujeta a lo dispuesto y exigido en el Reglamento de Estudios de Postgrado

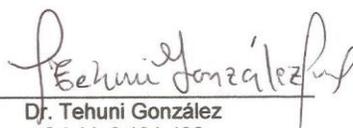
Para dar este veredicto, el jurado estimó que el trabajo examinado : Constituye: un aporte relevante para mejorar la productividad de los suelos de sabanas del estado Guárico, como también quedan resultados que se pueden utilizar en la producción de biofertilizantes en base de hongos formadores de la micorriza arbuscular, con el propósito de disminuir el uso de fertilizantes fosfóricos, lo que se traduciría en una disminución de la contaminación del medio ambiente.



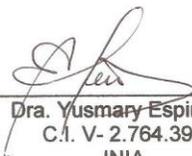
En fe de lo cual se levanta la presente ACTA, a los 28 días del mes de Mayo del año 2014, conforme a lo dispuesto en el Reglamento de Estudios de Postgrado, actuó como Coordinadora del jurado Dra. Marcia Toro.



Dr. Juan Carlos Aciego  
C.I. V- 7.230.006  
Facultad de Agronomía-UCV



Dr. Tehuni González  
C.I. V- 6.121.496  
Facultad de Agronomía-UCV



Dra. Yusmary Espinoza  
C.I. V- 2.764.394  
INIA



Dra. Mingrelia España  
C.I. V- 9.871.462  
IDEA

Dr. Marcia Toro  
C.I. V- 5.539.280  
Facultad de Ciencias-UCV  
Tutora

EV/28052014



## TABLA DE CONTENIDO

	Pag.
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISION DE LITERATURA.	4
2.1. DEFINICIÓN DE MICORRIZAS.	4
2.2. CLASIFICACIÓN DE LAS MICORRIZAS	6
2.2.1. Ectomicorrizas.	9
2.2.2. Endomicorrizas.	10
2.2.3. Las Ectoendomicorrizas.	11
2.3. PRINCIPALES BENEFICIOS QUE PRODUCEN LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN LAS PLANTAS.	12
2.4. DEPENDENCIA POR LA CONDICIÓN MICORRÍZICA.	13
2.5. FACTORES QUE AFECTAN LA SIMBIOSIS MICORRÍZICA	14
2.5.1. Factores bióticos.	14
2.5.2. Factores abióticos.	15
2.6. DESARROLLO DE LA SIMBIOSIS MICORRÍZICA.	17
2.7. GENERALIDADES DE LOS SUELOS DE SABANA.	20
2.8. ALGUNOS ESTUDIOS RELEVANTES CON MICORRIZAS ARBUSCULARES.	26
3. HIPÓTESIS	30
4. OBJETIVOS	32
4.1. OBJETIVO GENERAL.	33
4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.	33
5. MATERIALES Y MÉTODOS	34
5.1. LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO.	34
5.2. CONDICIONES AGROCLIMÁTICAS DE LA ZONA.	35
5.3. PREPARACIÓN DE LOS INÓCULOS DE HONGOS GLOMEROMYCOTA.	36
5.3.1. Muestreo de suelos para inóculo, estudio y aislamiento de esporas Glomeromycota.	36
5.3.2. Aislamiento e identificación de esporas.	37
5.3.3. Reproducción de las esporas para la obtención del inóculo consorcio de especies nativas.	38
5.4. EVALUACIÓN DE LOS INÓCULOS EN CAMPO.	39
5.4.1. Preparación del terreno.	39
5.4.2. Establecimiento de las unidades de investigación.	39
5.4.3. Siembra de maíz.	40
5.4.4. Inoculación.	40
5.4.5. Fertilización.	41

5.4.5.1. Nitrógeno.	41
5.4.5.2. Potasio.	41
5.4.5.3. Fósforo.	41
5.4.6. Manejo de plantas arvenses.	41
5.4.7. Manejo de plagas y enfermedades.	42
5.5. ESTUDIO DE SUELOS	42
5.5.1. DESCRIPCIÓN DETALLADA DEL LOTE EXPERIMENTAL.	42
5.5.2. ANÁLISIS FÍSICO DEL SUELO RIZOSFÉRICO DE LA PLANTA DE MAÍZ	43
5.5.3. ANÁLISIS QUÍMICO DEL SUELO RIZOSFÉRICO DE LA PLANTA DE MAÍZ.	44
5.6. ANÁLISIS DE TEJIDOS DEL CULTIVO DE MAÍZ.	44
5.6.1. Muestreo de hoja opuesta a la mazorca del maíz	45
5.6.2. Muestreo de raíces.	45
5.6.3. Muestreo de tallo.	45
5.6.4. Muestreo de hojas al final del ensayo.	46
5.6.5. Muestreo de grano.	46
5.6.6. Muestreo de tusa.	46
5.7. EVALUACIÓN DEL GRADO DE COLONIZACIÓN MICORRÍZICA.	46
5.8. UNIDADES EXPERIMENTALES	47
5.9. VARIABLES E INDICADORES UTILIZADOS EN EL ESTUDIO.	48
5.9.1. Variables independientes.	48
5.9.2. Variables dependientes.	48
5.9.2.1. Características químicas del suelo.	48
5.9.2.2. Características físicas del suelo.	48
5.9.2.3. Caracterización de tejidos del cultivo de maíz	48
5.9.2.4. Parámetros de desarrollo de la planta de maíz.	49
5.9.2.5. Parámetros de producción de la planta de maíz.	49
5.10. DISEÑO EXPERIMENTAL.	50
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	52
6.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS INICIALES DE LOS SUELOS.	52
6.1.1. Densidad aparente.	52
6.1.2. Porosidad.	54
6.1.3. Permeabilidad.	54
6.1.4. Distribución del tamaño de partículas.	55
6.1.5. Agregados estables al agua (AEA).	56
6.2. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS INICIALES DEL SUELO.	56
6.2.1. Reacción del suelo.	56
6.2.2. Materia orgánica.	57
6.2.3. Azufre.	57
6.2.4. Fósforo.	57
6.2.5. Calcio.	58
6.2.6. Magnesio.	58
6.2.7. Potasio.	58
6.2.8. Sodio.	59
6.2.9. Aluminio.	59
6.2.10. Elementos menores.	59

6.3. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINAL DEL ENSAYO.	60
6.3.1. Humedad de campo.	60
6.3.2. Densidad aparente.	61
6.3.3. Porosidad.	62
6.3.4. Conductividad hidráulica saturada (Permeabilidad).	64
6.3.5. Distribución de tamaño de partículas.	65
6.3.6. Agregados del suelo.	66
6.4. SÍNTESIS DE LAS PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINALIZAR EL ENSAYO.	72
6.5. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO DE LA PLANTA DE MAÍZ AL FINAL DEL ENSAYO.	73
6.5.1. Reacción del suelo.	73
6.5.2. Materia orgánica.	73
6.5.3. Fósforo.	75
6.5.4. Calcio	76
6.5.5. Magnesio	76
6.5.6. Potasio	77
6.5.7. Sodio	77
6.5.8. Aluminio	78
6.5.9. Capacidad de Intercambio de Cationes, CIC	78
6.5.10. Elementos menores.	79
6.6. SÍNTESIS DE LAS PROPIEDADES QUÍMICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINALIZAR EL ENSAYO.	80
6.7. DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES DE GLOMEORMYCOTA UTILIZADAS EN EL ENSAYO.	80
6.7.1. Morfotipo 1 similar a <i>Scutellospora pellucida</i> .	81
6.7.2. Morfotipo 2 similar a <i>Scutellospora calospora</i>	81
6.7.3. Morfotipo 3 similar a <i>Glomus leptotichum</i>	82
6.7.4. Morfotipo 4 similar a <i>Acaulospora mellea</i>	82
6.8. COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LAS PLANTAS DE MAÍZ	82
6.9. SÍNTESIS DE LA COLONIZACIÓN DE LAS PLANTAS DE MAÍZ AL FINAL DEL ENSAYO.	87
6.10. ABSORCIÓN DE NUTRIENTES POR LA PLANTA DE MAÍZ.	88
6.10.1. Nitrógeno.	88
6.10.1.1. Nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	88
6.10.1.2. Nitrógeno en las hojas al final del ciclo del cultivo.	90
6.10.1.3. Nitrógeno en el tallo.	93
6.10.1.4. Nitrógeno en la Raíz.	95
6.10.1.5. Nitrógeno en el grano.	97
6.10.1.6. Nitrógeno en la tusa.	98
6.10.2. Fósforo.	100
6.10.2.1. Fósforo en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	100
6.10.2.2. Fósforo en las hojas al final del ciclo del cultivo.	103
6.10.2.3. Fósforo en el tallo.	106
6.10.2.4. Fósforo en la raíz.	106

6.10.2.5. Fósforo en el grano.	107
6.10.2.6. Fósforo en la tusa.	109
6.10.3. Calcio.	111
6.10.3.1. Calcio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	111
6.10.3.2. Calcio en las hojas al final del ciclo del cultivo.	112
6.10.3.3. Calcio en el tallo.	114
6.10.3.4. Calcio en la raíz.	115
6.10.3.5. Calcio en el grano.	116
6.10.3.6. Calcio en la tusa.	117
6.10.4. Magnesio.	119
6.10.4.1. Magnesio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	119
6.10.4.2. Magnesio en las hojas al final del ciclo del cultivo.	121
6.10.4.3. Magnesio en el tallo.	122
6.10.4.4. Magnesio en la raíz.	124
6.10.4.5. Magnesio en el grano.	125
6.10.4.6. Magnesio en la tusa.	127
6.10.5. Potasio.	129
6.10.5.1. Potasio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	129
6.10.5.2. Potasio en las hojas al final del ciclo del cultivo.	131
6.10.5.3. Potasio en el tallo.	133
6.10.5.4. Potasio en la raíz.	134
6.10.5.5. Potasio en el grano.	135
6.10.5.6. Potasio en la tusa.	136
6.10.6. Sodio	138
6.10.6.1. Sodio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	138
6.10.6.2. Sodio en las hojas al final del ciclo del cultivo.	141
6.10.6.3. Sodio en el tallo.	142
6.10.6.4. Sodio en la raíz.	143
6.10.6.5. Sodio en el grano.	144
6.10.6.6. Sodio en la tusa.	144
6.10.7. Hierro	146
6.10.7.1. Hierro en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	146
6.10.7.2. Hierro en las hojas al final del ciclo del cultivo.	150
6.10.7.3. Hierro en el tallo.	151
6.10.7.4. Hierro en la raíz.	152
6.10.7.5. Hierro en el grano.	153
6.10.7.6. Hierro en la tusa.	154
6.10.8. Cobre.	155
6.10.8.1. Cobre en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	155
6.10.8.2. Cobre en las hojas al final del ciclo del cultivo.	158
6.10.8.3. Cobre en el tallo.	160
6.10.8.4. Cobre en las raíces.	161
6.10.8.5. Cobre en el grano.	162
6.10.8.6. Cobre en la tusa.	164
6.10.9. Manganeso.	165
6.10.9.1. Manganeso en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	165

6.10.9.2. Manganeso en las hojas al final del ciclo del cultivo.	167
6.10.9.3. Manganeso en el tallo.	168
6.10.9.4. Manganeso en la raíz.	170
6.10.9.5. Manganeso en el grano.	171
6.10.9.6. Manganeso en la tusa.	172
6.10.10. Zinc.	174
6.10.10.1. Zinc en la hoja opuesta de la mazorca de la planta de maíz.	174
6.10.10.2. Zinc en las hojas al final del ciclo del cultivo.	177
6.10.10.3. Zinc en el tallo.	179
6.10.10.4. Zinc en las raíces.	180
6.10.10.5. Zinc en el grano.	182
6.10.10.6. Zinc en la tusa.	183
6.10.11. Molibdeno.	186
6.10.11.1. Molibdeno en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.	185
6.10.11.2. Molibdeno en las hojas al final del ciclo del cultivo.	187
6.10.11.3. Molibdeno en el tallo.	188
6.10.11.4. Molibdeno en la raíz.	189
6.10.11.5. Molibdeno en el grano.	190
6.10.11.6. Molibdeno en la tusa.	192
6.11. SÍNTESIS DE LA ABSORCIÓN DE NUTRIENTES	193
6.12. PARÁMETROS DE CRECIMIENTO Y DESARROLLO DEL MAÍZ.	194
6.12.1. Germinación y emergencia.	194
6.12.1. Altura de planta.	195
6.12.2. Área foliar.	197
6.12.3. Biomasa.	199
6.13. PARÁMETROS DE PRODUCCIÓN	200
6.13.1. Largo de mazorca.	200
6.13.2. Diámetro de la mazorca.	202
6.13.3. Hileras por mazorca.	203
6.13.4. Granos por hilera.	205
6.13.5. Relación grano/tusa.	206
6.13.6. Peso de mil granos.	207
6.13.7. Rendimiento.	209
7. CONCLUSIONES	212
BIBLIOGRAFÍA	214
ANEXOS	251

## LISTA DE TABLAS

	Pag.
Tabla 1. Características químicas de los suelos de sabana de Guárico – Venezuela	33
Tabla 2. Descripción y posible clasificación hasta género de los morfotipos obtenidos en el suelo de sabana de Santa María de Ipire, Estado Guárico	38
Tabla 3. Parámetros físicos de suelo medido en el ensayo.	42
Tabla 4. Análisis químicos de suelos realizados en el ensayo.	43
Tabla 5. Análisis de tejidos del cultivo de maíz.	45
Tabla 6. Descripción de Tratamientos y dosis de fósforo utilizados en el ensayo.	48
Tabla 7. Algunas características de los suelos de la Estación Experimental La Iguana.	53
Tabla 8. Distribución del tamaño de partícula del lote antes de instalar el ensayo	55
Tabla 9. Agregados Estables al Agua (AEA) de un lote de la Estación Experimental La Iguana.	56
Tabla 10. Análisis químico de suelos del lote experimental antes del ensayo.	57
Tabla 11. Humedad del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	53
Tabla 12. Densidad aparente del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	61
Tabla 13. Espacio poroso total (EPT) del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	62
Tabla 14. Macroporosidad (poros > 15 micrómetros) del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	63
Tabla 15. Conductividad hidráulica del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	64
Tabla 16. Microagregados (<0.25 mm) estables al agua (excluye arenas) del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	65
Tabla 17. Macroagregados (> 0.25 mm) estables al agua (incluye arenas) del suelo rizosférico de las plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fosforo al final del ensayo	69
Tabla 18. Posición ocupada por cada morfotipo según análisis de varianza realizada por el programa de estadística SAS.	70

Tabla 19. Rangos de los parámetros químicos de la zona rizosférica de plantas de maíz al final del ensayo.	73
Tabla 20. Rangos de concentraciones de elementos menores del suelo rizosférico de plantas de maíz al finalizar el ensayo.	74
Tabla 21. Grado de colonización por HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	79
Tabla 22. Número de arbusculos de HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	83
Tabla 23. Número de vesículas de HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	86
Tabla 24. Contenido de nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo en época de floración.	87
Tabla 25. Contenido de nitrógeno foliar en cultivo de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.	89
Tabla 26. Contenido de nitrógeno en el tallo de la planta de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.	91
Tabla 27. Contenido de nitrógeno en la raíz del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.	94
Tabla 28. Contenido de nitrógeno en el grano de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.	95
Tabla 29. Concentración de nitrógeno en la tusa del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.	98
Tabla 30. Contenido de fósforo total en la hoja opuesta a la mazorca de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.	99
Tabla 31. Contenido de fósforo total en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	101
Tabla 32. Contenido de fósforo total en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	104
Tabla 33. Contenido de fósforo total en las raíces del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	105
Tabla 34. Contenido de fósforo total en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	107
Tabla 35. Contenido de fósforo total en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	108
Tabla 36. Contenido de calcio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.	110
Tabla 37. Contenido de calcio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	111
Tabla 38. Contenido de calcio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	114
Tabla 39. Contenido de calcio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	115
Tabla 40. Contenido de calcio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	116

Tabla 41. Contenido de calcio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	117
Tabla 42. Contenido de magnesio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.	119
Tabla 43. Contenido de magnesio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	120
Tabla 44. Contenido de magnesio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	122
Tabla 45. Contenido de magnesio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	123
Tabla 46. Contenido de magnesio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	124
Tabla 47. Contenido de magnesio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	127
Tabla 48. Contenido de potasio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.	128
Tabla 49. Contenido de potasio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	130
Tabla 50. Contenido de potasio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	132
Tabla 51. Contenido de potasio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	133
Tabla 52. Contenido de potasio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	135
Tabla 53. Contenido de potasio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	136
Tabla 54. Contenido de sodio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis en periodo de floración.	137
Tabla 55. Contenido de sodio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	138
Tabla 56. Contenido de sodio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	141
Tabla 57. Contenido de sodio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	142
Tabla 58. Contenido de sodio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	143
Tabla 59. Contenido de sodio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	144
Tabla 60. Contenido de hierro en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	145
Tabla 61. Contenido de hierro en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	147
Tabla 62. Contenido de hierro en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	149

Tabla 63. Contenido de hierro en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	150
Tabla 64. Contenido de hierro en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	152
Tabla 65. Contenido de hierro en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	154
Tabla 66. Contenido de cobre en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.	155
Tabla 67. Contenido de cobre en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	157
Tabla 68. Contenido de cobre en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	159
Tabla 69. Contenido de cobre en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	160
Tabla 70. Contenido de cobre en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	162
Tabla 71. Contenido de cobre en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	163
Tabla 72. Contenido de manganeso en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.	164
Tabla 73. Contenido de manganeso en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	166
Tabla 74. Contenido de manganeso en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	167
Tabla 75. Contenido de manganeso en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	169
Tabla 76. Contenido de manganeso en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	170
Tabla 77. Contenido de manganeso en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	171
Tabla 78. Contenido de zinc en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.	173
Tabla 79. Contenido de zinc en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	174
Tabla 80. Contenido de zinc en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	178
Tabla 81. Contenido de zinc en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	179
Tabla 82. Contenido de zinc en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	182
Tabla 83. Contenido de zinc en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	183
Tabla 84. Contenido de molibdeno en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.	184

Tabla 85. Contenido de molibdeno en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	186
Tabla 86. Contenido de molibdeno en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	188
Tabla 87. Contenido de molibdeno en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	189
Tabla 88. Contenido de molibdeno en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	190
Tabla 89. Contenido de molibdeno en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	191
Tabla 90. Altura de la planta de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	192
Tabla 91. Área foliar del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	196
Tabla 92. Materia seca aérea total del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	198
Tabla 93. Longitud de mazorcas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	199
Tabla 94. Diámetro de la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	201
Tabla 95. Número de hileras por mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	202
Tabla 96. Granos por hilera en la mazorca de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	204
Tabla 97. Relación grano/tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.	205
Tabla 98. Peso de mil granos de maíz micorrizado y fertilizado con varias dosis de fósforo al final del ensayo.	207
Tabla 99. Rendimiento del maíz micorrizado y fertilizado con varias dosis de fósforo al final del ensayo.	208

## LISTA DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Ectomicorrizas y red de Hartig	10
Figura 2. Endomicorrizas	10
Figura 3. Esquema anatómico de las micorrizas arbusculares.	20
Figura 4. Balance Hídrico año 2011, Estación de Agroclimatología “El Tigre”, Estado Anzoátegui.	36
Figura 5. Contenido de sodio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.	139
Figura 6. Contenido de zinc en la hoja opuesta a la mazorca del maíz en la interacción morfotipos y dosis de fósforo en el periodo de floración.	177
Figura 7. Rendimiento de grano de maíz en las interacciones de morfotipos y dosis de fosforo al final del ensayo.	211

## LISTA DE ANEXOS

	Pag.
Anexo 1. Balance Hídrico año 2011, Estación de Agroclimatología “El Tigre”, Estado Anzoátegui.	251
Anexo 2. Aislamiento e identificación de esporas de hongos Glomeromycota u hongos formadores de micorrizas.	253
Anexo 3. Distribución de parcelas en campo, diseño experimental bloques al azar con arreglo factorial de dos factores.	254
Anexo 4. Metodologías utilizadas en los análisis físicos de suelos del ensayo.	255
Anexo 5. Metodologías utilizadas en los análisis químicos de suelos del ensayo.	260
Anexo 6. Metodologías utilizadas en los análisis de tejido vegetal (maíz) del ensayo.	263
Anexo 7. Evaluación de la efectividad del inóculo en el cultivo de maíz en el ensayo.	265
Anexo 8. Distribución del tamaño de partículas del suelo de las parcelas sembradas con maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.	266
Anexo 9. Agregados estables al agua de un suelo sembrado con maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.	268
Anexo 10. Resultados de análisis químicas del suelo rizosférico del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al finalizar el ensayo.	269
Anexo 11. Resultados de análisis de covarianza entre parcelas fertilizadas con N en presiembra versus no fertilizadas	273

## 1. INTRODUCCIÓN

Los Suelos de Sabanas Tropicales caracterizados por su vegetación de bajo porte (pasturas), escasos arbustos, altas temperaturas, lluvias estacionales y quemadas frecuentes, suelen ser suelos de baja fertilidad en su mayoría, aunque algunas sabanas ubicadas en zonas bajas, pueden ser fértiles y de mucha utilidad en la explotación agropecuaria (Támara, 2013). Estos suelos de sabanas son comunes en África, India, sudeste asiático, Australia septentrional, y en América del sur en países como Colombia, Brasil, y Venezuela, entre otros (Sarmiento, 1983; Gil y Alvarado, 2012; Caballero *et al.*, 2012). Se estima que en Sur América hay cerca 270 millones de hectáreas, distribuidas así: 207 millones en Brasil, 28 millones en Venezuela, 17 millones en Colombia, 14 millones en Bolivia y 4 millones en Guyana, Venezuela ocupa el segundo lugar en extensión con estos suelos (Gómez y Paolini, 2011; Rivera *et al.*, 2012).

Las características edáficas de estos suelos son diversas, siendo la acidez, bajo contenido de nutrimentos minerales (fósforo, bases intercambiables y elementos menores) y texturas franca a arenosa lo más frecuente (Groombridge y Jenkins, 2002; Barry y Moore, 2007; Depablos *et al.*, 2009), donde el lavado de nutrientes es elevado por el alto régimen de lluvia (más de 1200 mm.año<sup>-1</sup>). Dedicados en su mayoría a la ganadería extensiva, donde su capacidad de carga está alrededor del 0.1 – 0.4 animal/ha/año, haciendo el sistema poco sostenible (De Armas, 2005); sin embargo, una parte de estas áreas son dedicadas a la agricultura principalmente de cereales (arroz, trigo y maíz) y de algunos tubérculos como la yuca, donde el mayor costo de producción está representado por los fertilizantes como insumo.

En Venezuela, los suelos de sabanas están localizados en los Estados Monagas, Anzoátegui, Guárico, Cojedes, Apure, Bolívar, Amazonas (Chicco y Godoy, 2005; Lozano et al., 2010), y su uso es en agricultura y ganadería, siendo este último el que abarca mayor área, en ambos casos, la productividad es baja. Las sabanas del Estado Guárico, que abarcan gran extensión, no son la excepción de tener baja oferta nutricional, sin embargo, por la escasez de áreas agrícolas y la necesidad de producir alimento, parte de estos suelos son dedicados a la agricultura, destacándose el cultivo de maíz de secano, con rendimientos que están alrededor de  $2000 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  (Vielma *et al.*, 2005). La implementación de alto consumo de insumos para mejorar la productividad de estos suelos, hace que sea un sistema de baja sostenibilidad, sin embargo, el afán del hombre en ampliar la frontera agrícola hacia este tipo de suelos, conlleva a utilizar mayor cantidad de insumos, que muchos de ellos se pierden por lixiviados y llegan a las aguas subterráneas o se volatilizan y van a la atmósfera, llevando consigo un incremento en la contaminación ambiental del medio. El uso de prácticas para disminuir el uso de fertilizantes, como la aplicación e incorporación de materia orgánica, uso de biofertilizantes, etc., es de poca utilización en estas zonas (Lozano *et al.*, 2010), lo que puede estar repercutiendo en los bajos rendimientos de los cultivos e incluso en el desarrollo de las pasturas (Pérez y Santiago, 2000; Vielma *et al.*, 2005, Chicco y Godoy, 2002).

A nivel mundial existe cada vez más la preocupación por el tema ambiental y la utilización sostenible de los recursos naturales, fomentándose el uso racional de insumos con criterios técnicos que conlleve a disminuir el deterioro del ambiente; por lo que el uso de herramientas biológicas han sido las aliadas para tener un sistema de producción sostenible en el tiempo. La implementación de productos biológicos, como fijadores de nitrógeno, solubilizadores de fósforo y hongos formadores de simbiosis mutualistas, entre otros, cada día toma más fuerza, ya que mediante investigaciones se ha podido demostrar lo importante que son para la explotación agropecuaria. Los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) como práctica en el manejo de los suelos, cada día se generaliza más, es útil en plantaciones de forestales, jardinería, pasturas y cultivos. Dentro de estos, se resalta su uso en maíz, algodón, plátano, banano y hortalizas, principalmente, donde su

uso va encaminado a la conservación del suelo y mejorar la nutrición de las plantas (Guerra, 2008). Quizás uno de los obstáculos más señalados, es conseguir el inóculo micorrízico en el mercado con excelente calidad, además, muchas veces se comercializan inóculos no aptos para determinadas zonas, ya que como organismos vivos, estos se desarrollan bajo condiciones edafoclimáticas específicas (Cuenca *et al.*, 2007).

Con base en lo anterior, la presente investigación tuvo como objetivo aislar, identificar, multiplicar y evaluar hongos del *phylum Glomeromycota* mono específicamente y en consorcio, nativos de suelos de sabanas del Guárico y luego en un cultivo de maíz, evaluar parámetros de desarrollo y rendimientos del cultivo a diferentes dosis de fósforo soluble. Se escogió un área de la Estación Experimental La Iguana, del Estado Guárico como fuente de inóculo primario y para la posterior evaluación en campo.

## 2. REVISION DE LITERATURA.

### 2.1. DEFINICIÓN DE MICORRIZAS.

El término micorriza se origina del griego *myco* que significa hongo y *rhyza*, que indica raíz. Etimológicamente se define como una simbiosis mutualista entre algunos hongos del suelo y las raíces de la mayoría de las plantas (Gianinazzi, 1991; Bethlenfalvay, 1992; Sánchez, 1999; Osorio, 2011). Este término fue acuñado por Frank a mediados de 1877 para definir asociaciones simbióticas (vivir conjuntamente dos o más organismos), mutualistas, no patógenas, entre raíces de plantas y micelio de hongos, en la que ambos se benefician (Honrubia, 2009), condición que ayuda a las plantas a adaptarse mejor en suelos de baja fertilidad e incluso a ser dominantes sobre las plantas nativas (Wolfe y Van, 2012). En esta simbiosis, la planta le proporciona al hongo compuestos carbonados procedentes de la fotosíntesis (fotoasimilados), como también un micro hábitat protegido; en compensación de ello, el hongo le aporta a la planta nutrientes minerales, principalmente fósforo y agua, mediante un sistema ramificado de hifas que explora un área edáfica mucho mayor que la que puede explorar la planta sin la micorriza (Barea *et al.*, 1980; Miyasaka y Habte, 2001; Huang *et al.*, 2009; Barea *et al.*, 2008; Smith y Read, 2008).

Para Aldana (2005), las micorrizas son asociaciones establecidas entre hongos y raíces, o cualquier otro órgano de la planta implicado en la captación de nutrientes a partir del suelo. Dicha asociación es de tipo simbiótico mutualista, ya que incrementa la eficiencia en la adquisición de elementos minerales (nutrientes) por la planta hospedante, que a su vez proporciona al hongo compuestos carbonados (Molina *et al.*, 2005).

Actualmente, el concepto de “micorriza” es utilizado en un sentido más amplio e incluye aquellas asociaciones simbióticas hongo-planta que no se establecen en raíces, sino en otros órganos de contacto, especializados para el intercambio de nutrientes, como ocurre en orquídeas y plantas aclorofílicas y en otras “plantas inferiores”, carentes de verdaderas raíces. En esta relación, aunque hay simbiosis, no hay mutualismo, parece ser que el beneficio es solo de la planta y el flujo de nutrientes es unidireccional del hongo a la planta (Honrubia, 2009).

Los hongos formadores de simbiosis micorrízica Arbuscular (HMA) son cosmopolitas y abundantes en suelos tropicales, prácticamente son de nula especificidad. Se estima que entre el 90 y 97% de las plantas vasculares son capaces de hacer simbiosis con el hongo (Siqueira y Franco, 1998; O’Connor *et al.*, 2002; Barea, 2003; Smith y Read, 2008). En esta, el micelio del hongo coloniza a la corteza radical en forma biotrófica y proyecta sus hifas al interior y exterior de las raíces. Cuando se ha dado la colonización, las hifas se convierten en una especie de proyecciones de raíces absorbentes de las plantas, por donde fluyen los nutrientes minerales y agua desde el suelo hasta las raíces, con esta acción, se incrementa el área exploratoria de dicha planta micorrizada (Schüßler *et al.*, 2001; Román, 2003; Kosuta *et al.*, 2005). Como compensación de ello, el micosimbionte recibe de la planta los fotoasimilados que son vitales para su supervivencia.

En este proceso de establecimiento de la simbiosis hay dos grandes fases (Azcón-Aguilar *et al.*, 1991; Peterson *et al.*, 2004): intra y extra-radical. La primera, compuesta por el conjunto de hifas del hongo que coloniza la raíz, que luego crecen intercelulares, hasta alcanzar la zona interna de la corteza, donde emiten frecuentes proyecciones laterales que penetran las células y mediante ramificaciones dicotómicas repetidas dan lugar a los arbusculos. El hongo no llega a perforar el plasmalema de la célula hospedera, sino que éste invagina alrededor del hongo y permanece intacto rodeando completamente todas las ramificaciones del arbusculo. En esta estructura, la superficie de contacto entre ambos simbiosis es máxima, y es en donde se manifiesta de forma más intensa el biotrofismo y la compatibilidad estructural y fisiológica de la asociación, siendo aquí en donde tiene lugar

preferentemente el intercambio de nutrientes entre los simbiontes. La fase extra-radical, compuesta por un conjunto de hifas que se desarrollan fuera de la raíz y son encargadas de la captación de nutrientes minerales y agua. Los nutrientes captados por el hongo son translocados hacia el micelio interno, y una vez en los arbusculos, son transferidos mediante mecanismos activos dependientes de energía a las células que los albergan.

Existen algunas plantas que no hacen asociaciones con este tipo de hongos formador de la simbiosis micorrízica, aunque estén presentes en el suelo, no se hace la simbiosis (Harley y Harley, 1987; Barea, 2003), son ejemplos las siguientes:

- **Familia Brassicaceae, antiguamente Cruciferae:** géneros *Armoracia* (Rábano picante), *Brassica* (Mostaza larga, mostaza negra, repollo mediterráneo, etc.), *Raphanus sativus* (rábano). Ornamentales, como *Aubrieta* spp., Rosa de Jericó (*Anastatica hierochuntica*), *Arabidopsis thaliana*, entre otras.
- **Familias Chenopodiaceae y Amaranthaceae:** Género *Chenopodium*, Espinaca (*Spinacia oleracea*), remolacha y acelga (*Beta vulgaris*); Ornamentales como *Alternanthera*, *Amaranthus*, *Celosia*, *Iresine*, Barrilla (*Salsola* spp.), y *Atriplex* spp, entre otros. Sin embargo, Aguilera *et al.*, (1998) reporta algunas *Atriplex* sp. con escasa micorrización en suelos secos de Chile.
- **Familias Zygophyllaceae, Urticaceae, Proteaceae:** algunas especies de estas familias.

## 2.2. CLASIFICACIÓN DE LAS MICORRIZAS

La clasificación de los hongos formadores de micorrizas sigue siendo un tema de constante discusión, hoy día se han incluido estudios moleculares para mejorar dicha taxa fúngica (Schüßler *et al.*, 2001; Schüßler, 2010; Redecker *et al.*, 2013). Una clasificación que suele tener mucha aceptación es la que agrupa a las micorrizas en dos grandes grupos:

arbusculares<sup>1</sup> (formada por hongos de hifas aseptadas) y ectomicorrizas (formada por hongos de hifas septadas), este segundo grupo incluye el resto de tipos de hongos micorrízicos, sin embargo, muchos investigadores reconocen los otros tipos como grupos independientes, estos grupos son: micorrizas de Orquídeas, micorrizas Ericoides, micorrizas Arbutoide, micorrizas Monotropoides y Ectendomicorrizas (Morton y Benny, 1990; Sieverding, 1991; Morton *et al.*, 1995; Guerrero, 1996; Zapata, 2000; Morton y Redecker, 2001; Aldana, 2005).

Morton y Benny (1990), clasifican a los HMA con base a caracteres morfológicos, funciones fisiológicas y criterios monofiléticos. Esta clasificación taxonómica ubica a estos hongos dentro del orden Glomales, el cual sólo contiene a estos endosimbiontes, con dos subórdenes: Glominae, Gigasporinae, tres familias: Glomaceae, *Acaulosporaceae* y Gigasporaceae, y seis géneros: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora*.

Los estudios sobre su ADN indican que sus parientes actuales más cercanos están en las divisiones *Basidiomycota* y *Ascomycota*, de quienes se separaron hace 600-620 millones de años, antes de que *Basidiomycota* y *Ascomycota* se separaran entre sí. Su presencia en la tierra está atestiguada en el registro fósil desde hace al menos 460 millones de años, durante el periodo Ordovícico (Redecker *et al.*, 2000; Schüßler *et al.*, 2001).

Esta clasificación ha sido replanteada por muchos autores (Schüßler *et al.* 2001) con base en técnicas moleculares RNAr 18s, agrupando a estos hongos dentro del Phylum Glomeromycota, incluyendo los subórdenes Glominae y Gigasporinae, cinco familias: Paraglomaceae, Archaeosporaceae, Glomaceae, *Acaulosporaceae* y Gigasporaceae, y siete géneros: *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Acaulospora*, *Scutellospora* y *Gigaspora* (INVAM, 2010). Para el 2010 había una clasificación propuesta por Schüßler

---

<sup>1</sup> Arbúsculo, ramificaciones intracelulares muy delgadas y en forma de árbol de las hifas de un hongo que forma micorriza endotrofa arbúsculo-vesicular

(2010), la cual contenía 4 órdenes (Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales y Archaeosporales), 10 familias (Glomeraceae, Gigasporaceae, Acaulosporaceae, Entrophosporaceae, Pacisporaceae, Diversisporae, Paraglomaceae, Geosiphonaceae, Ambisporaceae y Archaeosporaceae) y 14 géneros (*Glomus*, *Gigaspora*, *Scutellospora*, *Racocetra*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Pacispora*, *Diversispora*, *Otospora*, *ParaGlomus*, *Geosiphon*, *Ambispora*, *Archaeospora* e *Intraspora*). Las primeras clasificaciones se hacían exclusivamente en función de la morfología de sus esporas. En la actualidad se han añadido las secuenciaciones de ácidos nucleicos; además de su existencia obligada como simbioses, los *Glomeromycota* se diferencian de otros hongos en el gran tamaño de sus esporas (cada una con varios núcleos) y sus hifas no septadas (Schüßler *et al.*, 2001).

En aras de tener una clasificación unificada, en el año 2013 varios taxónomos hicieron un consenso, en la que se propone que la siguiente clasificación para el Phylum Glomeromycota: 4 órdenes (Diversisporales, Glomerales, Archaeosporales, y Paraglomerales), las que contienen 11 familias (Diversisporaceae, Acaulosporaceae, Sacculosporaceae\*, Pacisporaceae, Gigasporaceae, Claroideoglomeraceae, Glomeraceae, Ambisporaceae, Geosiphonaceae, Archaeosporaceae y Paraglomaceae) y 25 géneros (*Tricispora*\*, *Otospora*\*, *Diversispora*, *Corymbiglomus*\*, *Redeckera*\*, *Acaulospora*, *Succulospora*\*, *Pacispora*, *Scutellospora*, *Gigaspora*, *Intraomatospora*\*, *Paradentiscutata*\*, *Dentiscutata*, *Cetraspora*, *Racocetra*, *Claroideoglomus*, *Glomus*, *Funneliformis*, *Septoglomus*, *Rhizophagus*, *Sclerocystis*, *Ambispora*, *Geosiphon*, *Archaeospora* y *Paraglomus*); con asterisco señalan los géneros y familias que tienen poca evidencia para su clasificación (Redecker *et al.*, 2013). En esta nueva clasificación, desaparece la Familia Entrophosporaceae (orden Glomerales) y aparecen dos nuevas Familias Sacculosporaceae y Claroideoglomeraceae, pertenecientes a los órdenes Diversisporales y Glomerales, respectivamente. Desaparecen los géneros *Entrophospora* e *Intraspora* y aparecen los siguientes nuevos géneros: *Tricispora*, *Corymbiglomus*, *Redeckera*, *Succulospora*, *Intraomatospora*, *Paradentiscutata*, *Dentiscutata*, *Cetraspora*, *Claroideoglomus*, *Funneliformis*, *Septoglomus*, *Rhizophagus*, *Sclerocystis*.

Para Smith and Read (2008) y Guerra (2008), una aproximación útil y quizás la más utilizada en la clasificación de los HMA, se ha hecho con base en la forma de contacto raíz – hongo, lo que Sánchez *et al.*, (2009) denominaron como clasificación por su estructura y función, los cuales se pueden agrupar en tres grandes grupos: Ectomicorrizas, Endomicorrizas y Ectendomicorrizas.

**2.2.1. Ectomicorrizas.** Son asociaciones en donde las hifas fúngicas permanecen en la superficie epidérmica (envolviéndola), alrededor de la cual forman una vellosidad que puede reemplazar a los pelos radicales (Figura 1). Las hifas de los hongos envuelven a las raíces de las plantas, penetran intracelularmente en el parénquima de la corteza, sin infectar sus células. Esta espesa capa de micelios es denominada “Red de Hartig”. Las Ectomicorrizas en general son bastante específicas, lo que quiere decir que una especie de hongo solo puede vivir con una o muy pocas especies de plantas; también guardan especificidad a las condiciones edafoclimáticas. Los hongos que forman esta simbiosis son Basidiomicetos y Ascomicetos principalmente, mientras que las plantas hospedadas de este tipo de asociación son especies forestales y leñosas como las Pinaceae, Betulaceae y Fagaceae, entre otras. La colonización de la Ectomicorrizas puede tardar hasta 12 días y su vida y crecimiento dependen del contacto con la raíz, sin ellas, mueren rápidamente (Domínguez *et al.*, 2013). Las esporas son de corto periodo de viabilidad, y para su germinación necesitan estar en contacto con una raíz.

La simbiosis de la Ectomicorriza se forma típicamente entre la zona terminal de las raíces de las plantas leñosas perennes y una variedad de hongos del suelo. El hongo toma de la planta huésped los carbohidratos y a cambio recibe del hongo los nutrientes del suelo. En la planta micorrizada, la absorción de nutrientes se mejora como una consecuencia mutua entre el hongo-raíz y por la misma capacidad de los hongos para movilizar N y P a partir de sustratos orgánicos a través de la acción enzimática (Taylor y Alexander, 2005).

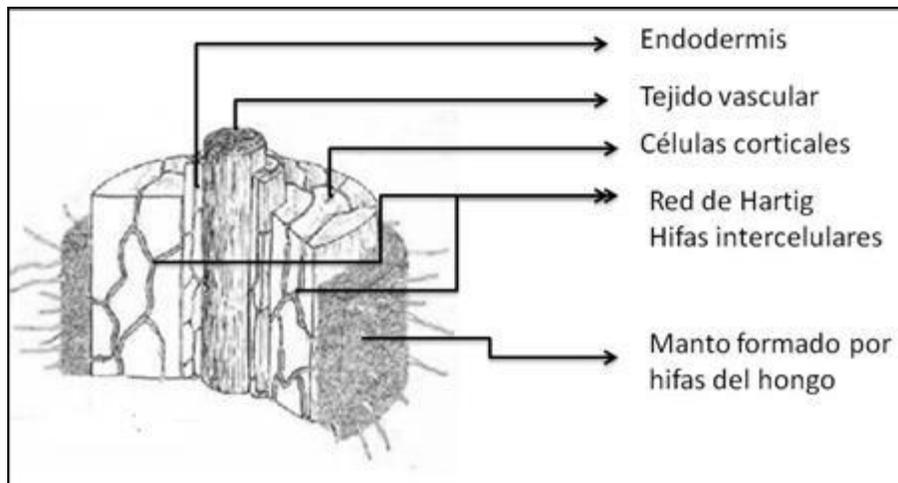


Figura 1. Ectomicorrizas y red de Hartig (Adaptado de Regés, 2013)

**2.2.2. Endomicorrizas.** Este tipo de micorrizas arbuscular se caracteriza no solo por invadir a la raíz, sino que también entra al interior de las células del parénquima sub-epidérmico, de allí su nombre (Figura 2). Si en la interacción se emiten hifas al interior de las células, las hifas se subdividen formando estructuras en forma de árbol (arbúsculo) dando origen al grupo de hongos micorrízicos más abundante que se conoce (micorrizas arbusculares o MA).

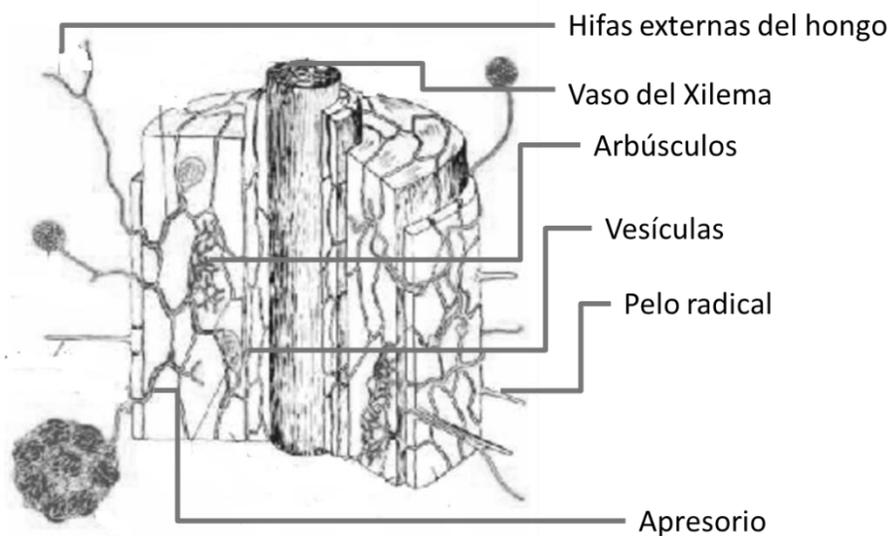


Figura 2. Endomicorrizas (Adaptado de Regés, 2013).

Se estima que las Endomicorrizas son el grupo de mayor cantidad y diversidad de micorrizas, en las cuales se agrupan en los siguientes subgrupos:

a. **Orquideomicorrizas:** micorrizas asociadas a las Orquidiáceas. En este tipo de micorriza, cuando el hongo penetra las células de la raíz, forman ovillos de hifas dentro de la célula hospedera, previa invaginación de la membrana plasmática. Para algunos investigadores y productores, las orquídeas suelen de suma importancia económica (Sánchez, 2009; Otero *et al.*, 2012).

b. **Ericomicorrizas:** micorrizas asociadas a las Ericáceas, guardan mucha similitud estructural con las ectomicorrizas, el hongo puede pertenecer al phylum *Ascomycota* o *Basidiomycota*. Estos hongos son versátiles en la toma de nitrógeno y fósforo, lo pueden tomar de fuente orgánica e inorgánica, lo que favorece a las Ericáceas para desarrollarse en condiciones de altos contenidos de materia orgánica (Sánchez, 2009).

c. **Micorrizas Arbusculares (MA):** Caracterizadas por formar arbusculos intracelulares, son las más abundantes y de mayor importancia ecológica y económica. El desarrollo de la revisión bibliográfica estará encaminada a este tipo de HMA.

**2.2.3. Las Ectoendomicorrizas.** Este es un grupo de micorrizas con estructura intermedia, un grupo tiene funciones similares a las Ectomicorrizas, mientras que otras tienen funciones de las Endomicorrizas. En términos generales, son menos numerosas que los otros dos grupos. Hay algunos grupos de plantas que forman tanto endo como ectomicorrizas, son ejemplo de ellas: Salicaceae, Juglandaceae, Tilicaceae, Mirtaceae, Caesalpinaceae, Juniperus, Chamaeciparis y Quercus, entre otras (Tejic *et al.*, 2001; Pérez-Moreno y Read, 2004).

### **2.3. PRINCIPALES BENEFICIOS QUE PRODUCEN LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN LAS PLANTAS.**

Las endomicorrizas del tipo arbuscular (MA), denominadas así por las estructuras anatómicas que desarrollan en forma de “arbolitos”, conducen a efectos benéficos en el suelo y en la planta hospedera. Según Sieverding (1991); Sánchez (1999); Azcón (2000); Bossuyt *et al.*, (2001); Barea (2003); Corredor (2003); Harrier y Watson (2003); Guerra (2008) y Villate (2012), manifiestan que esta asociación trae consigo muchos beneficios, entre los que se resaltan:

- ✓ Mejora la asimilación de los nutrientes en las plantas, lo que se traduce en mejor y mayor producción.
- ✓ Mejora la tolerancia de las plantas frente a muchos factores adversos: estrés por sequía, pH pocos estables, altos contenidos de sales, exceso de viento, entre otros.
- ✓ Mejora la resistencia de las plantas a organismos patógenos, mejorando su apariencia externa e interna, disminuyendo con esto la aplicación de agro-tóxicos.
- ✓ Mejora el crecimiento de las plantas especialmente en zonas adversas de baja fertilidad en la medida que su conjunto de hifas en el suelo incrementa el área exploratoria de la planta.
- ✓ Mejora la eficiencia del uso de los fertilizantes especialmente los fosfóricos aplicados al suelo como complemento en los planes de fertilización.
- ✓ Reduce el uso de fertilizantes en la medida que el HMA con sus hifas llega y los toma de sitios lejanos a donde la raíz no lo haría.
- ✓ Reduce el uso de pesticidas en la medida que la planta micorrizada suele estar en mejores condiciones de sanidad en general.
- ✓ La inoculación de las plantas con hongos micorrizógenos provoca, de manera general, un marcado incremento en los procesos de absorción y traslocación de nutrientes como: N, P, K, Ca, Mg, S, Zn, Cu, Mo, Fe, Mn, entre otros.

- ✓ Un aspecto de gran importancia en el empleo de HMA está relacionado a la absorción del fósforo, principalmente en los suelos tropicales donde este elemento suele ser muy bajo.
- ✓ En suelos muy pobres en fósforo se ha encontrado que el hongo toma el ion Ortofosfato y a través de sus hifas lo transporta como polifosfato.
- ✓ Además del efecto directo sobre el crecimiento de las plantas, el favorecimiento en la absorción del P, aumenta el crecimiento de las raíces y la fijación biológica de N en plantas, el cual es deficiente en la mayoría de los suelos tropicales.
- ✓ Los HMA crean en las plantas mayor resistencia a las toxinas.
- ✓ Los HMA tienen la capacidad de inmovilizar los metales pesados en la raíz (Diaz *et al.*, 1996), impidiendo que éstos pasen a la parte aérea de la planta.
- ✓ Los HMA prolongan el sistema radical de las plantas, aumentando con ello la retención de partículas del suelo, por ende, disminuye las pérdidas por erosión.
- ✓ Los HMA facilitan el mejoramiento de la estructura del suelo, incrementan la de retención de humedad, mejoran la aireación y descomposición de la materia orgánica del suelo (Bossuyt *et al.*, 2001).
- ✓ Desarrollan interacciones con diversos microorganismos del suelo, estableciendo provechosas cooperaciones con unos y compitiendo con otros generalmente de tipo patógeno.
- ✓ Prolongan la vida productiva de los suelos agrícolas, contribuyendo a su uso más diverso, económico y ecológico.

#### **2.4. DEPENDENCIA POR LA CONDICIÓN MICORRÍZICA.**

Para Flores y Cuenca (2004), la mayoría de las plantas (>80%) forman micorrizas y el grado de dependencia varía de una especie a otra, pero en general, las plantas leñosas suelen ser más dependientes de esta simbiosis que las herbáceas. La dependencia de un vegetal por los HMA ha sido definida como “el grado en que la planta depende de la condición micorrizógena para expresar su máximo crecimiento o rendimiento a un nivel dado de fertilidad” (Urrea y Corcho, 2006; Smith y Read, 2008). Hay plantas que no son

dependientes, pero en presencia de las micorrizas, pueden exhibir una mejor respuesta. En condiciones naturales, cultivos de yuca, papa, caupí, soya, maíz, cebada, arroz de secano, caña de azúcar, tabaco, cacao, pastos tropicales y leguminosas están densamente colonizados por HMA (Osorio, 2011).

Son muchos los factores que influyen en la respuesta de una planta a la colonización por el hongo micorrízico, entre los que sobresalen está la dependencia del cultivo anfitrión de la HMA, el estado de nutrientes del suelo, y el inóculo potencial de los hongos de micorrizas (calidad del inóculo). También es de tener en cuenta las prácticas de manejo, rotación y tipo de cultivo, que pueden afectar junto con el barbecho, las poblaciones de hongos micorrízicos a nivel de campo, sin embargo, la inoculación puede ser útil en estos casos (Sylvia, 2013).

## **2.5. FACTORES QUE AFECTAN LA SIMBIOSIS MICORRÍZICA**

Son varios los factores que inciden en la formación y efectividad de las micorrizas, principalmente factores del suelo en los aspectos físico – químicos y de manejo agronómico en general. Sin embargo, la gran diversidad de estos hongos micorrizógenos resulta en el favorecimiento de ciertas especies en condiciones desfavorables para otras. Es así como especies del género *Gigaspora* se han visto favorecidas en suelos que normalmente dificultan la formación de micelios (Arines, 1991; Smith y Read, 2008). Para un mejor entendimiento de los factores que afectan el desarrollo de esta simbiosis, Guerrero (1996), Rillig *et al.*, (2003) y Peña-Vanegas *et al.*, (2007), entre otros, los agrupa en dos grandes grupos: factores bióticos y factores abióticos, que brevemente se describen a continuación:

**2.5.1. Factores bióticos.** Están relacionados con la parte viva que rodea al simbionte, por ejemplo, tipo de comunidad vegetal, condiciones fisiológicas de la planta hospedera, interacciones con otros organismos del suelo, prácticas antrópicas que infieran en la calidad de vida de la planta hospedera, tales como deforestación, sistemas de cultivo, aplicación de agroquímicos, etc.) (Ramírez y Rodríguez, 2010). La composición de una

comunidad vegetal y las poblaciones de hongos micorrízicos en el suelo se afectan mutuamente y, como resultado de esta interacción, se perfilan las distintas etapas sucesionales de la vegetación (Johnson *et al.*, 1992; Peña-Vanegas *et al.*, 2007).

La movilización de nutrientes entre el suelo y la raíz, necesaria para el desarrollo de la vegetación, es un fenómeno regulado en gran parte por la comunidad biótica de la rizósfera (Rillig *et al.*, 2003). En ello juega un papel fundamental el HMA, al punto que se ha sugerido el concepto de micorrizósfera para referirse al pequeño volumen de suelo que cubre una raíz micorrízica (Garbaye, 1991; Barea *et al.*, 2005; Martínez-García, 2011). Las interacciones entre los HMA y los microorganismos del suelo son determinantes en el funcionamiento de los ciclos nutritivos en un ecosistema (Azcón, 2000; Ramírez y Rodríguez, 2010), pero además afectan el balance entre procesos saprofíticos, patogénicos y simbióticos en el medio ambiente edáfico (Guerrero, 1996; Valdés, 2011).

**2.5.2. Factores abióticos.** Están relacionados con la calidad de las condiciones edafoclimáticas del medio que rodea a la simbiosis: propiedades físico-químicas del suelo y variaciones climáticas principalmente. Entre las propiedades físico-químicas del suelo, el pH parece ser uno de los factores más influyentes sobre el comportamiento de los HMA y la composición de especies de hongos micorrizógenos (Ramírez y Rodríguez, 2010). Los HMA tienen amplia capacidad de adaptación a condiciones de pH, estos se han registrado desde valores de 2.7 a 9.2. Un incremento de pH del suelo por acción de un encalado, disminuye drásticamente la simbiosis (Valdes, 2011). En suelos ácidos, el aluminio es un factor limitante de la asociación, aún así se han encontrado algunas especies que soportan esta condición; en suelos salinos la presencia de sodio y cloro pueden reducir la germinación de las esporas (Sieverding, 1991, Barea y Jeffries, 1995; Varma, 1995).

En relación con el clima, trabajos realizados demuestran que la abundancia de esporas de HMA en el suelo, así como el porcentaje de colonización micorrízica en la raíz, se ven afectados por el patrón estacional de lluvias y por el régimen hídrico del suelo. Dada la naturaleza aeróbica de estos micosimbiontes en ecosistemas terrestres, la presencia de

excesos de humedad restringe el establecimiento de esta simbiosis y los efectos benéficos de esta asociación (Ramírez y Rodríguez, 2010). Igualmente se ha planteado que un déficit en el suministro de agua estimula la producción de esporas de HMA (Hodson y Guerrero, 1987; Sieverding, 1991; Rillig *et al.*, 2003). Sin embargo, Radhika y Rodrigues (2007) reportan en sus investigaciones que han encontrado HMA como *Glomus claroideum*, *Scutellospora verrucosa* haciendo simbiosis con plantas de pantano y acuáticas, lo que deja entrever, que algunos hongos formadores de micorrizas pueden desarrollarse en condiciones anóxicas, aunque estos autores no explican como es el mecanismo de toma de oxígeno por parte de estos hongos, pero dejan en claro que hay más de 16 especies de plantas que puede desarrollar esta simbiosis. Beck y Vindbaek (2001) también relacionan 24 plantas acuáticas micorrizadas que encontraron en lagos y humedales.

Otras condiciones climáticas, como temperatura e intensidad lumínica altas, así como fotoperíodos de 12 horas ó más, conducen generalmente a incrementos en la colonización de la raíz y en la esporulación de los hongos micorrizógenos, pero en menor proporción (Daniels, 1984; Montañaño *et al.*, 2001; Smith y Read, 2008; Ramírez y Rodríguez, 2010).

Con respecto a la textura del suelo, los HMA necesitan de buena aireación edáfica, es decir, un suelo estructurado propende a un mejor desarrollo de la simbiosis, por lo tanto, los suelos arenosos podrían ser condiciones adecuadas desde el punto de vista aireación, para que la simbiosis se desarrolle bien; el mejor desarrollo de la simbiosis se encuentra en suelos de textura arenosa a franca limosa. Los suelos de textura arcillosa y limosa pueden limitar un poco esta simbiosis, como también los suelos con problemas de compactación y los que se encharcan con facilidad, toda vez que en ausencia de oxígeno, la simbiosis se disminuye e incluso puede cesar (Sieverding, 1991; Smith y Read, 2008; Ramírez y Rodríguez, 2010).

## 2.6. DESARROLLO DE LA SIMBIOSIS MICORRÍZICA.

La colonización de una raíz por parte de un hongo micorrizógeno es un proceso que involucra una secuencia de etapas reguladas por una precisa interacción entre endosimbionte y hospedero. Las etapas básicas son: pre-colonización, penetración, colonización intraradical, desarrollo del micelio externo, esporulación del hongo y re-colonización (Gadkar *et al.*, 2001; Urrea y Corcho, 2006; Ramírez y Rodríguez, 2010).

La pre-colonización está asociada a la actividad de los propágulos colonizadores presentes en el suelo que circundan a la raíz. Dichos propágulos pueden ser esporas o micelio fúngico y raíces colonizadas. La germinación de las esporas requiere en muchos casos del estímulo de exudados radicales. Un tubo de germinación o una hifa micelial se elonga hasta entrar en la rizósfera. El tubo de germinación se proyecta desde la espora hasta encontrar la superficie de una raíz. La hifa micelial tiene, en cambio, un origen menos definido y puede ser el producto de múltiples ramificaciones dicotómicas (Gadkar *et al.*, 2001; Urrea y Corcho, 2006; Ramírez y Rodríguez, 2010;). La colonización del hongo se extiende por la epidermis y el parénquima cortical, nunca penetra en la endodermis ni en los tejidos vasculares y meristemáticos, estableciendo una marcada diferencia con las infecciones radicales de hongos patógenos que si penetran en los haces conductores y meritemos (Zapata, 2000).

La penetración se inicia con la formación de un “punto de entrada” que se caracteriza por el desarrollo de un abultamiento o apresorio en el punto de contacto sobre la superficie de la raíz. Cada espora genera un solo punto de entrada. No es del todo claro si el mecanismo de penetración está mediado por un evento enzimático, por un evento mecánico o por una combinación de ambos (Gadkar *et al.*, 2001; Urea y Corcho, 2006; Corredor, 2006). Una vez que penetra el hongo en la célula, se genera un proceso proliferativo que conduce al establecimiento de una “unidad de colonización”. Esta avanza mediante el crecimiento de hifas aseptadas que se extienden por entre las células corticales y que generan estructuras características, como los arbusculos y las vesículas. El desarrollo del

micelio externo o micelio extramatricial (ME), es un evento simultáneo al avance de la infección cortical (MI). Este micelio actúa como un puente que conecta el suelo con el interior de la raíz (Newman, 1988; Newman *et al.*, 1994; Guerrero, 1996; Gadkar *et al.*, 2001; Corredor, 2006)

Algunas semanas después de iniciada la colonización, el hongo está en condiciones de esporular, lo cual está sujeto a las condiciones ambientales del suelo. En particular, la humedad parece ser un factor regulador de importancia, ya que se ha visto que el estrés hídrico en el suelo dispara la esporulación (Guerrero, 1996; Gadkar *et al.*, 2001; Ramírez y Rodríguez, 2010).

Finalmente, las hifas externas están en capacidad de re-colonizar el mismo sistema de raíz del cual se origina. Algunas de estas hifas generan “puntos de entrada” que provocan nuevas “unidades de colonización”, lo cual supone que el hongo avanza a lo largo de una raíz a través de unidades de colonización discontinuas. Este proceso de proliferación se puede trasladar a otros sistemas de raíz vecinos de la misma o diferentes especies de plantas (Guerrero, 1996; Gadkar *et al.*, 2001; Ramírez y Rodríguez, 2010). Su escaso diámetro les permite explorar los poros más finos del suelo, especialmente cuando estos tienen altos contenidos de arcillas y materia orgánica. No se conoce aún la distancia a la cual puede extenderse. Dada la alta relación área/volumen que genera su presencia, el micelio externo de la endomicorriza arbuscular permite que la planta pueda explorar intensamente un gran volumen de suelo (Cruz *et al.*, 2012).

Según Corredor (2006), a partir del micelio externo del hongo se pueden formar células auxiliares aisladas o agrupadas, cuya función no se ha determinado totalmente y grandes esporas de resistencia de paredes gruesas, las cuales pueden sobrevivir por años y cuya germinación inicia un nuevo ciclo de la simbiosis (Bonfante y Genre, 2008). El desarrollo de micelio interno se inicia cuando una clamidospora entra en contacto con la raíz, forman un apresorio, penetra la epidermis desarrollando hifas que crecen intra e intercelularmente. Forman enrollamientos al interior de algunas células del hospedero,

extendiendo la colonización longitudinalmente en la raíz, penetran a las células más internas de la corteza (Genre *et al.*, 2008). En este lugar, a partir de hifas intercelulares, se forman ramificaciones laterales que trascienden las paredes de las células del hospedero, cuyo plasmalema se invagina y rodea totalmente la estructura fungosa, la cual una vez en el interior de la célula, se ramifica en forma dicotómica repetidamente, dando lugar a una estructura tridimensional arborescente que se ha denominado arbúsculo. En la zona de contacto hospedero-arbúsculo se forma una matriz interfacial, en donde se ha comprobado ocurre la mayor transferencia de nutrimentos entre los asociados (García-Garrido *et al.*, 2000; Ramírez y Rodríguez, 2010).

Las vesículas se desarrollan posteriormente a los arbúsculos, en las regiones más antiguas de la infección y contienen material lipídico, por lo cual se las ha aceptado comúnmente como órganos de almacenamiento de algunos de los hongos micorrizógenos arbusculares. Estas estructuras poseen una pared fina, que puede esperarse en algunas ocasiones, se transforme en clamidospora. El hecho de encontrarlas asociadas con raíces viejas o muertas, sugiere que también desempeñan un papel como órganos de reposo o de propagación del hongo (Requena *et al.*, 2007). Esta estructura la forman todos los hongos micorrizógenos arbusculares, con excepción de los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* (García-Garrido *et al.*, 2000; Corredor, 2006; Genre *et al.*, 2008).

Anatómicamente los HMA están conformados por esporas, micelio extrarradical, hifas intracelulares, ovillos, vesículas, arbúsculos y apresorios, como se ilustra en Figura 3. El Apresorio es una estructura de pre-colonización, punto donde llega el micelio y hace contacto con la raíz; cuando el micelio entra a la epidermis de la raíz se inicia la colonización del tejido parenquimático (no penetra nunca la endodermis, ni en tejidos vasculares, ni meristemáticos), en la capa interna del tejido se forma una especie de conjunto de hifas intracelulares que se denominan ovillos o “coils”. Posteriormente las hifas penetran las células más internas del cortex de la raíz y se ramifican repetidamente en forma dicotómica, para dar origen a los arbúsculos. Estos, están recubiertos por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical y es donde se da el intercambio

de nutrientes entre el hongo y la planta (Genre *et al.*, 2008; Bonfante y Genre, 2008). Las vesículas pueden ser de forma ovoide, alargadas, redondas, etc., y se localizan en los extremos de las hifas del hongo que se encuentra a lo largo del parénquima cortical colonizado en forma intra y/o intercelularmente, son consideradas como órgano de reserva y se forman después que se han formado los arbuscúlos (Palenzuela y Barea, 2002; Sánchez, 2009).

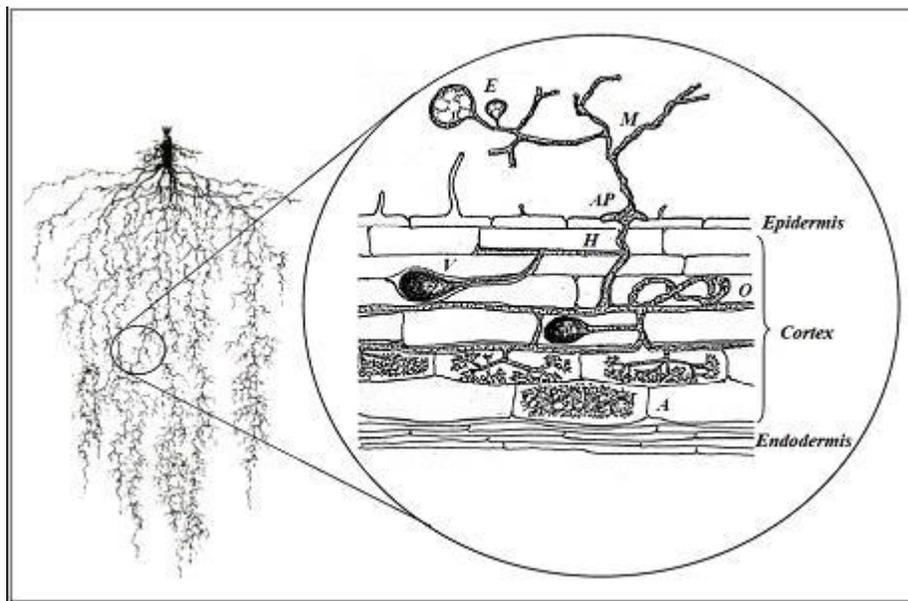


Figura 3. Esquema anatómico de las micorrizas arbusculares. E, esporas; M, micelio extrarradical; AP, apresorio; H, Hifa intercelular; V, Vesícula; O, Ovillo; A, arbusculo (Palenzuela y Barea, 2002).

## 2.7. GENERALIDADES DE LOS SUELOS DE SABANA.

Las sabanas tropicales son característicos de regiones cálidas, con altas temperaturas todo el año pero con lluvias altamente estacionales, cuya precipitación pluvial anual no supera los 1800 mm, generalmente con dos estaciones: lluvioso y seco (Galindo, 2010). Es muy común los incendios en estas zonas en las épocas de sequía, dando origen año tras año a renovaciones naturales de su vegetación (Altieri, 1999; Altieri y Yurjevic, 2013). La mayor extensión de estos suelos se encuentra en el centro y el este de África, aunque

también hay grandes extensiones en Sudamérica y Australia (Begon *et al.*, 2006). Aunque no siempre, son suelos ácidos y rojizos, también puede haber suelos calcáreos grises a rojizos. Las sabanas tropicales usualmente presentan algunos árboles dispersos, gramíneas y otras herbáceas, la presencia de árboles depende de la precipitación y calidad del suelo (Groombridge y Jenkins, 2002; Barry y Moore, 2007).

Se estima que las sabanas neotropicales de Sur América suman cerca 270 millones de hectáreas (207 millones en Brasil, 28 millones en Venezuela, 17 millones en Colombia, 14 millones en Bolivia y 4 millones en Guyana), terrenos utilizados en su gran mayoría en ganadería extensiva con baja productividad, debido al bajo valor nutricional que ofrecen sus pasturas, siendo quizás el fósforo el elemento más limitante para la producción de cultivos en estos suelos altamente meteorizados (Sarmiento, 1983; Altieri, 1999; Sarmiento *et al.*, 2004; Rivera *et al.*, 2012).

Aproximadamente, el 70% de las personas con problemas de desnutrición viven en zonas de baja productividad, en las que se destacan los suelos de zonas áridas, praderas, sabanas y bosques, entre otros. En estas zonas, la ganadería extensiva en primer lugar, seguida por los cultivos, son los principales medios de subsistencia para la población; cuando se trata de cultivos, estos suelen ser en pequeñas áreas y rara vez en grandes extensiones, caracterizadas por sus bajos rendimientos, sin embargo, es la principal fuente de trabajo que se puede ofrecer en estas zonas (Sarmiento *et al.*, 2004; Rodríguez y Castellanos, 2012; DRYNET, 2013).

Los suelos de sabanas tropicales venezolanas en el estado Guárico (Estación Experimental La Iguana de la Universidad Simón Rodríguez), son suelos agrónomicamente pobres, como se señala en el Tabla 1, en este se resalta la acidez del suelo y el bajo contenido de fósforo y nitrógeno, elementos que restringen la productividad (Sarmiento *et al.*, 2004), sin embargo, el uso de fuentes de lenta solubilización como la roca fosfórica podría ayudar a mitigar en parte el déficit de este elemento, pero si en el suelo están presente los HMA, la eficiencia de su captación se incrementa (Toro *et al.*, 2000).

Lozano *et al.*, (2010), resaltan en los suelos de sabana del estado Guárico, su textura gruesa, donde las arenas finas y medias pueden ser dominantes (más del 50%), reacción fuertemente ácida que oscila entre 4.7 y 5.0, por el exceso de lavado, suelen ser libre de sales para las zonas totalmente drenadas, bajos contenidos de materia orgánica y de nutrientes minerales en general, donde el fósforo suele ser el más determinante, cuyo valor no alcanza los 12 mg/kg, contenidos bajo de bases también caracteriza a estos suelos. A pesar de ser suelos ácidos, estos autores reportan un valor bajo de aluminio que no alcanza 1 cmol/kg, pero por tener una baja CIC (alrededor de 3 cmol/kg), el aluminio podría estar ocupando parte de las posiciones de cambio hasta en un 30% para este suelo estudiado por estos autores. Características similares reportan Silva *et al.*, (2005) en suelos de sabana bien drenadas del estado Monagas, los cuales poseen un 80% de arena total, lo que los hace quizás más improductivos para los periodos de sequía.

Hernández y López (2002), consideran que las condiciones climáticas y edáficas de las sabanas llaneras venezolanas han determinado su uso en ganadería extensiva, aunque parte de estas sabanas es utilizada para la producción agrícola, convirtiendo a Guárico en uno de los potenciales productores de cereales del país, dado que posee suelos mecanizables y grandes extensiones de áreas planas, que junto con sus vías de comunicación podrían contribuir a ser zonas productivas agrícola; sin embargo, en los últimos 20 años, esta zona ha sido utilizada en producción de grano y alimentación animal con la soca, que junto con las malas prácticas de manejo han contribuido al deterioro acelerado de los suelos, lo que hace que instituciones investigativas del país propongan alternativas de manejo para esta amplia zona venezolana (Hernández y López, 2000; Hernández y López, 2002).

Tabla 1. Características químicas de los suelos de sabana de Guárico – Venezuela (tomado de Hernández *et al.*, 2012).

Parámetro	Profundidad (cm)		
	0 – 5	5 – 15	15 – 30
Reacción del suelo (pH)	5,01	4,81	4,75
Acidez total (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0,46	0,83	1,18
Aluminio intercambiable (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0,22	0,54	0,81
Hidrógeno intercambiable (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0,24	0,29	0,37
Conductividad Eléctrica (μS.cm <sup>-1</sup> )	27,5	23,6	22,7
CIC (cmol.kg <sup>-1</sup> )	1,89	1,66	1,52
CICE (cmol.kg <sup>-1</sup> )	2,11	2,20	2,33
Materia orgánica (%)	1,33	1,23	1,04
Nitrógeno total (%)	0,039	0,031	0,028
Nitrógeno inorgánico (mg*kg <sup>-1</sup> )	20,36	3,62	14,30
Fósforo (mg*kg <sup>-1</sup> )	11,30	10,01	8,67
Potasio (mg*kg <sup>-1</sup> )	29,94	19,51	11,5
Calcio (mg*kg <sup>-1</sup> )	89,64	63,15	38,1
Magnesio (mg*kg <sup>-1</sup> )	48,73	47,19	39,1
Sodio (mg*kg <sup>-1</sup> )	2,09	2,40	3,11
Hierro (mg*kg <sup>-1</sup> )	68,9	67,1	81,1
Cobre (mg*kg <sup>-1</sup> )	0,71	0,87	0,07
Manganeso (mg*kg <sup>-1</sup> )	7,75	3,51	2,89
Zinc (mg*kg <sup>-1</sup> )	1,07	0,86	0,79

Chicco y Godoy (2005) estimaron para el 2005, que el 60% de la población bovina se encontraba en suelos de sabanas, clasificadas según escala de Holdrige como bosque seco tropical, cuya extensión está alrededor de 260.000 km<sup>2</sup>. Para el 2007, Hernández, *et al.*, (2012), consideraron que dicha extensión equivalía a un 7,13% del territorio venezolano, caracterizados por sus suelos altamente meteorizados (Oxisoles y Ultisoles), superficiales, con alto contenido de arena, de baja retención de humedad y bajo pH (4,5-5,5). La vegetación predominante está constituida por gramíneas del género *Trachypogon sp.*, esta especie de gramínea también ha sido reportada por Hernández y López (2000),

Ramírez (2003) y Lau *et al.*, (2003) en otras sabanas de Venezuela, como especie dominante en estos ecosistemas.

Torres *et al.*, (2013), encontraron en suelos de sabanas de Apure – Venezuela valores de pH entre 4.4 y 5.0 y lo relacionaron con los altos contenidos de Aluminio y cobre que caracteriza a estos suelos, cuya saturación para el caso del aluminio fue del 70%. La materia orgánica encontrada por estos investigadores estuvo alrededor de 2.3%, sin mayores variaciones fisiográficas. Aunque no exhiben las concentraciones de minerales, los consideran suelos de baja fertilidad, en la que se destaca la acidez fuerte y un bajo contenido de bases, lo que finalmente se traduce en un bajo rendimiento de los cultivos que se plantan en estos suelos.

Estudios realizados por Chicco y Godoy (2002) señalaban que los suelos de sabanas no inundables poseen concentraciones de calcio que varían entre 61 y 979 mg\*kg<sup>-1</sup>, mientras que para el magnesio, la variación es de 23 a 646 mg\*kg<sup>-1</sup>; el potasio también es limitante en la mayoría de los suelos de los estados Guárico, Bolívar, Apure y Portuguesa. En el mismo sentido, el fósforo extraíble también está en bajas concentraciones (menos de 12 mg\*kg<sup>-1</sup>), el hierro está alrededor de 53,8 mg\*kg<sup>-1</sup>, el zinc, cobre, y manganeso en las muestras de suelos superficiales, están alrededor de 0.05, 0.3 y 5 mg\*kg<sup>-1</sup>, estas limitantes químicas hace poco sostenible los sistemas de producción en estas sabanas venezolanas.

La baja fertilidad de los suelos de sabanas y en especial la deficiencia de fósforo, ha contribuido para que se formen las asociaciones hongo-raíz (micorrizas) (Corredor *et al.*, 2003), en este sentido, Toro (2003), reporta la presencia de *Acaulospora appendicula*, *Glomus fecundisporum* y *Glomus occultum* asociados a *Phaseolus vulgaris*, mientras que para el maíz encontraron *Acaulospora sp* (similar a *Acaulospora mellea*), *Acaulospora scrobiculata*, *Acaulospora spinosa*, *Glomus etunicatum* y *Scutellospora sp*, es decir, mayor diversidad y cantidad en cultivos de maíz, 94 esporas\*100 g<sup>-1</sup> suelo seco; sin embargo, en otros suelos de sabana venezolana, en el pie de monte de la formación Tiara, Toro *et al.*, (2001) encontraron 596 esporas\*100 g<sup>-1</sup> suelo seco. Es de notar, que las micorrizas suelen

ser más abundantes en la época seca, así lo señalaron López *et al.*, (2001) en su trabajo sobre micorrizas en tres sabanas venezolanas, en donde la colonización siempre fue mayor en la época seca difiriendo con el tipo de suelo.

En este sentido de hacer que los suelos de sabana sean más productivos, López y Ojeda (1996), plantean algunas prácticas que se puede incluir dentro del plan de bajos insumos, entre las que se destacan: uso de roca fosfórica, aplicaciones de cales con criterio de bajos insumos, manejo de los fertilizantes nitrogenados que contribuyan a la biofertilidad del suelo, uso de labranza reducida, uso de abonos verdes, mejorar la agregación del suelo, etc., a ello se le suma que se utilicen plantas que toleren dichas condiciones y que estén adaptados a las mismas. Así mismo, estos autores demostraron que sin labranza en el suelo, para el cultivo de maíz se podría lograr un rendimiento por encima del 92% que el logrado con labranza convencional que para la fecha estaba alrededor de 2350 kg/ha.

Para CONVECAR (2013), los suelos de sabana de Venezuela cuya extensión esta alrededor de los 22.000 km<sup>2</sup> y una altitud que no supera los 400 m.s.n.m., son dedicados en su mayoría a la ganadería extensiva de carne, se estima que quizás el 60% del rebaño ganadero venezolano se encuentra en este tipo de suelos. Los suelos de sabana están localizados en los estados de Apure, Barinas, Portuguesa, Cojedes, Guárico, Anzoátegui y Monagas; del área total, el 43% son bien drenadas y el 72% es de baja fertilidad natural, lo que conlleva a su baja productividad, para el caso de la ganadería, se tiene 0,1 animal/ha/año en el mejor de los casos. Una alternativa para mejorar esta condición, es utilizarlas en agricultura y con ayuda microbiológica para reducir costos no solo ambientales, sino económicos.

Según la FAO (2013c), el maíz junto con el trigo, arroz y papata o papa comprende más del 60% de la fuente de energía alimentaria para ser el humano, en cual cada día se hace más escaso no solo por el incremento demográfico, sino, que se han reducido áreas de producción y productividad del campo, quizás por las desacertadas prácticas de manejo que

se les ha dado al suelo y al recurso genético en aras de lograr una mejor competitividad que finalmente conlleva al sistema a la insostenibilidad. Para evitar esto o minimizar su efecto, es necesario reducir el uso de especies exóticas e incluir entre las prácticas de manejo del suelo, la incorporación de microorganismos nativos: solubilizadores de fósforo, fijadores de nitrógeno, hongos formadores de micorrizas, entre otros (López *et al.*, 2008).

El maíz requiere de 700 a 850 mm de lamina de agua a lo largo del cultivo, principalmente en la época de floración y llenado del grano (Monasterio *et al.*, 2007). Para la temporada 2012/13, según la FAO (2013d) se ha estimado una producción de 913 millones de toneladas a nivel mundial, siendo EEUU, China y Brasil, los países de mayor producción. En Venezuela se espera que para el 2013, según el Ministerio del Poder Popular (MAT) para la Agricultura y Tierras un área se siembra en maíz de 850 mil hectáreas (MAT, 2013), en el año 2012, Venezuela produjo 2.16 millones de toneladas de maíz, siendo los estados Yaracuy, Portuguesa y Guárico los que producen la mayor cantidad de este cereal, con una participación del 73% (Chassaigne *et al.*, 2012), el rendimiento en estos tres estados para el año 2009 fue 3752, 3523 y 3163 kg\*ha<sup>-1</sup>, respectivamente, siendo 3506 kg\*ha<sup>-1</sup> el rendimiento promedio en Venezuela (Monasterio *et al.*, 2010).

## **2.8. ALGUNOS ESTUDIOS RELEVANTES CON MICORRIZAS ARBUSCULARES.**

Según Vance *et al.*, (2003), los HMA son una alternativa cuando el fósforo es deficiente en la solución del suelo, toda vez que el hongo mediante sus hifas hace la absorción en lugares donde la planta por sí sola no llega con sus raíces, bien porque su longitud es pequeña o porque el diámetro no le permite entrar a espacios pequeños. El micelio externo del HMA al extenderse en el suelo incrementa el volumen exploratorio de la planta. Estas redes miceliarias externas que colonizan el suelo constituyen no solo un sistema de absorción de nutrientes, sino, que ejercen una importante función en el mantenimiento de la estructura del suelo, en la medida que dicha red mantiene unidas a las

partículas del suelo (Six *et al.*, 2004; Sánchez, 2007; Sánchez y Velásquez, 2008; Borie *et al.*, 2008).

En Venezuela se vienen haciendo investigaciones en lo concerniente a las micorrizas arbusculares, Cuenca *et al.*, (2004) y Cuenca *et al.*, (2007) han reportado algunos géneros de HMA aislado en suelos de la Gran Sabana de Venezuela, asociados con plantas silvestres, suelos ácidos (pH de 5.5) y muy baja fertilidad natural, son ejemplos de estos géneros: *Acaulospora*, *Scutellospora*, *Gigaspora* y *Glomus*, los cuales han sido aislados de vegetación silvestre y multiplicados a nivel de invernadero, para luego llevados a campo como biofertilizante con el propósito de mejorar el desarrollo de las plantas. También hay reportes de resultados en crecimiento de raíces y parte aérea de vegetación silvestre (*Gongylolepis sp* y *Clusia sp*). Es de anotar, el Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas (IVIC) como ente gubernamental viene trabajando en aislamiento y multiplicación de HMA, sin embargo, posiblemente por la poca cultura del uso de los HMA, su comercio en Venezuela es bastante bajo (Cuenca *et al.*, 2004; Cuenca *et al.*, 2007), por lo que esta investigación propende no solo aislar y multiplicar HMA nativos de sabanas, sino, mediante ensayo demostrar que con el uso de los mismos, se puede disminuir la aplicación de la cantidad de fertilizante fosfórico en el cultivo de maíz y mantener o mejorar los rendimientos del mismo, como alternativa en el manejo sostenible de los suelos de sabana del Guárico –Venezuela.

Lozano *et al.*, (2010) manifiestan que los suelos de sabanas suelen ser pobres en fósforo, lo que obliga a las plantas a hacer la simbiosis con los hongos micorrízicos para subsistir en dicho medio. Hernández *et al.*, (2012) reportan en estudios en suelos de las sabanas del Guárico – Venezuela, porcentajes de micorrización superiores al 50% con más de 60 esporas/100 g suelo en plantaciones de *Centrosema macrocarpum*, mientras que para *Brachiaria dictioneura* el porcentaje de colonización se baja hasta un 40% con 50 esporas/100 g de suelo (Mora *et al.*, 2012). En estudios en estos mismos suelos de sabana se reportaron cinco tipos de HMA bajo condiciones naturales: *Scutellospora heterógama*, *Scutellospora sp.*, *Acaulospora sp.*, *Glomus sp* 1. y *Glomus sp* 2 (López-Hernandez *et al.*,

2011). También reportan estos autores que el porcentaje de colonización se incrementa en maíz hasta en un 25% en presencia de roca fosfórica en suelos degradados y de bajo contenido de fósforo como son las sabanas de Guárico, cuando hay cobertura de *Centrosema*, pero cuando la cobertura es *Brachiaria*, este porcentaje de colonización puede disminuir en un 10%. Cuando se hace la inoculación con las mismas, la colonización se incrementa en un 40%, deja entrever que una inoculación en presencia de fósforo insoluble (roca fosfórica) incrementa la colonización en plantaciones de maíz, lo que se reflejaría indudablemente en la producción del cultivo como tal (Hernández *et al.*, 2012).

Trabajos realizados por Hernández *et al.*, (2012), encontraron que aplicando inoculante de HMA y una dosis baja (20 kg de  $P_2O_5$ /ha) de fósforo, utilizando como fuente la roca fosfórica, la *Brachiaria dictioneura* responden en la producción de biomasa hasta 4 veces lo que se produciría sin el hongo y roca fosfórica ( $166 \text{ g.m}^{-2}$ ), sin encontrar diferencias significativas cuando utilizaron mezclas de roca fosfórica y fosfato diamónico en partes iguales, pero con la mitad de la dosis requerida, lo que deja entrever que el uso de HMA podría sustituir parte de la fertilización fosfórica.

En la producción de maíz bajo condiciones de suelos de sabana, la cobertura vegetal que se tenga puede hacer un aporte directo e indirecto en el desarrollo de la planta de maíz, así lo constató Hernández *et al.*, (2012), en una investigación en la que usando coberturas de *Centrosema* y *Brachiaria* encontraron que la primera hace que la planta responda mucho mejor en la producción de grano que la segunda. Cuando utilizaron la fertilización convencional, pero como fuente de P usaron la roca fosfórica y DAP en partes iguales, la producción de grano fue de 7 y  $4,2 \text{ Mg.ha}^{-1}$  con coberturas de *Centrosema* y *Brachiaria* respectivamente y cuando utilizaron el 100% de P como roca fosfórica, los rendimientos fueron de  $6,4$  y  $4,6 \text{ Mg.ha}^{-1}$  para las mismas coberturas. Ahora, con el 25% de P como roca fosfórica, pero en presencia de HMA, los rendimientos alcanzaron producciones de  $6,1$  y  $3,1 \text{ Mg.ha}^{-1}$ , es decir que con solo el 25% de P como roca fosfórica y el uso de micorrizas arbusculares, se pueden alcanzar producciones del 87 y 74% en coberturas de *Centrosema* y *Brachiaria* respectivamente; como se puede apreciar, se disminuye en un 75% el uso de P,

a ello se le suma que la fuente usada es una fuente de baja solubilidad y mas económica (Hernández *et al.*, 2012).

El uso excesivo de labranza contribuye a la degradación de los suelos agrícolas, no solo por que de manera directa destruye la agregación del mismo por el contacto mecánico, sino porque se disminuye elementos agregantes y cementantes, como la materia orgánica y la parte viva del suelo que mediante sus estructuras reproductivas y enzimáticas, pueden agregar al suelo (Boddington y Dodd, 2000; Barthes y Roose, 2002). En suelos (Ultisol) agrícolas chilenos se encontró que la labranza convencional reduce la cantidad de micelio, número de esporas y grado de colonización en 21, 20,7 y 50,7% respectivamente (Borie *et al.* 2006; Cornejo *et al.*, 2008). En este sentido, las micorrizas arbusculares suelen ser una alternativa para esta situación, ya que mediante la producción de glomalina y otras sustancias, pueden agregar las partículas del suelo y con ello mejorar la estructura del mismo (Celik *et al.*, 2004; Six *et al.*, 2004; Chalk *et al.*, 2006; Bone *et al.*, 2008; Borie *et al.*, 2008).

Según Treseder y Turner (2007), la glomalina es una glicoproteína que protege a los conductos fúngicos durante el transporte de nutrientes desde y hacia la planta. Cuando las hifas dejan de transportar nutrientes y senescen (mueren), la glomalina contenida en sus células se libera y se acumula en el suelo y puede representar hasta el 5% del contenido de carbono y nitrógeno edáfico, es allí cuando la glicoproteína actúa como un aglutinante de minerales y materia orgánica, es decir, agrega las partículas del suelo, lo que ayuda a mejorar la entrada y movilidad de los fluidos (agua y aire) en el suelo (Six *et al.*, 2004; Borie *et al.*, 2008).

Los HMA se vienen utilizando no solo en cultivos de importancia económica para el hombre, también son utilizadas en la rehabilitación de suelos, hay reportes exitosos en el uso de estos hongos en suelos degradados por minería (Chen *et al.*, 2003; Chen *et al.*, 2008). Bi *et al.*, (2004), con el uso de micorrizas arbusculares (*Glomus mosseae* y *Glomus versiforme*) mejoraron la producción de biomasa de plantas de maíz de 3,3 a 12,2 g/materia

en un suelo contaminado con cenizas de carbón, ácido y con un bajo contenido de fósforo (menos de 5 mg/kg), deficiencias de bases y materia orgánica por debajo de 1%. Estos mismos autores encontraron que el maíz en presencia de *Glomus sp.*, disminuye la absorción de sodio, lo que la ayudaría a sobrevivir bajo condiciones de sodicidad edáfica. Para el caso de los oligoelementos, las micorrizas arbusculares contribuyen a su absorción, como lo demostraron Chen *et al.*, (2005) para el caso del zinc, cuyas plantas incrementan la cantidad absorbida de 34 a 55 g/materia cuando se le inoculan HMA como *Glomus mosseae*.

Sin embargo, hay que tener en cuenta que suelos altamente contaminados con elementos pesados puede inhibir la acción de la simbiosis. Investigaciones de Liao *et al.*, (2003) señalan que la tasa de colonización de los HMA es inversamente proporcional a la concentración de elementos pesados en el suelo. En trabajos sobre la infectividad de HMA, cuando la concentración de cobre es superior a 2 mg.l<sup>-1</sup>, la infectividad es mayor en *Glomus caledonium*>*Glomus manihotis*>*Acaulospora laevis*. Estos mismos autores reportan que altas concentraciones de Zn, Cu, Ni y Cd pueden inhibir la colonización del hongo, pero no reportan las concentraciones letales para cada caso. Cuando se trata de recuperación de suelos degradados por contaminación de elementos pesados, podría pensarse por ende en una dilución inicial del metal, aplicando más suelo y con las micorrizas arbusculares poder entonces contribuir en acelerar dicha recuperación (Ulmann *et al.*, 2006). Para Li *et al.*, (2009), la presencia del Cd en suelos (30 ppm) puede disminuir la actividad de *Glomus mosseae* y *Glomus intraradices* en una tercera parte.

Aunque las mejores respuestas en la colonización de maíz se han encontrado cuando el suelo es pobre de P, Martín *et al.*, (2009) reportan respuesta positiva en la inoculación con HMA en cultivos de maíz, aun en suelos con contenidos superior a 400 mg.kg<sup>-1</sup> de P y varias dosis de N, con un incremento de la colonización que oscilò entre 10 y 20%. También demostraron estos autores que las HMA incrementan la toma de N del suelo hasta en un 70% cuando el miz es fertilizado con una fuente soluble de N.

Robles y Barea (2003) evaluaron el efecto de la interacción del *Glomus intraradices* y las rizobacterias *Azospirillum brasilense* y *Bacillus subtilis* en cultivares de maíz en suelos de baja oferta nutricional, pero en condiciones de vivero y en varios ciclos. Encontraron que se incrementa la densidad de micelios extraradicales, sin embargo, el incremento del crecimiento de la planta de maíz, al igual que los parámetros de crecimiento, solo fueron significativos en el primer ciclo del cultivo, cuya altura y área foliar se incrementó hasta 50 y 10%, respectivamente. También encontró en esta investigación que hay un incremento en la absorción de nutrientes, principalmente N, K, Ca y Mg, pero no encontró significancia en el P, cuando evaluaron las medias de absorción entre inoculados y no inoculados, respectivamente.

En dos ciclos de cultivos de maíz tipo intensivo, los agregados hidroestables no se ven alterados en suelos cuyas plantas de maíz fueron inoculadas con HMA, sin embargo se puede esperar que el contenido de humedad se incrementa en suelos donde se ha hecho la inoculación con HMA (Robles y Barea, 2003). Diversos autores han expuesto la importancia de la simbiosis micorrízica para la agregación del suelo, y han encontrado relación entre la agregación y formación de micelios externos en el suelo (Tisdall et al., 1997). Suarez *et al.*, (2007), expone que el mecanismo de acción para el proceso de la agregación puede ser por acción mecánica, donde las hifas del hongos entrelazan partículas, manteniéndolas unidas, pero pueden involucrarse otros mecanismos como el bioquímico, que consiste en la agregación de partículas gracias a la exudación de sustancias mucilaginosas que actúan como cementantes, que se conocen con el nombre de Strigolactonas (Marzec *et al.*, 2013). También hacen parte de estas sustancias cementantes la glomalina, que es una glicoproteína de naturaleza hidrofóbica producida por los micelios externos de los HMA (Borie *et al.*, 2007; Treseder y Turner, 2007).

### **3. HIPÓTESIS**

Si en los suelos ácidos de sabana se encuentran hongos Glomeromycota capaces de promover el crecimiento y desarrollo de las plantas de maíz, la producción de inoculantes en base a una sola especie y en consorcio de especies, a partir de estos hongos influirá positivamente, junto con una dosis moderada de fósforo, en la producción del cultivo de maíz

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1. OBJETIVO GENERAL.**

Evaluar la eficiencia de los hongos formadores de micorrizas arbusculares nativos en suelos de sabanas del Estado Guárico como inoculantes, en la toma de nutrientes en el cultivo de maíz, desarrollados bajo diferentes dosis de fósforo.

### **4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.**

- ✓ Evaluar el efecto de los hongos formadores de micorrizas en las propiedades físicas y químicas de los suelos antes y después del ensayo de inoculación con hongos Glomeromycota.
- ✓ Caracterizar y multiplicar los principales hongos nativos formadores de micorrizas en las muestras de suelo de sabana.
- ✓ Evaluar la eficiencia de los hongos formadores de micorrizas nativas en plantaciones de maíz con distintas dosis de P.
- ✓ Encontrar la mejor dosis de fósforo en combinación con el uso de hongos formadores de micorrizas nativas de suelos de sabanas.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

La presente investigación se realizó en tres etapas: campo, laboratorios y vivero. Las actividades de campo se desarrollaron en suelos de sabana al sur-orienté del estado Guárico, Municipio Santa María de Ipire, Vereda El ‘Salao’, en la Estación Experimental La Iguana, propiedad de la Universidad Nacional Experimental Simón Rodríguez, ubicada a 8° 25’ LN y 65° 25’ LO, a una altura de 80 a 120 m.s.n.m., temperatura promedio de 27,3°C y una precipitación de 1369 mm anuales, con dos estaciones, una de lluvia y otra de sequía (Hernández *et al.*, 2007). Se escogió este sitio por las siguientes razones: brindaban apoyo logístico (terreno, maquinaria, mano de obra no calificada, etc.), se encuentra en una zona con potencialidades agrícolas del estado Guárico. Las actividades realizadas en campo fueron: toma de muestras de suelo para el estudio, obtención de esporas de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) y la evaluación final de los inóculos obtenidos. La segunda etapa se desarrolló a nivel de los Laboratorios, en los que se hicieron las siguientes actividades: aislamiento y caracterización de las esporas de los hongos Glomeromycota, análisis de tejidos, análisis químico de suelos (Laboratorio de Estudios Ambientales –IZET – UCV-Caracas) y análisis físico de suelos (Laboratorios de suelo Universidad Rómulo Gallego de San Juan de los Moros – Guárico y Laboratorio de física de suelos del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias seccional Maracay). La tercera etapa fue desarrollada en el vivero del Instituto de Zoología y Ecología Tropical (IZET) de la Universidad Central de Venezuela en Caracas, donde se realizó la multiplicación de los inóculos de hongos Glomeromycota.

El lote utilizado en la investigación de campo era dedicado a la ganadería extensiva, no había sido intervenido por maquinaria agrícola, con pasturas naturales de suelos sabana (*Trachypogon sp*, *Andropogon sp*), tampoco había sido utilizado en agricultura; es decir, se tenía un suelo virgen, pero de baja oferta nutrimental para el desarrollo de la vegetación.

## **5.2. CONDICIONES AGROCLIMÁTICAS DE LA ZONA.**

La Estación Experimental la Iguana no cuenta con una estación agrometeorológica propia, la más cercana es de tipo convencional y de propiedad del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA), instalada en enero de 1971 en el Estado Anzoátegui con el nombre de Estación El Tigre, cuyas coordenadas son 8° 51' 46" de Latitud Norte y 64° 13' 16" Longitud oeste. Según esta estación, la temperatura osciló entre 26,9 – 28,1 °C en el segundo semestre de 2011, fecha en que se realizó la investigación.

De acuerdo a la Estación Agrometeorológica El Tigre (INIA, 2013), en su balance hídrico del año 2011 muestra que desde agosto a noviembre, hubo excesos de agua, como se ilustra en la Figura 4 y (Anexo 1), se registró una precipitación (P) de 1960 mm/año y evapotranspiración (EVT) de 1790 mm/año. Es de destacar, que la estación está a 143 km de distancia al sitio de la investigación, por otro lado, los suelos donde se hizo el ensayo, son de textura franca arenosa y bajo contenido de materia orgánica (<0.5%), lo que facilita la pérdida de agua verticalmente y su almacenamiento sea bajo, por lo tanto, son suelos que permanecen secos la mayor parte del tiempo, sin encharcamiento alguno, por lo que se deduce que los cultivos pueden sufrir estrés por sequía en su ciclo vegetativo, de allí que las fechas de siembra de los cultivos semestrales o de ciclo corto se hace a partir del mes de junio o julio.

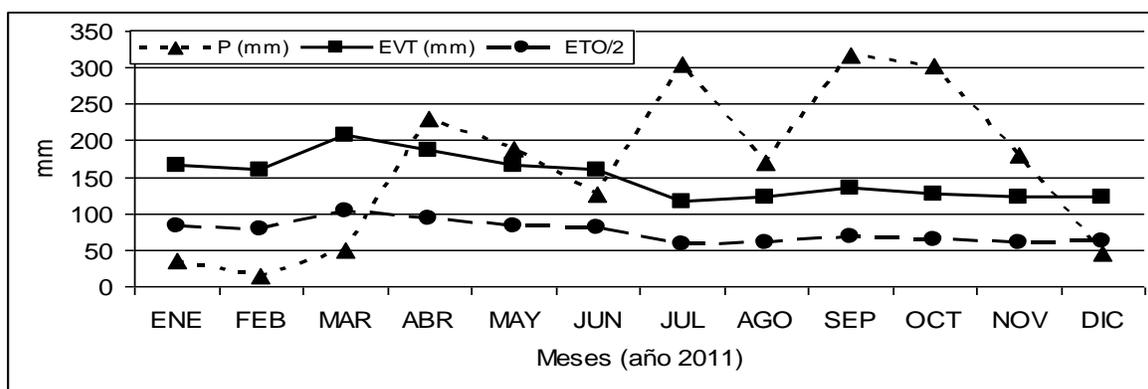


Figura 4. Balance Hídrico año 2011, Estación de Agroclimatología “El Tigre”, Estado Anzoátegui. Precipitación P, Evapotranspiración EVT y Evaporación media ETO/2 (tomado de [www.inia.gob.ve](http://www.inia.gob.ve)).

### 5.3. PREPARACIÓN DE LOS INÓCULOS DE HONGOS GLOMEROMYCOTA.

Esta sección está compuesta por las siguientes actividades: muestreo de suelos, aislamiento de esporas de hongos Glomeromycota, comparación de las esporas aisladas con los inóculos de la colección del Laboratorio de Estudios Ambientales (IZET, UCV) y multiplicación para la obtención de inóculos que se aplicarán en la fase de campo.

**5.3.1. Muestreo de suelos para inóculo, estudio y aislamiento de esporas de hongos Glomeromycota.** Para conocer la composición de los hongos Glomeromycota presentes en el suelo de la sabana de Santa María de Ipire, se hicieron muestreos en lotes agrícolas y no agrícolas de suelos de sabana de la Estación Experimental ‘La Iguana’ de la Universidad Simón Rodríguez, ubicada en el municipio de Santa María de Ipire del estado Guárico. Las muestras de suelos fueron compuestas (cinco puntos) se tomaron en los primeros 20 cm de profundidad, un total de 20 sitios fueron muestreados y evaluados, de cada punto de submuestreo se tomaron 0.5 kg aproximadamente. Estas muestras fueron rotuladas y llevadas al Laboratorio de Estudios Ambientales – UCV-Caracas, donde se les hizo secado al aire y a la sombra, luego se tamizaron a 2 mm y se volvieron a empacar en

bolsas plásticas, previamente rotuladas, de donde posteriormente se tomaron submuestras para el aislamiento de las esporas.

**5.3.2. Aislamiento e identificación de esporas.** Con base a las muestras procedentes de las sabanas del Guárico, se extrajeron esporas de los hongos *Glomeromycota*, nativos de estos suelos de sabana, ejecutándose de acuerdo a la metodología propuesta por Sieverding (1991), basada en el tamizaje en húmedo y decantación utilizando gradientes de sacarosa (Anexo 2).

Una vez separadas, las esporas obtenidas se agruparon por su morfología similar para su comparación e identificación preliminar hasta género con la colección del Laboratorio de Estudios Ambientales del IZET, UCV, siguiendo las técnicas propuestas por Schenck y Pérez (1990), Morton *et al.*, (1995) e INVAM (2013). En base a la similitud de los morfotipos aislados con las especies de la colección, se seleccionaron las correspondientes especies de la colección del laboratorio y se reprodujeron los inóculos puros según se describe a continuación. En el caso del consorcio de especies nativas, se reprodujo la población completa de las esporas presentes en el suelo de sabana que incluía los morfotipos descritos y las demás especies de hongos *Glomeromycota* presentes en el suelo nativo de sabana y no descritos en la caracterización inicial.

Se aislaron 7 morfotipos que fueron comparados con los hongos *Glomeromycota* de la colección del Laboratorio de Estudios Ambientales, IZET, UCV, cuya presencia en suelos de las sabanas del Guárico fue descrita por Toro (2003). La colección del Laboratorio procede del INVAM (International Culture Collection of (vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi), West Virginia University, Estados Unidos de América y ha sido reproducida en una mezcla de suelo:arena en proporción 5: 2, utilizando los suelos de sabana, de condición ácida y baja fertilidad del estado Guárico, utilizando como planta hospedera *Sorghum bicolor* L. Moench. La sencilla descripción inicial para el agrupamiento hasta género se muestra en la siguiente tabla.

Tabla 2. Descripción y posible clasificación hasta género de los morfotipos obtenidos en el suelo de sabana de Santa María de Ipire, Estado Guárico.

Grupo	Descripción	Posible género
<b>Grupo 1</b>	Espora redonda, color amarillo-miel, hifa lisa sin globo de sustentación. Posibles ornamentos en la pared externa.	<i>Glomus</i> sp. 1
<b>Grupo 2</b>	Espora ovalada de color amarillo a rojizo, sin hifa, posible cicatriz de desprendimiento de la hifa madre.	<i>Acaulospora</i> sp.
<b>Grupo 3</b>	Espora redonda, color marrón rojizo, con hifa lisa sin globo de sustentación, pared externa muy gruesa.	<i>Glomus</i> sp. 2
<b>Grupo 4</b>	Espora ovalada, color ocre a marrón oscuro, sin ornamentos, con hifa lisa sin globo de sustentación.	<i>Glomus</i> sp. 3
<b>Grupo 5</b>	Espora redonda, color amarillo claro, hifa lisa sin globo de sustentación. Sin ornamentos en la pared externa.	<i>Glomus</i> sp.
<b>Grupo 6</b>	Espora grande, redonda de color amarillo a ocre translúcida, con hifa de sustentación globosa, paredes lisas.	<i>Gigaspora</i> sp.
<b>Grupo 7</b>	Espora grande, con hifa de sustentación globosa, formaciones internas similares a un escudo de germinación	<i>Scutellospora</i> sp.

Se escogieron las especies *Scutellospora pellucida* (M1), *Scutellospora calospora* (M2), *Glomus leptotichum* (M3) y *Acaulospora mellea* (M4) y la mezcla o consorcio de especies que contiene a todas las esporas nativas, el cual se denominó M5 (consorcio de especies nativas).

**5.3.3. Reproducción de las esporas para la obtención del inóculo consorcio de especies nativas.** Para la multiplicación de las esporas se utilizó suelo de los primeros 20 cm de profundidad, procedente de la Estación Experimental La Iguana y utilizados en ganadería extensiva, el cual fue esterilizado tres veces con autoclave a 1,5 kgf/cm<sup>2</sup> (1.45 atm ó 1.47 bares) por 1 hora (cada 24 horas) con el propósito de eliminar los propágulos y esporas de los HMA. Como plantas hospederas se utilizaron semillas sexuales de sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench.) y Braquiaria (*Brachiaria decumbens* Stapf.). La inoculación se hizo colocando (10 a 20) esporas de cada especie de hongo Glomeromycota o grupo de especies, y sobre estas se colocaban las semillas sexuales de las plantas hospederas, en un

recipiente de 50 ml con suelo estéril procedente de la Estación Experimental La Iguana, el cual permanecía entre 12 y 16 semanas, tiempo en que la vegetación se cortaba y todo el volumen de suelo junto con las raíces y micelios del hongo, se trasvasaba a otro recipiente de 200 ml, donde se mezclaron y completaron con suelo esterilizado procedente de la misma Estación Experimental.

Posteriormente, este volumen de suelo se trasvasó a otro recipiente de 1000 ml, después a uno de 5 litros y por último a uno de 20 litros; entre recipiente y recipiente se esperaba de 12 a 16 semanas y en este lapso se hacía reposición de las plantas hospederas mediante resiembras, igualmente se hacían riegos de humedecimiento. Durante la etapa de multiplicación no se presentaron plagas y enfermedades. Todo este proceso duró 20 meses aproximadamente y se realizó en el vivero adjunto al Laboratorio de Estudios Ambientales de la Facultad de Ciencias en Caracas.

#### **5.4. EVALUACIÓN DE LOS INÓCULOS EN CAMPO.**

**5.4.1. Preparación del terreno.** El suelo inicialmente presentaba sellamiento superficial producto de la arena fina que caracteriza al lote donde se hizo el ensayo, de igual manera, presentaba superficie desuniforme, por lo que fue necesario hacer 3 pases de rastra liviana (arado de disco) a unos 20 cm de profundidad aproximadamente, suficientes para la preparación del suelo, quedando el suelo suelto y listo para el establecimiento de las parcelas o unidades de investigación. Con la arada también se facilitaba la incorporación del potasio y fósforo en presiembra. Con la aireación del suelo mediante la arada se pudo quizás asistir el efecto priming toda vez que la aireación contribuye a la descomposición de la materia orgánica, sin embargo, este efecto fue igual para todas las unidades de investigación, todas fueron aradas con la misma profundidad e igual pase de rastra, por lo que el efecto de error es igual para todas las parcelas.

**5.4.2. Establecimiento de las unidades de investigación.** Se establecieron 72 parcelas de 4,5 m x 3,6 m distribuidas en tres bloques, cada bloque contenía 24 parcelas,

con distintos tratamientos de fertilización fosfórica, como se ilustra en el Anexo 3. La distancia entre parcelas fue de 1,0 m y 2.0 m entre bloques.

**5.4.3. Siembra de maíz.** Esta labor se hizo en la última semana del mes julio de 2011 y se utilizó maíz amarillo HIMECA 3005 por ser la más usada en el estado Guárico. La distancia de siembra se hizo con base en los trabajos de investigación de Hernández *et al.*, (2007) en ensayos en suelos del Guárico, por lo que la siembra se hizo a una distancia de 0,9 m entre hileras y entre plantas 0,4 m y se colocaran 3 semillas.sitio<sup>-1</sup>. Finalmente se dejaron a los 15 días de emergencia, 2 plantas.sitio<sup>-1</sup>, lo que corresponde a una densidad de siembra de 55.000 plantas.ha<sup>-1</sup>. Esta actividad se hizo manualmente y no fue necesaria la utilización de herbicidas pre-emergentes. La semilla fue previamente lavada con agua potable, hasta que el agua de lavado mostró coloración transparente, quedando la semilla sin protección química, esto se hizo en atención que el hongo puede reaccionar de manera negativa con los fungicidas protectores que lleva consigo la semilla certificada, actividad que también sirvió para hacer una mejor selección de la semilla a sembrar.

**5.4.4. Inoculación.** Todos los inóculos de especies individuales y consorcio de especies nativas, contenían 150 esporas/100 g de suelo aproximadamente. La inoculación consistió en agregar 8 g del inóculo.sitio<sup>-1</sup> (mezcla de suelos con esporas, raicillas y micelio del hongo *Glomeromycota*, esto equivale a 12 esporas.sitio<sup>-1</sup>) y colocada en el fondo de cada sitio (hueco) de siembra. Para garantizar la colonización del hongo, se colocó la semilla de maíz encima del inóculo, para que una vez emergiera la radícula lo encontrara por intercepto rápidamente. Es de anotar, el suelo contenía inóculo nativo, la cual estaba alrededor 24 esporas/100 g de suelo, y sobre estas se hizo la inoculación, es decir, que el tratamiento denominado M0 contiene 24 esporas/100 g de suelo y los demás tratamientos y el consorcio, contienen el inóculo agregado más las esporas nativas del campo, de manera tal que los tratamientos control (M0) no tienen inoculación de ninguna especie o consorcio, pero está sujeta a micorrizarse por la existencia natural de los hongos. Asimismo, los tratamientos M1, M2, M3 y M4 poseerán la colonización de las especies nativas más la que proporciona cada especie inoculada individualmente

**5.4.5. Fertilización.** Se utilizó la dosis que tradicionalmente los agricultores utilizan en la zona y que también fue utilizada por Hernández *et al.*, (2007) en ensayos de maíz en suelos de la misma Estación Experimental, la fue de 150 – 80 – 80 kg/ha de N – P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> – K<sub>2</sub>O respectivamente.

**5.4.5.1. Nitrógeno.** Se utilizó como fuente nitrogenada a la Urea (46-0-0), la dosis total fue de 150 kg/ha de N. Las parcelas que se les fertilizó con DAP, se les restó la cantidad de N que junto con el P fue aplicado, así: Parcelas con P33, P66 y P100, se les restó, 13, 26 y 39 kg/ha de N, respectivamente, el resto hasta completar los 150 kg/ha de N, se les fraccionó en tres partes y se aplicaron a los 18 – 28 y 35 días después de emergencia del cultivo en proporciones de 30 – 35 – 35%. Su aplicación se hizo en hileras y en forma manual, no se incorporó.

**5.4.5.2. Potasio.** Como fuente potásica se utilizó el KCl (0-60-0), la dosis total fue de 80 kg/ha de K<sub>2</sub>O o 133 kg/ha de KCl comercial, este se aplicó el 100% antes de la siembra y fue incorporado al suelo.

**5.4.5.3. Fósforo.** Como fuente fosfórica se utilizó el DAP (fosfato diamónico, 21-42-0), la dosis base de referencia utilizada fue de 80 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> o 190 kg/ha de DAP comercial. La dosis total para cada tratamiento se aplicó el 100% antes de la siembra y fue incorporado al suelo. De esta se desprenden las 4 dosis de fósforo (0 - 33,3 – 66,6 – 100%) utilizadas para la investigación, así:

P0 = 0% equivale a 0 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> = 0 kg/ha DAP

P33 = 33% equivale a 27 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> = 63 kg/ha DAP

P66 = 66% equivale a 54 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> = 126 kg/ha DAP

P100 = 100% equivale a 80 kg/ha de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> = 190 kg/ha DAP

**5.4.6. Manejo de plantas arvenses.** Estas fueron manejadas en forma manual, antes y después de establecido el cultivo, no hubo necesidad de aplicación de herbicidas.

**5.4.7. Manejo de plagas y enfermedades.** Para las plagas Gusano Cogollero (*Spodoptera sp*) se utilizó Clorpirifós al 2,5% (Lorsban 2.5%) esparcido en la parte apical de la planta afectada y para la Hormiga Arriera (*Atta spp*) se utilizó el mismo producto esparcido en el nido. No se presentaron enfermedades de importancia económica en el desarrollo del cultivo

## 5.5. ESTUDIO DE SUELOS.

### 5.5.1. DESCRIPCION DETALLADA DEL LOTE EXPERIMENTAL.

Previo a la instalación del ensayo, se hizo una descripción detallada del lote experimental, en la cual se tomaron muestras compuestas (cinco puntos) de suelo (disturbadas y sin disturbar) en los primeros 20 cm de profundidad para los análisis físico: con las muestras sin disturbar se analizaron las variables densidad aparente, porosidad, conductividad hidráulica y con las muestras disturbadas se analizaron: distribución de tamaño de partículas, y agregados estables al agua, como se detalla en la Tabla 3. Las muestras de suelos sin disturbar, fueron tomadas con el equipo toma –muestra tipo Uhland que usa cilindros de 5 cm de diámetro y 5 cm de largo, estos se tomaron en 5 puntos al azar en el lote donde se realizó el ensayo.

Tabla 3. Parámetros físicos de suelo medido en el ensayo.

Parámetro	Métodos	Referencia
Distribución del diámetro de tamaño de partícula	Hidrómetro	Pla, 1983; IGAC, 2006.
Densidad aparente	Cilindros	
Porosidad y distribución de poros	Mesa de tensión	
Conductividad hidráulica saturada (Permeabilidad)	Permeámetro cabeza constante	
Distribución de agregados estables al agua	Tamizado en húmedo Modificado	Florentino, 2007

Los análisis químico (pH, materia orgánica, bases intercambiables, CIC y elementos menores, entre otros) se hicieron con muestras disturbadas según metodología propuesta por IGAC (2006), como se muestra en la Tabla 4. Estos análisis se hicieron con la finalidad de tener información previa para el manejo del cultivo del maíz, entre ellos conocer la oferta de nutrimentos minerales que el suelo podía ofrecer, principalmente. También se hizo una calicata de 1.0 m x 1.0 m y una profundidad de 1.2 m con la finalidad de observar limitantes físicas del suelo con la profundidad, para cual se utilizó la metodología descrita por el USDA (2006).

Tabla 4. Análisis químicos de suelos realizados en el ensayo.

Parámetro	Método	Referencia
pH	Potenciometría relación suelo:agua 1:1	IGAC, 2006 Instituto de Edafología, 1993
MO	Walkley y Black: oxidación húmeda	
P	Olsen	
Ca	Extracción con Acetato de NH <sub>4</sub> 1M y pH 7	
Mg		
K		
Na		
CICT		
Al	KCl	
CICE	Sumatoria de bases y acidez intercambiable	
Cu	Doble ácido	
Fe		
Zn		
Mn		
Mo		

### 5.5.2. ANÁLISIS FÍSICO DEL SUELO RIZOSFERICO DE LA PLANTA DE MAIZ.

El muestreo se hizo en los primeros 20 cm de profundidad en la zona rizosférica, siguiendo las orientaciones propuesta por Pla (1983) y Osorio y Casamitjana (2011), en los

primeros 20 cm de profundidad. Se tomaron muestras disturbadas y sin disturbar sin disturbar con el equipo toma –muestra tipo Uhland, el cual utiliza cilindros de 5 cm de diámetro y 5 cm de largo, estos se tomaron en 3 puntos al azar en la zona rizosférica de la planta de maíz en un radio de 25 cm aproximadamente. Con estos cilindros se midieron densidad aparente, porosidad, conductividad hidráulica. Las muestras disturbadas se tomaron en este mismo radio y con ellas se midieron las variables distribución de tamaño de partículas, y agregados estables al agua, como se detalló en la Tabla 3 y anexo 4.

Para el análisis de la distribución del diámetro de tamaño de partículas, se utilizaron muestras de suelos tamizadas a 2 mm, mientras que para la distribución de agregados estables al agua, se utilizaron las muestras tamizadas a 4 mm, es decir agregados de diámetros entre 2 y 4 mm.

### **5.5.3. ANÁLISIS QUÍMICO DEL SUELO RIZOSFERICO DE LA PLANTA DE MAIZ.**

Las determinaciones de las propiedades químicas de suelos rizosférico del cultivo del maíz se realizaron en los primeros 20 cm de profundidad en un radio de 25 cm aproximadamente (Osorio y Casamitjana, 2011) y las metodologías utilizadas se detallaron en la Tabla 4 y Anexo 5, esta se hizo al final del ensayo.

### **5.6. ANÁLISIS DE TEJIDOS DEL CULTIVO DE MAÍZ.**

Se realizaron análisis de tejidos a la hoja opuesta a la mazorca, y al final del ciclo del cultivo en las raíces, tallo, hoja, grano y tusa. Las muestras de cada órgano fueron lavadas con agua destilada, posteriormente se secaron a 70 °C por 72 horas, hasta que éstas mostraron peso constante. Posteriormente se molieron, se tamizaron a 2 mm y se empacaron para los análisis respectivos, previa homogeneización de las mismas. La metodología utilizada para este propósito se relaciona en la Tabla 5 y Anexo 6.

Tabla 5. Análisis de tejidos del cultivo de maíz.

Parámetro	Método	Referencia
Elementos metálicos y alcalinotérreos: Ca, Mg, K, Na, Cu, Zn, Mn, Fe y Mo	Extracción con solución binaria (ácido sulfúrico: ácido perclórico, relación 4:1) y cuantificación por plasma.	Instituto de Edafología, 1993 IGAC, 2006 Sadzawka <i>et al.</i> , 2007
P y N	Extracción con solución binaria (ácido sulfúrico: ácido perclórico, relación 4:1) y cuantificación del P por (Murphy – Riley, 1982) y el N por destilación con Kjeldahl.	Instituto de Edafología, 1993 IGAC, 2006

**5.6.1. Muestreo de hoja opuesta a la mazorca de maíz.** Se seleccionaron las hojas opuestas a la mazorca (hoja inferior a la posición de la mazorca, según Lainez, 1984) de 6 plantas ubicadas en parte céntrica de la parcela con propósito de evitar el efecto de borde. Estas muestras se tomaron cuando las plantas estaban en plena floración (60 días después de emergencia). Generalmente se muestrea esta hoja con fines de planes de nutrición (Ramírez, 1981; López *et al.*, 2008; Castro y Gómez, 2010).

**5.6.2. Muestreo de raíces.** Se tomaron muestras de raíces de plantas de maíz de tres sitios céntricos de la parcela al finalizar el cultivo (zona rizosférica del cultivo de maíz), se lavaron con abundante agua antes de ser sometidas al secado y molienda de las muestras. Este muestreo se hizo con el fin de evaluar la cantidad de elementos metálicos que se quedaban en las raíces del cultivo de maíz por acción de los HMA, se aprovechó el mismo para evaluar los demás elementos que la planta tomó para su nutrición.

**5.6.3. Muestreo de tallo.** Se seleccionaron 6 plantas de maíz céntricas de cada parcela, se colectó toda la planta. Las muestras de tallo incluyen toda la planta, excluyéndose las hojas y mazorca. Este muestreo se hizo al finalizar el ciclo del cultivo. Su objetivo fue evaluar si los HMA influían en la concentración de nutrientes en el tallo de la planta de maíz.

**5.6.4. Muestreo de hojas al final del ensayo.** Se seleccionaron todas las hojas de 6 plantas de maíz céntricas de cada parcela, se colectaron todas las hojas de las plantas. Este muestreo se hizo al finalizar el ciclo del cultivo. Su finalidad fue evaluar si los HMA influían en la concentración de nutrientes en las hojas de la planta de maíz al final del cultivo.

**5.6.5. Muestreo de grano.** Se seleccionaron las mazorcas de las 6 plantas de maíz céntricas de cada parcela, se desgranaron y todo el grano fue secado y molido para los análisis respectivos, previa homogenización de la misma. Este muestreo se hizo al finalizar el ciclo del cultivo, con la finalidad de evaluar si los HMA influían en la concentración de nutrientes en el grano de maíz que a su vez serviría para evaluar la calidad del grano.

**5.6.6. Muestreo de tusa.** Las tusas resultantes de las 6 plantas de maíz céntricas del desgranado, se picaron y se secaron para los análisis respectivos, previa homogenización de la misma. Este muestreo se hizo al finalizar el ciclo del cultivo para evaluar si los HMA influían en la concentración de nutrientes en la tusa del maíz, información que podría ser útil para conocer la calidad de este órgano en la alimentación animal.

## **5.7. EVALUACIÓN DEL GRADO DE COLONIZACIÓN MICORRÍZICA.**

El muestreo de raíces para esta evaluación se hizo de la zona rizosférica de 6 plantas de maíz céntricas de cada parcela o unidad experimental, se lavaron con agua hasta quitarle la mayor cantidad de suelo adherido, posteriormente se seleccionaron las raicillas secundarias y se cortaron en trozos de 1 cm aproximadamente, quedando de esta manera aptas para dicha evaluación. El muestreo se hizo al finalizar el ensayo en los primeros 20 cm de profundidad y en un radio de 25 cm aproximadamente. La evaluación del grado de colonización se hizo por observación directa en las raíces colonizadas por cada morfotipo usado en la inoculación y control, respectivamente. La técnica utilizada para este propósito fue la tinción de raíces de Phillips y Hayman (1970), cuya metodología se describe en el Anexo 7. En estas muestras se estimó el grado de colonización, número de arbusculos y

vesículas por el método de la cuadrícula propuesta por Giovanetti y Mosse (1980), consistente en cortar las raíces en segmentos de 1 cm aproximadamente y colocarlas luego de teñidas en una cuadrícula de 1 cm x 1 cm. En estas, se contaron los interseptos que estaban colonizados y lo no colonizados, luego se aplicó la siguiente fórmula:

$$\%Colonización = \frac{SI}{ST} * 100$$

Donde SI es el número de segmentos infestados o colonizados y ST es el número total de segmentos evaluados que incluye los colonizados y no colonizados. Estas mismas muestras fueron utilizadas para evaluar la cantidad de arbusculos y vesículas en cada placa de lectura con las raíces teñidas con el azul de tripán. Se colocaron segmentos de raíces en una placa de portaobjetos y se realizó la observación microscópica (45x), se contaron todas las estructuras (arbusculos y vesículas) contenidas en los interseptos, acorde a la metodología propuesta por Trouvelot *et al.*, (1986) expuesta por Covacevich *et al.*, (2001). Se expresaron en número total de estructuras por placa.

## 5.8. UNIDADES EXPERIMENTALES.

Estuvieron conformados por áreas de 4.6 m x 2.5 m, en la que se sembraron las plantas de maíz en hileras de 0.9 m y entre plantas 0.4 m. Cada parcela o unidad experimental contenía la combinación de un morfotipo de HMA y una dosis de fósforo específica, como se observa en la Tabla 6. El tratamiento con M0 contenía los HMA nativos, que en muestreo previo se encontraron en promedio 24 esporas/100 g de suelo. El consorcio de especies nativas contenía los 4 morfotipos más los que se encontraban en campo al momento del ensayo. Cada tratamiento recibió 150 kg de N y 80 kg de K<sub>2</sub>O y la dosis de P:

Tabla 6. Descripción de Tratamientos y dosis de fósforo utilizados en el ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0 (sin HMA)	M1 ( <i>Scutellospora pellucida</i> )	M2 ( <i>Scutellospora calospora</i> )	M3 ( <i>Glomus leptotichum</i> )	M4 ( <i>Acaulospora mellea</i> )	M5 (Consorcio de especies nativas)
0	M0P0	M1P0	M2P0	M3P0	M4P0	M5P0
27 (33%)	M0P33	M1P33	M2P33	M3P33	M4P33	M5P33
54 (66%)	M0P66	M1P66	M2P66	M3P66	M4P66	M5P66
80 (100%)	M0P100	M1P100	M2P100	M3P100	M4P100	M5P100

## 5.9. VARIABLES E INDICADORES UTILIZADOS EN EL ESTUDIO.

### 5.9.1. Variables independientes.

- ✓ Tipo de cultivo: maíz HIMECA 3005
- ✓ Sitio de muestreo: zona de sabanas, estado Guárico – Venezuela.
- ✓ Época de muestreo: entrada de lluvias.
- ✓ Número y tipo de esporas al inicio del ensayo.
- ✓ Fertilizaciones: N-P-K

### 5.9.2. Variables dependientes.

**5.9.2.1. Características químicas del suelo:** En cada parcela o unidad experimental se evaluaron los siguientes parámetros químicos: pH, MO, P, Bases intercambiables, Al y CIC y elementos menores, según metodología descrita anteriormente.

**5.9.2.2. Características físicas del suelo:** En cada parcela o unidad experimental se evaluaron los siguientes parámetros físicos de suelos: densidad aparente, agregados resistentes al agua, permeabilidad, distribución del diámetro de tamaño de partículas, las metodologías utilizadas, se describieron anteriormente.

**5.9.2.3. Caracterización de tejidos del cultivo de maíz:** En cada parcela o unidad experimental se evaluaron los contenidos de P, N, bases (Ca, Mg, Na, K) y elementos

menores (Fe, Cu, Mn, Mo Zn), en la hoja opuesta a la mazorca y al final del cultivo en las raíces, hojas, tallo tusa y grano de maíz, las metodologías fueron descritas anteriormente.

#### **5.9.2.4. Parámetros de desarrollo de la planta de maíz:**

✓ Germinación. Se evaluó en papel periódico húmedo en la que se colocaron 4 grupos de 100 semillas, a los 5 días se contaron las semillas germinadas y se expresaron en porcentajes. Esta prueba se hizo con la finalidad de evaluar la viabilidad de la semilla.

✓ Emergencia. Esta se evaluó a nivel de campo y consistió en contar las plántulas que emergieron a los 8 días, se expresó en porcentaje.

✓ Altura de planta. Se midió con un flexómetro desde la superficie del suelo hasta la parte apical de la planta, se expresó en unidades de longitud (cm), se midieron 4 plantas por cada parcela.

✓ Largo de la hoja (L). Se midió con un flexómetro desde su base hasta el extremo de la misma, se hizo en la última hoja totalmente formada en cada planta, un total de cuatro hojas por parcela y se expresó en cm.

✓ Ancho de la hoja (A). Se midió en la parte más ancha de la hoja y se hizo con un flexómetro, se hizo en la última hoja bien formada, un total de cuatro hojas por parcela y se expresó en cm.

✓ Número de hojas (NH). Se contaron en 4 plantas en cada parcela, hojas totalmente formadas y se expresaron en unidades.

✓ Área Foliar (AF). Esta fue calculada multiplicando Largo x ancho x número de hojas x 0,75 (Constante de Montgomery)  $AF = L * A * NH * 0.75$ . Se expresaron en  $cm^2 \cdot planta^{-1}$ .

#### **5.9.2.5. Parámetros de producción de la planta de maíz:**

✓ Número de mazorcas. Consistió en contar las mazorcas que contenían las plantas de maíz de los 3 sitios céntricos muestreados (6 plantas), se expresaron en unidades.

- ✓ Número de hileras/mazorca. Consistió en contar las hileras que contenía cada mazorca de maíz, se hizo en las 6 mazorcas cosechadas en la parte céntrica de cada parcela y se expresaron hileras/mazorca.
- ✓ Número de granos/hileras. Se contaron los granos que contenía cada hilera de la mazorca de maíz, se hizo en 6 mazorcas cosechadas en la parte céntrica de cada parcela y se expresaron en granos/hilera.
- ✓ Peso de 1000 granos. Se pesaron 1000 granos de las mazorcas cosechadas en cada parcela y se expresaron en unidades de masa, gramos. Se hicieron 4 repeticiones.
- ✓ Relación grano/tusa. Se pesaron las tusas y el grano por separado, luego se calculó el cociente que resultó de dividir el peso del grano entre el peso de la tusa, se expresaron como un número, sin unidades.
- ✓ Rendimiento. Consistió en pesar todo el grano de los tres sitios céntricos de muestreo de cada parcela, se expresó en  $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ .

## 5.10. DISEÑO EXPERIMENTAL.

Se utilizó un diseño de bloques al azar con arreglo factorial, donde los dos factores A y B fueron: Factor A corresponde a las dosis de fósforo aplicado, el cual tiene 4 niveles que son las dosis de fósforo (0-27-54-80 kg/ha de  $\text{P}_2\text{O}_5$ ) y el factor B compuesto por los Morfotipos, con 6 niveles (M0 = sin inoculación, M1 = *Scutellospora pellucida*, M2 = *Scutellospora calospora*, M3 = *Glomus leptotichum*, M4 = *Acaulospora mellea*, y M5 = consorcio de especies nativas o mezclas de inóculos. La combinación de estos factores con sus niveles arroja un arreglo de tratamientos 4x6, es decir 24 tratamientos o parcelas por cada uno de los tres bloques, distribuidas al azar. Cada unidad de investigación estuvo conformada por 5 surcos o hileras de maíz sembrado a 0,9 m y entre plantas o sitios 0,4 m. Cada sitio tuvo 2 plantas, lo que equivale a una población final de 55.000 plantas/ha, el muestreo se hizo en tres sitios. El análisis de varianza (ANOVA) para evaluar el efecto de la interacción y la estadística descriptiva, se hizo con el paquete estadístico SAS previa comprobación de los supuestos del ANOVA. Se aplicó la prueba de comparación de medias de Tukey con un nivel del 95% de confianza. Para las variables donde las parcelas no

arrojen información, estas se excluyeron para los análisis estadísticos y solo se aplicaron donde hubo datos. De igual forma se hizo un análisis bidimensional o covarianza para determinar los efectos o dependencia de las dosis y fechas de aplicación de la fertilización nitrogenada dentro de los tratamientos establecidos, toda vez que la fuente fosfórica utilizada (Fosfato Diamónico, DAP) contiene nitrógeno y este fue incorporado antes de la siembra del cultivo del maíz.

## 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS INICIALES DE LOS SUELOS.

Los suelos de la Estación Experimental La Iguana son diversos, en términos generales suelen ser muy evolucionados, con características físicas muy buenas, pero con unas propiedades químicas poco amigables para una producción agrícola sostenible. El sitio escogido para la investigación es de topografía semiondulada, con un nivel freático mayor a 100 cm, con areniscas como materiales parentales principales, evidencia de erosión superficial, de baja profundidad, caracterizada por una vegetación natural de sabana como: paja peluda (*Trachypogon* sp), *Andropogon* sp, *Mimosa* sp, *Casia* sp, principalmente. Mora (2010) reporta otras especies en estas zonas: *Hyptis* sp., *Rhynchospora barbata*, *Diodia teres*, *Borreria* sp., *Aeschynomene* sp, *Indogosfera* sp., entre otras. El uso del lote donde se realizó la investigación era ganadería extensiva.

Las principales características de este suelo en su perfil se detallan en la Tabla 7, en la que se resalta un horizonte superficial muy delgado con altos contenidos de carbón vegetal producto de las quemadas periódicas a las que son sometidos estos suelos, seguido por un horizonte B cámbico de 35 cm de espesor y un C que suele llegar más allá de los 150 cm de profundidad. Por la humedad característica de suelos, pertenecen a un régimen ústico y por su temperatura a un régimen Isohipertérmico. Sin evidencias de microrelieve gilgay, pero sí de termitas que abundan en los lotes vecinos.

En la profundidad, se encontraron raíces muertas alrededor del 90%, con distribución normal que disminuyen con la profundidad. También se encontró carbón orgánico y plintita en todos los horizontes, incrementándose la proporción de plintita con la profundidad. Se encontró reacción positiva y abundante al peróxido de hidrógeno hasta los 40 cm de profundidad, lo que evidencia la presencia y percolación de la materia orgánica en el perfil. No hubo reacción al ácido clorhídrico por ser suelos de muy baja concentración de carbonatos. A pesar de ser suelos bien aireados y sin presencia de moteados grises que indiquen encharcamiento, se encontró muy baja presencia de macroorganismos, entre los que se resaltan las termitas, hormigas y algunas larvas de coleópteros.

Tabla 7. Algunas características de los suelos de la Estación Experimental La Iguana.

PROPIEDADES		Hzte No 1	Hzte No 2	Hzte No 3
HORIZONTE:	Nombre	Ap	B	C
	Profundidad	0-3 cm	3-38 cm	38 a X cm
COLOR:	Nombre	2,5Y3/1	2,5Y4/3	10YR6/8
	Munsell	Gris muy oscuro	Marrón oliva	Amarillo marrón
MANCHAS:	Nombre	Gley 2 2,5/5PB	Gley 2 2,5/5PB	Gley 2 2,5/5PB
	Munsell	2-5%	4-6%	5%
Textura		Arenoso	Arenafranca	Franco Arenoso
ESTRUCTURA:	Tipo	Blocosa	Bloque	Sin estructura
	Grado	Muy débil	Muy débil	NA
	Clase	Mediano	Grande	NA
CONSISTENCIA:	Seco	Blando	Blando	Blando
	Húmedo	Muy friable	Muy friable	Friable
	Mojado	No plást. no pegaj	No plást no pegajoso	No plástico no pegajoso
FORMAC. ESPECIALES		Carbón	Carbón	Carbón y plintita
Actividad Macroorg		Buena	Buena	sin actividad
NIVEL FREÁTICO		>100 cm		
REACCIÓN:	H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	Si	Si	No
	HCl	No	No	No
LIMITES HZTE:	Nitidez	Difuso	Difuso	Difuso
	Topografía	Plano	Plano	Plano

**6.1.1. Densidad aparente.** En los primeros 20 cm de profundidad osciló entre 1.64 y 1.66 Mg.m<sup>-3</sup>, que se considera normal para los suelos con altos contenidos de arena, valores que están dentro del rango de 1.55 y 1.8 que reportan USDA (2013) y OCW (2013) para este tipo de suelos, lo que indica que no tienen problemas de adensamiento aun cuando

han sido utilizados en ganadería extensiva por muchos años. A pesar de haberse encontrado una densidad relativamente alta, no se encontraron indicios de compactación, pero si mayor presencia de material fino (limos o arenas muy finas) con la profundidad, después de los 38 cm, se manifestaba en mayor proporción las arenas. El segundo y tercer horizonte exhibieron una densidad aparente igual, de  $1.67 \text{ Mg.m}^{-3}$ , estos valores de densidad son similares a los que reporta Lozano *et al.*, (2000), López *et al.*, (2006) y Lozano *et al.*, (2010) en suelos similares de las sabanas del Guárico.

**6.1.2. Porosidad.** El espacio poroso total (EPT) que se encontró en estos suelos antes del ensayo fue de 44.33, 46.9 y 47.1% para el primer, segundo y tercer horizonte, respectivamente. El porcentaje de macroporos (diámetros mayores a 0.15 mm) para los mismos horizontes fue de 8.3, 9.3 y 8.0%, respectivamente. La baja proporción de macroporos se debe a la presencia de arenas y en especial media y finas en el primer horizonte (Horizonte A) y de arenas finas y muy finas en los horizontes subsiguientes (horizontes B y C). Gracias a este alto espacio poroso, los suelos se mantienen aireados, sin presencia de rasgos de estar inundados en alguna época del año. Valores similares reporta Lozano *et al.*, (2000) en suelos de sabanas del Guárico.

**6.1.3. Permeabilidad.** Los suelos antes de su intervención presentaban una permeabilidad suelo saturado (K-saturado) de 3.5; 0.8 y  $0.08 \text{ cm}^*\text{h}^{-1}$ . El mayor tenor en el primer horizonte se debe a que este contiene más arena, mas orificios o conductos dejados por los vegetales cuando senescen y en algunos casos cuando se queman. Esta permeabilidad alta permite la circulación del agua en el perfil edáfico (Amézquita, 2001), sin embargo, los estratos inferiores tuvieron baja conductividad hidráulica, lo que deja entrever que posiblemente sean suelos que se saturan con facilidad y en corto tiempo, lo que a su vez podría traducirse en un mayor caudal hídrico superficial. Esto podría explicar, en parte, la formación de cárcavas que son frecuentes en esto suelos de sabanas y en especial en la Estación Experimental La Iguana. De acuerdo a la escala propuesta por la FAO (2013b), se considera moderada puesto que el Ksaturado de esta escala oscila entre  $2.0 - 6.3 \text{ cm}^*\text{h}^{-1}$ , condición a tener en cuenta en el manejo de estos suelos para hacer de

ellos un sistema sostenible. Estos valores explican el por qué los suelos no se encharcan y en corto tiempo suelen estar secos. Con la profundidad, la permeabilidad decrece, el segundo horizonte tiene una permeabilidad de  $0.79 \text{ cm}\cdot\text{h}^{-1}$  y el tercer horizonte de  $0.08 \text{ cm}\cdot\text{h}^{-1}$ , esta disminución se debe posiblemente a que los materiales finos de los estratos superiores percolan a los estratos inferiores, como se pudo comprobar en los análisis de distribución de tamaño de partículas, donde las arenas finas y muy finas, junto con los limos aumentaron su proporcionalidad.

**6.1.4. Distribución del tamaño de partículas.** El lote del ensayo se caracterizó por su alto contenido de arenas, en donde son dominantes las arenas finas (0.10 – 0.25 mm) y muy finas (0.05 – 0.10 mm), como se puede apreciar en la Tabla 8. Se resalta que en este lote no se encontraron arenas muy gruesas (1 – 2 mm). La textura que caracterizó al sitio del ensayo fue la liviana: arenoso, areno-francoso y franco-arcillo-arenoso para los horizontes A, B y C respectivamente. El Índice de Separabilidad de Partículas (ISP) está por debajo de 0.2%, es decir hay una baja capacidad de las partículas del suelo de mantenerse unidas, lo que representa susceptibilidad a una alta probabilidad de erosión. Por ello, los suelos deben permanecer con cobertura vegetal para paliar un poco la erodabilidad del mismo. Trabajos hechos por Lozano *et al.*, (2000) y Pulido *et al.*, (2002) en suelos con características similares (arenosas), señalan que estas partículas le confieren al suelo una baja estabilidad estructural y una mayor susceptibilidad a los procesos de deterioro como sellado, encostrado e incluso compactación, debido a la baja cohesión y alta separabilidad.

Tabla 8. Distribución del tamaño de partícula del lote experimental antes del ensayo.

Horizonte	FRACCIONES DE ARENA				ARENA TOTAL 2.0-0,05	Limo (0,05 - 0,002)	Arcilla < 0,002	ISP (%)	Textura
	Gruesa 1.0-0.5	Media 0,5-0,25	Fina 0,25 - 0,1	Muy Fina 0,1-0,05					
A (0-3 cm)	3,00	12,00	53,50	17,50	86,00	10,00	4,00	0,05	Arenoso
B (3-38 cm)	3,00	7,00	58,00	16,00	84,00	13,00	3,00	0,03	Arena franca
C (38 – x)	3,00	5,00	38,00	16,00	62,00	14,00	24,00	0,35	Franco Arcillo-arenoso

**6.1.5. Agregados estables al agua (AEA).** Los agregados de diámetro mayor a 0.25 mm son dominantes en estos suelos, bien sean interpretados con arenas o sin ellas, como se muestra en la Tabla 9. Esta mayor proporción de macroagregados deja entrever que hay acción de raíces muy finas quienes tienen mayor capacidad de agregación en los suelos arenosos, como lo reporta González *et al.*, (2013) en estudios realizados en suelos arenosos de México. En el mismo sentido, esta agregación se debe según Brady y Weil (1996) a que las partículas se pueden unir gracias a la acción mecánica de las hifas de los HMA, raicillas y polisacáridos del suelos para formar agregados mayores de 0.3 mm (Wright and Anderson, 2000; Burrow, 2014). El Diámetro Medio Ponderado (DMP) que se obtuvo fue superior a 0.5 mm, valor mínimo que se requiere para considerar a un suelo agronómicamente adecuado para su explotación, cuanto mayor sea este valor, es considerado de mayor aptitud para la explotación en cultivos. En los dos primeros horizontes, este DMP es 3 veces superior al valor mínimo que reporta UNAL (2013).

Tabla 9. Agregados Estables al Agua (AEA) del lote experimental antes del ensayo.

HORIZONTES	AEA	ARENA	AEA	AEA	AEA	DMP mm
	<0.25 mm	>0.25 mm	> 0.25 mm	>0.25 mm	<0,25 mm	
	AEA sin corrección de arenas			AEA con corrección de arenas		
A (0-3 cm)	12,21	22.06	65.73	84.30	15.69	1.79
B (3-38 cm)	31,93	18,21	49,86	60,97	39,03	1.30
C (38 – x)	43,81	18,61	37,58	46,17	53,83	0,98

## 6.2. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS INICIALES DEL SUELO.

**6.2.1. Reacción del suelo.** Estos suelos son de reacción muy ácida, cuyo pH fue de 5,05 (Tabla 10), a pesar de ello, no posee altas concentraciones de aluminio, como tampoco de hierro ni de cobre, quienes podrían explicar dicha acidez. Esta posiblemente se deba entre otros, al alto contenido de arenas que caracteriza a estos suelos, lo que conlleva a un lavado excesivo de las bases en el mismo. Estos resultados son similares a los que reportan Lozano *et al.*, 2000; Hernández *et al.*, 2007; Lozano, 2007; López, 2010; y Lozano *et al.*, 2010, entre otros, cuyos trabajos fueron realizados en suelos de sabanas con características físicas similares.

**6.2.2. Materia orgánica.** Se encuentra por debajo del rango medio que se reporta para los suelos de clima cálido (2 – 3%) (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008); este bajo contenido de materia orgánica (Tabla 10) conlleva al suelo a ser pobre en nitrógeno para las plantaciones exógenas que en ellos se planten, incluyendo los cultivos que no son autóctonos de las sabanas, sino, introducidos por el hombre. Esto es, los cultivos que se planten en estos suelos y no se les aplique nitrógeno, mostrarán deficiencia de este elemento. Por cálculo, se estima que 1% de MO equivale a 25 kg/ha de nitrógeno disponible (Cabrera, 2008); es decir, que si estos suelos tienen 0.5% de MO, pueden ofertar hasta 12 kg\*ha<sup>-1</sup> de nitrógeno disponible para las plantas, cantidad insuficiente para cualquier cultivo de importancia económica, para el caso del maíz, escasamente alcanzaría para producir 500 kg\*ha<sup>-1</sup>, ya que este cultivo requiere 25 kg\*ha<sup>-1</sup> de nitrógeno por cada 1000 kg de grano (López *et al.*, 2008).

Tabla 10. Análisis químico de suelos del lote experimental antes del ensayo.

Muestra		pH	M.O	S	P	Ca	Mg	Na	K	Al	CIC	Cu	Fe	Mn	Zn	Mo
No	Identificación	1:1	%	(mg*kg <sup>-1</sup> )		(cmol.kg <sup>-1</sup> )					(mg*kg <sup>-1</sup> )					
1	Est. Exp. La Iguana	5.05	0.51	26,8	10,4	0.5	1.0	0,13	0.05	0.4	2.08	0.4	15.2	8.4	0.8	0.04

#### FASE SOLUBLE

Muestra		Ca <sup>++</sup>	Mg <sup>++</sup>	Na <sup>+</sup>	K <sup>+</sup>	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	CO <sub>3</sub> <sup>=</sup>	SO <sub>4</sub> <sup>=</sup>	Cl <sup>-</sup>	CE	
No	Identificación	(cmol.litro <sup>-1</sup> )									(dS.m <sup>-1</sup> )
1	Lote experimental	0.45	0.91	0.16	0.12	0.73	-----	0.55	0.38	0.06	

**6.2.3. Azufre.** A pesar de ser suelos con un excesivo drenaje natural, el contenido de azufre (Tabla 10) está por encima de la media (10 – 20 mg\*kg<sup>-1</sup>) que se reporta para estos suelos (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008), posiblemente se deba a que todos los años, en estas zonas se quema la vegetación como práctica natural e inducida, como manejo de arvenses que los habitantes aplican en sus parcelas, por lo que se prevé que este azufre sea más que todo de origen orgánico.

**6.2.4. Fósforo.** El contenido de este elemento es bajo también (Tabla 10), está por debajo de la media que se reporta para este tipo de suelos de clima cálido (15 – 30 mg\*kg<sup>-1</sup>) (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008, Lora, 2010) indicando que son suelos con deficiencias de este elemento, lo que trae como consecuencias, no solo un bajo crecimiento

y desarrollo de la vegetación, sino, que la misma suele ser un material muy pobre en este elemento, por lo tanto, los animales que se alimentan de este material, suelen tener un bajo porcentaje de natalidad. Para mitigar este impacto negativo en la producción animal, implica entre otras, hacer aplicaciones de fertilizantes fosfóricos al suelo para mejorar la cantidad de P en follaje, aunque también puede ser práctica útil, la aplicación del elemento como complemento nutricional en los alimentos suplementarios (sales), en este sentido, Nouel *et al.*, (2003) y Depablos *et al.*, (2009) recomiendan la implementación de minerales fosfóricos para enriquecer los materiales orgánicos que se producen en suelos pobres en P.

**6.2.5. Calcio.** El contenido que reporta este análisis es de  $0,5 \text{ cmol.kg}^{-1}$  (Tabla 10), cantidad muy por debajo de los  $3 - 6 \text{ cmol.kg}^{-1}$  que deben tener los suelos del trópico (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008; Lora, 2010). La cantidad que hay en estos suelos no es suficiente para satisfacer las necesidades de un cultivo, por lo tanto, los cultivos plantados en estos suelos, mostrarán la deficiencia y será más notoria en aquellos cuyo fruto sea carnoso (ajíes, patilla, melón, etc.), el bajo contenido de este elemento podría explicar en parte la acidez presente en estos suelos, toda vez que es éste uno de los elementos que más contrarresta a la acidez.

**6.2.6. Magnesio.** El bajo tenor encontrado en estos suelos ( $1,0 \text{ cmol.kg}^{-1}$ ) está por debajo de los  $1,5 - 3 \text{ cmol.kg}^{-1}$  que deberían tener por ser suelos del trópico (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008). Este bajo contenido (Tabla 10) puede repercutir en el bajo desarrollo de la vegetación, toda vez que este elemento es vital porque hace parte de la molécula de la clorofila, por ende incide mucho en la fotosíntesis. En estos suelos la relación calcio/magnesio esta invertida, aunque se esperaba por su formación y evolución, no es una condición normal, ya que cuando el magnesio supera al calcio, este se hace mucho más deficiente en el suelo. Una relación calcio/magnesio adecuada se estima entre  $2,0 - 2,5$  (Cabrales, 2008).

**6.2.7. Potasio.** La concentración encontrada en estos suelos fue de  $0,05 \text{ cmol.kg}^{-1}$  (Tabla 10), muy por debajo del tenor medio ( $0,15 - 0,30 \text{ cmol.kg}^{-1}$ ) que deben tener los

suelos para fines agropecuarios (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008.). El bajo contenido conlleva a que se manifiesten las deficiencias del elemento, que las plantas se desarrollen con poca turgencia, lo que repercute en el llenado de los frutos. Por lo tanto, las plantaciones que se desarrollan en estos suelos suelen tener baja producción de frutos con bajo contenido humedad en los mismos.

**6.2.8. Sodio.** El contenido de este elemento fue de  $0,13 \text{ cmol.kg}^{-1}$  (Tabla 10), cantidad insuficiente para repercutir negativamente en el desarrollo de los vegetales (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008). Está por debajo de  $1 \text{ cmol.kg}^{-1}$ , por lo tanto no es problema, esto es de esperarse en estos suelos de buen drenaje, ya que es un elemento de baja energía de adsorción y se lava fácilmente.

**6.2.9. Aluminio.** Su contenido fue de  $0,4 \text{ cmol.kg}^{-1}$  (Tabla 10), esta cantidad es de poca relevancia porque no causa problemas a las plantas de interés económico (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008). Sin embargo, aunque esta en baja concentración, podría en cierta medida precipitar al fósforo, lo que incrementaría mucho más la deficiencia de P en estos suelos.

**6.2.10. Elementos menores.** En todos los casos, están en bajas concentraciones, para el caso del hierro, está en 15.2, cobre en 0.4, manganeso en 15.2, zinc en 0,8 y molibdeno en  $0,04 \text{ mg*kg}^{-1}$  (Tabla 10), por debajo de los 20 – 30; 1,5 – 2,5; 25 – 40; 2 – 5 y 0,1 – 0,2  $\text{mg*kg}^{-1}$ , respectivamente, que el suelo debe tener para ser utilizado agropecuariamente (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008). Esto indica que serían suelos cuya vegetación manifestaría deficiencias de elementos menores en su totalidad.

En general, son suelos de baja conductividad eléctrica y bajo contenido de elementos solubles, lo que los conlleva a una baja oferta nutricional para cualquier sistema de producción que se establezca en dicha zona, esto es, se requiere hacer aplicaciones no solo suplementarias, sino también complementarias y de reposición para garantizar edafológicamente la sostenibilidad del sistema agropecuario.

Los bajos contenidos de elementos minerales que sirven en la nutrición de la vegetación, conlleva a tener esta con un mal desarrollo y con una baja productividad, al menos que se les complemente en planes de fertilización y que estos se apliquen en forma fraccionada, ya que la textura arenosa que caracteriza a estos suelos, conlleva a que se pierdan en lavados en la medida que les llueva. También se les puede complementar con la incorporación de materia orgánica y agentes biológicos como los solubilizadores de fósforo, fijadores de nitrógeno y los HMA, entre otros (Toro *et al.*, 2008).

El hecho de ser suelos pobres químicamente, hace que sean de baja capacidad de carga por debajo de  $0.1 \text{ animal.ha}^{-1}$ , a ello se le suma la baja natalidad por ser suelos pobres en fósforo disponible, responsable en gran parte de la natalidad exitosa en los animales (Herrera *et al.*, 2008). A pesar de lo señalado, los pobladores de estos llanos suelen hacer agricultura de ciclo semestral como maíz, frijoles y ganadería extensiva. Ante la problemática de estos suelos, se ha establecido en esta investigación el uso de HMA nativos con el propósito de mejorar los rendimientos del cultivo de maíz, para con ello, contribuir en la sostenibilidad del sistema productivo de esta zona agrícola del Guárico.

### **6.3. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINAL DEL ENSAYO.**

**6.3.1. Humedad de campo.** El contenido de humedad de campo osciló entre 7.50 y 11.25%, no se encontró diferencia significativa entre los factores dosis de fósforo ( $p > 0.05$ ), morfotipo utilizados ( $p = 0.11$ ), como tampoco en la interacción dosis\*morfotipo ( $p > 0.05$ ), previa comprobación de homogeneidad de datos por Shapiro-wilk ( $p < 0.05$ ). Esto indica que los factores dosis de fósforo utilizados y los morfotipos de HMA no influyeron en la retención de humedad del suelo, cuyo coeficiente de variación fue de 20.05%, lo cual puede estar asociado a otros factores como materia orgánica del suelo, porosidad o textura del suelo, entre otros, como se ilustra en la Tabla 11.

Tabla 11. Humedad del suelo rizosférico de las plantas maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
Humedad gravimétrica de campo al final del ensayo (%)							
0	8,3 a (2.3)	8,2 a (2.1)	9,7 a (1.9)	7,6 a (1.8)	10,9 a (3.0)	8,6 a (0.7)	8,9 A
27	9,1 a (2.3)	8,7 a (1.7)	8,4 a (0.9)	11,3 a (4.8)	9,0 a (3.0)	7,9 a (1.5)	9,1 A
54	9,1 a (1.0)	9,2 a (2.8)	8,5 a (0.9)	10,8 a (3.3)	10,1 a (4.2)	7,5 a (1.4)	9,2 A
80	9,0 a (2.0)	10,6a (3.6)	10,5 a (5.2)	10,0 a (4.7)	10,4 a (2.5)	10,4 a (4.1)	10,1 A
Prom	8,9 A	9,2 A	9,3 A	9,9 A	10,1 A	8,6 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 20.05%.

**6.3.2. Densidad aparente.** La densidad aparente osciló entre 1.56 y 1.64 Mg.m<sup>-3</sup>, como se puede apreciar en la Tabla 12, sin diferencias significativas entre los factores dosis de P, como tampoco entre los morfotipos utilizados ni en el interacción (p>0.05). Estos valores fueron similares al valor inicial o antes de intervenir el suelo (1.65 Mg.m<sup>-3</sup>), esta leve disminución obedece posiblemente a la mecanización o labranza que se hizo en el lote para el establecimiento de las unidades experimentales, por lo que el suelo estaba removido y en desarreglo estructural. En el corto tiempo que duró el ensayo, no se alteró esta propiedad, lo cual es coherente con lo que reportan Borie *et al.*, (2000) y Acuña *et al.*, (2006) quienes exponen que se requiere de tiempo para encontrar buenos resultados cuando se utilizan prácticas biológicas en el manejo de suelos y en especial en las propiedades físicas del suelo, ya que se debe esperar que los microorganismos se desarrollen bajo las nuevas condiciones a la que ha sido sometido (adaptación). En todos los casos, estos valores encontrados, están por debajo de los 1.75 Mg.m<sup>-3</sup> que reporta Lozano (2007) en suelos similares de las sabanas del Guárico.

Tabla 12. Densidad aparente del suelo rizosférico de las plantas maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Densidad aparente (Mg/m <sup>3</sup> )							
0	1,56 a (0.05)	1,60 a (0.01)	1,54 a (0.02)	1,55 a (0.01)	1,57 a (0.01)	1,52 a (0.03)	1,57 A
27	1,55 a (0.01)	1,62 a (0.04)	1,55 a (0.00)	1,61 a (0.01)	1,59 a (0.03)	1,58 a (0.04)	1,57 A
54	1,52 a (0.07)	1,58 a (0.03)	1,58 a (0.04)	1,57 a (0.04)	1,57 a (0.01)	1,58 a (0.03)	1,58 A
80	1,61 a (0.03)	1,57 a (0.01)	1,58 a (0.01)	1,60 a (0.02)	1,61 a (0.01)	1,63 a (0.04)	1,59 A
Prom	1,56 A	1,59 A	1,56 A	1,58 A	1,58 A	1,58 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 2.22%.

**6.3.3. Porosidad.** El Espacio Poroso Total (EPT) calculado por el volumen de agua ocupado en el espacio total de vacíos, osciló entre 45.8 y 47.4%, como se observa en la Tabla 13. Esto indica que las dosis fosfóricas y los morfotipos utilizados, no influyeron en esta variable (EPT), la cual depende más de la variabilidad de la densidad aparente y del arreglo espacial de las partículas en el volumen de suelo. La semejanza de espacio poroso entre parcelas, indica que son suelos cuya textura también es semejante y que las prácticas de manejo también fueron similares. Para que los agentes biológicos expresen su potencial en la mejoría de las propiedades físico-químicas del suelo, deben transcurrir varios ciclos del cultivo. En este caso, solo ocurrió un ciclo y fue poco lo que se pudo desarrollar, lo cual concuerda con las exposiciones de Borie *et al.*, (2000) y Acuña *et al.*, (2006), que los microorganismos necesitan tiempo para poderse afianzar en el sitio y así poder ser útiles en la rehabilitación de suelos, cuanto más tiempo transcurre, más visibles son los resultados.

Tabla 13. Espacio poroso total (EPT) del suelo rizosférico de las plantas maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Espacio poroso total (EPT %)							
0	46,46 a (0.57)	47,44 a (1.25)	46,11 a (0.90)	46,06 a (1.12)	47,36 a (1.53)	47,18 a (1.05)	46,77 A
27	46,17 a (0.31)	46,97 a (0.84)	46,35 a (0.54)	46,39 a (0.86)	46,25 a (0.38)	46,72 a (0.95)	46,48 A
54	46,21 a (1.69)	47,42 a (1.39)	45,84 a (0.87)	46,23 a (1.20)	47,03 a (0.70)	46,59 a (0.76)	46,55 A
80	46,21 a (0.87)	46,99 a (0.12)	46,29 a (0.71)	46,95 a (1.19)	45,92 a (0.79)	46,31 a (0.65)	46,45 A
Media	46,26 A	47,21 A	46,15 A	46,41 A	46,64 A	46,70 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 2.07%.

La porosidad total calculada  $(1 - DA \cdot DR^{-1})^2$  según Pla (1983), osciló entre 41.3 y 37.46%, lo cual se debe a que estos factores no alteran esta propiedad del suelo, sino que depende del arreglo espacial de las partículas en un volumen determinado, es decir, de la densidad aparente (DA) del suelo.

La macroporosidad (poros con diámetro mayor a 15 micrómetros) encontrada en esta investigación fue en bajo porcentaje, como se puede apreciar en la Tabla 14. A pesar de ser suelos arenosos, esta porosidad macro no es tan alta, lo cual se debe a que las arenas de mayor proporción son las finas y muy finas, sin embargo, son suelos de drenaje rápido y sin almacenamiento como para producir reacciones de reducción, como se pudo constatar en el estudio de la calicata.

<sup>2</sup> DA, densidad Aparente y DR, Densidad Real (2.65 para las arenas)

Tabla 14. Macroporosidad (poros > 15 micrómetros) del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Porcentaje de Macroporos (poros >15 micrómetros)							
0	12,39 a (2.68)	7,71 a (5.01)	5,96 a (1.63)	11,69 a (3.39)	11,28 a (0.76)	12,88 a (0.70)	10,32 A
27	7,78 a (2.65)	12,78 a (2.13)	10,08 a (2.55)	10,07 a (0.95)	10,21 a (2.44)	6,03 a (4.03)	9,49 A
54	10,37 a (5.01)	10,54 a (3.06)	12,78 a (5.16)	11,42 a (2.74)	10,70 a (1.10)	9,10 a (4.03)	10,82 A
80	10,78 a (2.57)	10,16 a (6.17)	12,14 a (1.58)	9,53 a (4.38)	10,86 a (1.44)	9,91 a (1.76)	10,56 A
Media	10,33 A	10,30 A	10,24 A	10,68 A	10,76 A	9,48 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 2.22%.

El hecho de tener suelos con arenas medias y finas dominantes, conllevan a almacenar muy poca cantidad de agua, por lo que el estrés hídrico por déficit podría ser una limitante para la vegetación que se planten en ellos. Trabajos similares reportan que la Estación Experimental la Iguana posee suelos donde las arenas finas y medias son dominantes (Lozano, 2007; Flores y Ramos, 2008). El uso del riego como alternativa para el manejo de estos suelos, puede contribuir al lavado de bases intercambiables, lo que finalmente se puede repercutir en la calidad química y fertilidad de los suelos, argumentos que fueron también señalado por Brady y Weil (1996), en cuanto a que los suelos de texturas arenosas suelen tener más lixiviados.

**6.3.4. Conductividad hidráulica saturada (Permeabilidad).** La permeabilidad evaluada por cilindros en muestras sin disturbar, saturados y por el método de cabeza constante, osciló entre 4.5 y 7.4 cm\*h<sup>-1</sup>, como se puede apreciar en la Tabla 15, de acuerdo a estos valores se les puede clasificar como moderada a moderadamente rápida, según escala para suelos agrícolas propuesta por la FAO (2013b), condición que concuerda con publicaciones de la misma FAO en donde manifiestan que los suelos ricos en arena suelen ser de permeabilidad moderada a mayor según sea el tamaño de las partículas. Lo anterior

refleja que posiblemente el tiempo del ciclo del cultivo, no fue suficiente para que los HMA mejoraran las propiedades físicas del suelo. En este sentido, Borie *et al.*, (2000) y Acuña *et al.*, (2006) exponen que se requiere de varios ciclos para que los entes biológicos puedan actuar, cuanto más tiempo pasa, mejores son los resultados en los programas de rehabilitación de suelos.

Tabla 15. Conductividad hidráulica del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Conductividad hidráulica (K <sub>saturado</sub> ) (cm/h)							
0	6,5 a (1.4)	6,0 a (1.4)	4,7 a (2.1)	5,2 a (0.8)	5,9 a (1.4)	4,5 a (0.8)	5,5 A
27	4,7 a (0.9)	6,9 a (1.0)	7,4 a (1.3)	5,4 a (1.2)	6,1 a (1.1)	5,0 a (0.8)	5,9 A
54	4,6 a (1.2)	7,4 a (1.1)	6,0 a (2.7)	5,7 a (0.7)	5,5 a (1.7)	7,0 a (0.8)	6,0 A
80	6,1 a (1.8)	5,8 a (2.3)	6,2 a (1.2)	4,9 a (0.9)	5,4 a (1.9)	5,8 a (0.2)	5,7 A
Media	5,5 A	6,5 A	6,1 A	5,3 A	5,7 A	5,6 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 24.86%.

**6.3.5. Distribución de tamaño de partículas.** Esta propiedad influye grandemente en otras propiedades del suelo, entre ellas, densidad aparente de los suelos, porosidad, capacidad permeable, índices de plasticidad, entre otras (Brady y Weil, 1996). En esta distribución del tamaño de partículas se pudo notar que los suelos de las parcelas donde se hizo el ensayos son relativamente uniformes (Anexo 8), caracterizando a los sitios la textura arenosa y arenoso-franco, ambas texturas por su alto contenido de arenas totales que superan el 80% en su proporción diametral, proporcionan una buena capacidad de movilidad de fluidos (agua y aire), por lo que suelen ser suelos de poco anegamiento y en su mayor tiempo se mantienen secos y/o aireados. Esta característica se pudo constatar con la prueba de conductividad hidráulica saturada (K<sub>sat</sub>) a nivel de laboratorio que según el

USDA (2013) es alta, porque está por encima de  $4 \text{ cm} \cdot \text{h}^{-1}$ , condición que puede traer problemas de lixiviación, percolación y erosión. Esta alta capacidad de movilidad de fluidos conlleva a tener suelos pobres en su fertilidad natural, de baja oferta nutricional para cultivos de interés para hombre, por lo que suelen ser suelos dedicados a pasturas naturales, tal es el caso de *Trachypogon* que es dominante en dicha zona.

La arena total osciló entre 84.0 y 88.6% y estadísticamente no se encontró que hay diferencias significativas entre las parcelas o unidades experimentales. Se resalta que esta característica no es alterada por las prácticas o tratamiento que se hacen, es una condición intrínseca del suelo, su variabilidad podría expresarse en la medida que por cualquier actividad (labranza excesivas, por ejemplo), parte de las partículas se vayan a los estratos inferiores, por lo tanto, la diferencia matemática que se observa en esta variable, obedece más que todo a factores formadores y evolutivos de los suelos que conlleva a que los mismos no sean totalmente uniformes.

En el Anexo 8 se puede ver en detalle la distribución del tamaño de partículas en todo el espacio utilizado para dicha investigación, en la que se puede notar que es un suelo relativamente uniforme visto por el diámetro de sus partículas, sin embargo, la dinámica de expresión cualitativa de esta característica se ve afectada por otros parámetros como presencia de material orgánico sin descomponer, carbón orgánico, pedoturbación mecánica, cobertura vegetal, entre otras. A pesar de ser suelos de baja intervención antrópica directa (uso en cultivos de ciclos cortos), por su textura ofrecen un bajo contenido de materia orgánica, lo que contribuye a tener suelos de baja oferta química para la plantación de cultivos, por lo que hay que recurrir no solo a mejorar los contenidos de nutrientes en el suelo, sino, que se deben buscar alternativas para hacer más eficientes la toma de estos nutrientes, como el uso de organismos biológicos y entre estos, los HMA pueden ser una alternativa, toda vez que estos organismos contribuyen en la fitonutrición (Smith y Read, 2008).

Con base en estas curvas de la distribución del tamaño de partículas y el triángulo textural del USDA, se clasificaron texturalmente cada una de las parcelas de investigación, como se muestra en el Anexo 9, siendo la textura arenosa-franca (aF) la encontrada en todas las parcelas. Por el alto contenido de arenas que caracterizan a estos suelos, se prevé que posiblemente en las épocas de sequía puede presentarse problemas de déficit hídrico que repercutiría notablemente en la vegetación existente en dichos suelos. Sin embargo, la buena aireación que poseen, puede contribuir no solo a la oxidación de elementos nutricionales que la planta necesita, sino que también contribuye a la descomposición acelerada de la materia orgánica por lo que si no hay un manejo adecuado de ésta, podría ser muy escasa a corto tiempo, esto concuerda con las exposiciones de Labrador (2008); Zapata y Osorio (2010), Lora (2010), quienes indican que suelos arenosos suelen ser de bajo contenido de materia orgánica, dado que tienen procesos acelerados de descomposición.

El Índice de Separabilidad de Partículas (ISP) que se deriva de cálculos matemáticos a partir de los contenidos de las fracciones encontradas en la distribución del tamaño de partículas, fue muy bajo, por debajo de 0.2%, como se observa en el Anexo 8, considerado por Lobo y Pulido (2006) como muy alta probabilidad de separación de las partículas, lo que indica que es un suelo de alta erodabilidad, condición a tener presente toda vez que en la zona caen grandes torrentes de lluvia y estos por su erosividad, podrían incrementar el grado de erosión superficial en estos lotes agrícolas de los llanos del Guárico y el problema se acrecentaría si el suelo se encuentra sin cobertura vegetal. Esta alta capacidad de separación de las partículas es característico de los suelos donde la proporción dominante es la arena y ésta es la condición de los suelos de la Estación Experimental La Iguana, esto coincide con reportes de Rodríguez *et al.*, (2009) en suelos arenosos venezolanos. Por otro lado, el hecho de tener esta alta capacidad de separación de partículas podría contribuir a otros problemas, como por ejemplo, encharcamientos en la medida que haya sellamiento superficial del suelo o en su efecto, se incrementa la escorrentía si el agua no entra al perfil del mismo, lo que a su vez podría generar erosión superficial y en condiciones extremas, la formación de cárcavas. Una alternativa para

contrarrestar el impacto negativo de la separabilidad de partículas, es el uso de hongos formadores de micorrizas, que según Brady y Weil (1996), las hifas pueden agregar parte de estas partículas y mitigar con ellos dicho problema.

**6.3.6. Agregados del suelo.** Se utilizó el equipo Eijkelkamp que trabaja con solo un diámetro de tamiz (0,25 mm), es decir, se tienen agregados mayores y menores de 0,25 mm. Se encontró que la mayor proporción de agregados corresponde a aquellos cuyo diámetro es mayor de 0.25 mm, con una media general de 71.3% y 28.7% de microagregados (menores de 0.25 mm). Vale la pena analizar la agregación del suelo en su estado natural (con las arenas) y corregidas por arenas (sin arenas), como se explica a continuación.

En la agregación en su estado natural (incluida las arenas), se encontró diferencias altamente significativas ( $p < 0.01$ ) entre las medias del factor morfotipos, esto quiere decir que los morfotipos de HMA utilizados influyeron notablemente en la agregación del suelo, como se ilustra en la Tabla 16. En esta se puede apreciar la mayor proporción de partículas menores de 0.25 mm (microagregados) se disgrega y pasan el tamiz de esta abertura, y se logra con las parcelas que no recibieron inoculación (M0), pero que fueron colonizadas con los inóculos nativo propios de lote experimental, esto se debe a que las partículas del suelo se encontraban disgregadas ya que había poca vegetación y por ende menos raicillas e hifas que se encargaran de agregar dichas partículas. Esto concuerda con los reportes de López (2010) quien afirma que las raicillas pueden agregar al suelo y evitar con ello el arrastre de material, de allí la recomendación de tener presente la cobertura vegetal permanente. En el mismo sentido, Hernández-Hernández y Ruíz (2007) y Hernández-Hernández (2008) reportan una baja agregación de suelos arenosos del Guárico y que esta se incrementa con la presencia de raicillas que suelen ser mayores en las gramíneas como el pasto *Brachiaria* sp. Brady y Weil (1996) reportan que los HMA pueden agregar partículas y formar agregados mayores de 0.3 mm, quizás esto pudo ayudar a que parte de las partículas quedaran en el tamiz de 0.25 mm.

Tabla 16. Microagregados (< 0.25 mm) estable al agua (excluye arena) del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Microagregados menores de 0.25 mm (%), incluye las arenas							
0	64,29 (11.6)	22,93 (2.4)	28,01 (7.0)	33,90 (9.3)	33,43 (15.5)	31,55 (14.5)	35,68
27	48,94 (2.9)	31,24 (0.4)	23,55 (6.9)	24,92 (5.1)	25,58 (6.5)	32,06 (4.1)	31,05
54	47,54 (1.6)	35,55 (12.1)	24,70 (11.3)	15,00 (8.2)	25,53 (4.7)	24,42 (7.8)	28,79
80	46,56 (0.9)	32,72 (18.2)	29,30 (10.2)	44,36 (11.0)	25,43 (15.8)	31,75 (14.0)	35,02
Media	51,83	30,61	26,39	29,54	27,50	29,95	32,64

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.58%.

El morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) fue es el que menos capacidad de agregación mostró, dejando libre el 23.4% de las partículas libre, mientras que el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) solo dejó libre el 20.2% de las partículas, es decir el resto de estas se encontraban agregadas junto con las arenas cuyo diámetro es superior a 0.25 mm. Esta baja microagregación se debe posiblemente a la baja cantidad glomalina (proteína fúngica) que se haya producido para la agregación de las partículas, tal vez al poco tiempo que duró el ensayo. En este sentido, Borie *et al.*, (2000), Borie *et al.*, (2006), Treseder y Turner (2007) reportan que se requiere de tiempo para que la glomalina que se genere por los HMA pueda hacer agregación de partículas, ya que esta se incrementa con el tiempo, quizás después de varios ciclos de cultivos y cuando los HMA se hayan adaptado a las condiciones edafoclimáticas y poblacionales, la cantidad de glomalina puede ser mayor y la agregación de partículas también.

En la evaluación de los macroagregados (mayores de 0.25 mm) que incluye las arenas, se pudo notar diferencia estadística significativa (p<0.05), solo en los morfotipo, notándose que la menor agregación se obtuvo en las parcelas sin inoculación micorrízica

con una media de 35.7%. Entre los tratamientos sin inoculación y con inoculación hay diferencias estadísticas significativas, pero entre las parcelas con inoculación micorrízica no hubo diferencias. Entre los morfotipos, la mayor proporción de macroagregados se logró con el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) con un 56.9% y el menor fue el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) con el 52.8% de agregados, como se puede apreciar en la Tabla 17. La agregación de las partículas de estas parcelas inoculadas pudo estar influenciada no solo por las raicillas de la vegetación presente, también pudo estar influenciada por la presencia de los HMA, ya que estos mostraron una mayor agregación en su conjunto, lo cual pudo ser en primera instancia por efecto físico directo mediante el conjunto de hifas que tienen la propiedad de agregar, pero también pudo haber un efecto bioquímico por la Glomalina que producen los HMA, que puede agregar a las partículas del suelo (Borie *et al.*, 2000; Six *et al.*, 2004; Borie *et al.*, 2006; Treseder y Turner, 2007; Purin y Rillig, 2007). En este sentido, Tisdall y Oades (1982) y Brady y Weil (1996) reportan que en el suelo las hifas de HMA y raicillas pueden formar agregados de 0.3 mm o más, lo que pudo pasar en estas parcelas donde se utilizó el HMA.

Tabla 17. Macroagregados (> 0.25 mm) estable al agua (incluye arenas) del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
Macroagregados menores de 0.25 mm (%), incluye las arenas							
0	35,71 a (11.6)	77,07 a (2.4)	71,99 a (7.0)	66,10 a (9.3)	66,57 a (15.5)	68,45 a (14.4)	64,32 A
27	51,06 a (2.9)	68,76 a (0.4)	76,45 a (6.9)	75,08 a (5.1)	74,42 a (6.5)	67,94 a (4.1)	68,95 A
54	52,46 a (1.6)	64,45 a (12.1)	75,30 a (11.3)	85,00 a (8.2)	74,47 a (4.7)	75,58 a (7.8)	71,21 A
80	53,44 a (0.9)	67,28 a (18.2)	70,70 a (10.2)	55,64 a (11.0)	74,57 a (15.8)	68,25 a (14.0)	64,98 A
Prom	48,17 B	69,39 A	73,61 A	70,46 A	72,50 A	70,05 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 14.39%.

Ahora, un análisis detallado de esta agregación, en donde no se tiene en cuenta el contenido de arena (corrección por arenas), se pudo notar un comportamiento similar que cuando se les incluye las arenas. Se pudo notar que hay diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las medias de los morfotipos utilizados, encontrándose que el M0 (sin inoculación) presentó el mayor porcentaje de partículas sueltas con una media de 51.9%, lo que representa una agregación (macro) menor. Esto significa que la agregación del suelo no se vio afectada por las dosis de fósforo utilizadas, pero sí por los morfotipos que se inocularon en las plantaciones de maíz, como se explicó en el párrafo anterior. En este sentido, García *et al.*, (2008), Smith y Read (2008) comentan que los suelos que incluyen a los HMA en las prácticas de manejo, suelen mejorar su agregación y con ello disminuye el arrastre de las partículas finas hacia los estratos inferiores, se disminuye procesos erosivos (Brady y Weil, 1996; Tisdall y Oades, 1982; Barthes y Roose, 2002), pero cuando los suelos son encharcados, esta condición puede perderse por la muerte de las hifas fúngicas, toda vez que estos hongos son en su mayoría de condiciones aeróbicas.

También se evaluó el grado de agregación macro (mayores de 0.25 mm) sin incluir las arenas (corrección por arenas) y se encontró que entre las medias de los morfotipos si se encontró diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ), donde la mayor agregación se pudo obtener con los morfotipos micorrízicos, como se muestra en la Anexo 9. El morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) fue el mejor con 73.6% y el de menor agregación fue el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) con 69.3%. La menor agregación se logró en las parcelas donde no se hizo inoculación (M0), con 48.0%.

Con esta información se calculó el diámetro ponderado medio (DPM), el cual arroja una media general de 1.43 mm, oscilando entre 0.7 mm encontrada en la parcela sin inoculación (M0) y sin aplicación de fósforo (P0) y 1.8 mm en la parcela con el morfotipo 3 (*Glomus leptoticum*) y con 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo (Anexo 9). En todos los casos, este DMP estuvo por encima de 0.5 mm, que de acuerdo a Pla (1983), es el valor mínimo que debe tener un suelo para ser considerado de uso agrícola, desde el punto de vista físico, aunque químicamente, son suelos que preferiblemente no deberían ser labrados, ya que esto

ayudaría a que parte de las partículas finas del suelo se vayan a los estratos inferiores y con ellos, los estratos superiores podrían quedar más expuestos al deterioro del mismo. Ahora, si se evalúa el DMP encontrado en esta investigación con los valores que propone Montenegro y Malagón (2000), los suelos de la Estación Experimental la Iguana, donde se realizó el ensayo, no son aptos para agricultura, ya que la gran mayoría de los agregados estables al agua, están por en la escala de ligeramente estables (0.5 – 1.5 mm), por lo tanto, ha de tenerse mucho cuidado en las prácticas que implique remoción del suelo como arados de discos o de vertedera, que pueden hasta cierto caso, incrementar los riesgos de erosión y sellamiento de poros.

#### **6.4. SÍNTESIS DE LAS PROPIEDADES FÍSICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINALIZAR EL ENSAYO.**

La densidad aparente, porosidad, conductividad hidráulica y retención de humedad, no se vieron inferidas por la acción de los HMA como tampoco la dosis de P aplicada. Las parcelas donde no se hizo inoculación micorrízica (M0) mostraron tener una de las mayores densidades aparente del suelo, mayor espacio poroso total, como también mayor conductividad hidráulica saturada. Es de anotar, que el tiempo que se tuvo para que los HMA mejoraran las propiedades físicas del suelo, fue el del ciclo del cultivo de maíz (4 meses), quizás este tiempo no fue suficiente para que se consolidara la actividad biológica favorecedora de los parámetros físicos y la agregación de las partículas del suelo que se ha descrito por estos organismos (Wright and Anderson, 2000; Burrow, 2014). En la Tabla 18 se muestran los resultados de manera simplificada, indicando la posición que ocuparon según el análisis de varianza realizado por el programa estadístico SAS. Se resalta en esta Tabla la evaluación de los agregados estables al agua; se pudo apreciar que las parcelas donde no se hizo la inoculación micorrízica, fueron suelos más sueltos, cuyas partículas pudieron traspasar el diámetro del tamiz de 0.25 mm, es decir tuvieron más micro agregados menores de 0.25 mm que incluyen a las partículas de arena finas, mientras que las parcelas donde se hizo la micorrización, estas mantuvieron un mayor porcentaje de agregados macro (>0.25 mm), lo cual indica que los HMA influyeron de manera directa en

la agregación de partículas para formar agregados mayores de 0.25 mm, esto es acorde a los planteamientos de Borie *et al.*, (2000); Six *et al.*, (2004), Borie *et al.*, (2006); Purin y Rillig (2007); Treseder y Turner (2007), entre otros.

Tabla 18. Posición ocupada por cada morfotipo según análisis de varianza realizada por el programa de estadístico SAS.

Morfotipo	DA	Porosidad		K-saturado	Agregados estables al agua	
		EPT	Microporos		Micro (<0.25 mm)	Macro (>0.25mm)
M0	2 a	5 a	3 a	5 a	1 a	6 b
M1	5 a	1 a	4 a	1 a	2 b	5 a
M2	4 a	6 a	5 a	2 a	6 b	1 a
M3	1 a	4 a	2 a	6 a	4 b	3 a
M4	3 a	3 a	1 a	3 a	5 b	2 a
M5	6 a	2 a	6 a	4 a	3 b	4 a

DA, densidad aparente; EPT, espacio poroso total; M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Letras *a* indica que no tuvo diferencias y la letra *b* indica que hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción de los factores dosis de fósforo y morfotipos evaluados.

## 6.5. CARACTERÍSTICAS QUÍMICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO DE LA PLANTA DE MAIZ AL FINAL DEL ENSAYO.

**6.5.1. Reacción del suelo.** El pH del de estos suelos osciló entre 4.70 y 5.45 (Tabla 19 y Anexo 10), similar al pH antes del montaje del ensayo. Según la escala de Microfertiza (2006) y López *et al.*, (2008), son muy fuertemente a fuertemente ácido. El pH más alto se encontró en la parcela sin inoculación (M0) y con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y el menor en la parcela con el morfotipo 2 y sin aplicación de fósforo. Este bajo pH es producto del bajo contenido de bases que caracteriza a estos suelos, a ello se le suma que son arenosos y la poca cantidad de bases que se meteoriza, suele ser lavada, por lo que no hay suficientes bases en la solución del suelo para contrarrestar dicha acidez (Zapata, 2006). Es de resaltar que la acidez de los suelos estudiados no es causada por los precursores de acidez del suelo, como el Fe, Al, Mn, Cu y materia orgánica, entre otros, dado que están en bajas cantidades, por ende, no serían los responsables de causar acidez en los mismos, esto concuerda con las afirmaciones propuestas por Zapata (2006) y Lora (2010) en torno a los precursores de la acidez del suelo.

**6.5.2. Materia orgánica.** El contenido de materia orgánica inicial en el lote fue de 0.5% y al finalizar el ensayo en la zona rizosférica del maíz, se encontraron valores desde 0.59% en la parcela con el morfotipo 2 y sin aplicación de fósforo, y 0.95% en la parcela con el morfotipo 3 y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, como se observa en la Tabla 19 y Anexo 10, en todos los casos, estos valores están por debajo de los contenidos medios que reporta la literatura (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008; Cabrales, 2008) en suelos agrícolas. Este bajo contenido de materia orgánica de estos suelos se debe posiblemente a la baja capacidad productiva de biomasa, y la poca que llega al suelo se descompone con facilidad, favorecida por la buena aireación que ofrece el mismo suelo, dada su textura arenosa, esto concuerda con las afirmaciones de Zapata (2006) y Zapata y Osorio (2010) en torno las bondades que tiene la materia orgánica del suelo y en especial los que son labrados.

Tabla 19. Rangos de los parámetros químicos de la zona rizosférica de plantas de maíz al final del ensayo.

Parámetro	Valores encontrados en el ensayo				Valor de referencia*
	Mínimo	Media	Máximo	SD	
pH (1:1)	4.43	5.00	5.63	0.28	6.5 – 7.2
MOS (%)	0.53	0.73	1.12	0.13	2 – 3
P (mg*kg <sup>-1</sup> )	12.06	14.90	17.90	1.45	15 – 30
Ca (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0.74	0.89	1.14	0.05	3 – 6
Mg (cmol.kg <sup>-1</sup> )	1.23	1.49	2.22	0.11	1.5 – 3.0
Na (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0.01	0.09	0.10	0.01	< 1.0
K (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0.03	0.06	0.11	0.01	0.15 – 0.30
Al (cmol.kg <sup>-1</sup> )	0.00	0.20	0.32	0.09	< 1.0
CIC (cmol.kg <sup>-1</sup> )	1.62	2.07	2.88	0.25	10 – 20

\*tomado de Microfertiza (2006); Lora (2010), López *et al.*, (2008).

Este bajo contenido de materia orgánica trae consigo varios problemas, entre los que se resaltan: baja capacidad de retención de agua, baja oferta de compuestos nitrogenados, baja oferta nutricional en términos generales, entre otros (Nziguheba *et al.*, 2002; Iwuafor *et al.*, 2002). Se estima que estos suelos tienen una oferta de nitrógeno disponible por debajo de los <sup>3</sup>25 kg\*ha<sup>-1</sup>, lo que significa en términos agronómicos, deficiencias de nitrógeno para la mayoría de los cultivos. Esto conlleva a pensar que para hacer sostenible

<sup>3</sup> Se estima que 1% de MOS aporta aproximadamente 25 kg\*ha<sup>-1</sup> de N disponible para clima cálido (Cabrales, 2008)

las actividades agrícolas en estos suelos, se hace necesaria la incorporación de materia orgánica en los mismos (Anthofer y Kroschel, 2002; Cabrales, 2008), no solo para suplir parte de la deficiencia de nitrógeno, también para mitigar las pérdidas de los fertilizantes que se apliquen, mejorar retención de humedad, propender para una mejor agregación de partículas, entre otros (Woomer *et al.*, 2002).

**5.5.3. Fósforo.** En su gran mayoría, los suelos de las sabanas de los llanos del Guárico suelen ser pobres en este elemento (López *et al.*, 2008; Lozano, 2010), que sin duda es limitante en la producción agropecuaria. En los suelos estudiados, el contenido osciló entre 12.3 mg\*kg<sup>-1</sup> encontrado en la parcela con el morfotipo 5 y con 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y 16.5 mg\*kg<sup>-1</sup> en la parcela con 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación micorrízica, en todos los casos, posee bajas concentraciones de fósforo (Casanova, 2002; Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008), como se observa en la Tabla 19 y Anexo 10. El contenido final de este elemento en el suelo no fue influenciado por el factor dosis de fósforo, tampoco por el factor morfotipos de HMA, ni de la interacción Dosis\*morfotipo. En términos generales, las concentraciones fueron similares, con un CV de 8.56% y una media general de 14.9 mg\*kg<sup>-1</sup>, es decir muy bajo, lo cual se debe posiblemente a que son suelos cuyos materiales parentales sean pobres en este elemento, por otro lado, no hay cultura de aplicaciones frecuentes de fertilizantes en la zona, por lo que cada día se debilitan más los suelos, toda vez que son utilizados en ganadería extensiva y con ello hay fuga (extracción) de nutrientes en los animales.

Estos contenidos de fósforo se pueden clasificar de acuerdo a parámetros reportados por López *et al.*, (2008) en suelos venezolanos extraídos por el método Olsen, como valores medios, ya que están en la escala propuesta (11 – 20 mg\*kg<sup>-1</sup>), también Casanova (2002) y Microfertiza (2006) reportan una escala similar (15 – 25 mg\*kg<sup>-1</sup>), a pesar de ello, se presentan deficiencias en la vegetación existente mostrando una coloración purpura en las hojas, como también ocurrió en plantaciones de maíz que no fueron fertilizadas con fósforo. Aunque en el suelo hay fósforo orgánico e inorgánico, las plantas toman solamente el fosfato inorgánico, y los responsables de llevar el fósforo orgánico a inorgánico, son los

microorganismos del suelo mediante la mineralización (Oehl *et al.*, 2001; Nziguheba *et al.*, 2002; Tarafdar *et al.*, 2002; Dodor y Tabatabai, 2003). El bajo tenor de materia orgánica conlleva al bajo aporte de P al suelo después de la mineralización, siendo esta quizás alta dado que son suelos con buenas propiedades físicas, entre las que se resaltan, la aireación.

**6.5.4. Calcio.** Las concentraciones de este elemento en las parcelas varía poco, la mayor concentración de calcio se localizó en la parcela sin inoculación (M0) y sin fertilización fosfórica, con  $0.95 \text{ cmol.kg}^{-1}$  mientras que la menor concentración se encontró en la parcela sin fertilización pero con el morfotipo 3, con  $0.80 \text{ cmol.kg}^{-1}$ , estas concentraciones están por debajo de las que se reporta en la literatura (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008), como se observa en la Tabla 19 y Anexo 10. No se encontraron diferencias significativas entre las parcelas, lo que hace suponer que es un suelo bastante uniforme desde el punto de vista de este elemento. Esta baja concentración presente en estos suelos, se debe posiblemente a los materiales parentales que han dado origen a estos suelos (Casanova, 2002), son de muy bajo tenor en calcio, los cuales según Lozano (2007) están conformados por cuarzo en su gran mayoría y menor proporción por feldespatos, micas, biotitas y magnetitas, entre otros. En todos los casos, la concentración de calcio estuvo por debajo de la media ( $2 - 3 \text{ cmol.kg}^{-1}$ ) que deben poseer los suelos para considerárseles como contenidos adecuados, como lo afirman Microfertiza (2006); López *et al.*, (2008); Lora (2010); Castro y Gómez (2010).

**6.5.5. Magnesio.** La concentración de este elemento fue bastante baja en todas las parcelas, osciló entre  $1.3 \text{ cmol.kg}^{-1}$  que se encontró en la parcela con el morfotipo 1 y sin aplicación de fertilizante fosfórico, y  $1.7 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela sin inoculación y sin aplicación de fósforo. Como se puede apreciar, la concentración de este elemento estuvo por encima de la del calcio (Tabla 19 y Anexo 10), esta es una característica común para estos suelos muy evolucionados, es decir, tienen una relación calcio/magnesio invertida, agronómicamente significa que el calcio sea aún más deficiente. Estadísticamente no se encontraron diferencias significativas entre las parcelas del ensayo, como tampoco entre dosis y morfotipo.

Esta baja concentración (Casanova, 2002; López *et al.*, 2008, Microfertiza, 2006) se debe no solo a que los materiales parentales dominantes sean cuarcíticos, sino, que la textura arenosa permite que lo poco que se meteoriza, sea lixiviado hacia los estratos inferiores y/o vayan a las aguas subterráneas. Por lo que, son suelos deficitarios de este elemento y requiere de aplicaciones para un mejor desarrollo de cultivos y con ello hacer del sistema más sostenible. En todos los casos, los contenidos de este elemento están por debajo de la media ( $1.5 - 3.0 \text{ cmol.kg}^{-1}$ ) que se requiere para un desarrollo adecuado de plantaciones, lo cual concuerda con Rojas *et al.*, (2001); Microfertiza (2006); López *et al.*, (2008); Lora (2010); Castro y Gómez (2010), lo que se podría ver reflejado en un bajo desarrollo de la vegetación, toda vez que es un elemento esencial para formación de clorofila.

**6.5.6. Potasio.** Este elemento fue de baja concentración en el suelo, osciló entre  $0.04 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela con el morfotipo 5 y sin fertilización fosfórica, y  $0.08 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela con el morfotipo 2 y sin aplicación de fósforo, como se observa en la Tabla 19 y Anexo 10. Esto significa que las plantas pueden presentar deficiencias nutricionales de este elemento, que a su vez ayudaría a que se presenten deficiencias de otros elementos, ya que el potasio es el elemento que ayuda a la planta a tomar los minerales del suelo disueltos en la solución del mismo (Navarro y Navarro, 2000). En todos los casos, las concentraciones están por debajo de la media ( $0.15 - 0.30 \text{ cmol.kg}^{-1}$ ) que reportan Rojas *et al.*, (2001), Microfertiza (2006), López *et al.*, (2008), Lora (2010), Castro y Gómez (2010) para suelos agrícolas.

**6.5.7. Sodio.** La concentración de este elemento osciló entre  $0.06 \text{ cmol.kg}^{-1}$  que se encontró en la parcela con el morfotipo 2 y sin aplicación de fósforo, y  $0.10 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela con el morfotipo 5 y sin aplicación de fósforo, como se observa en la Tabla 19 y Anexo 10. No hubo diferencias estadísticas significativas entre las parcelas. En todos los casos, la cantidad de sodio presente en las parcelas no representa peligro de fitotoxicidad (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008), ya que está por debajo de  $1 \text{ cmol.kg}^{-1}$ . La baja concentración de este elemento en estos suelos se debe además de los materiales pobres en

sodio, a que este elemento se lava con facilidad y en suelos arenosos, mucho más, ya que tienen una baja capacidad de retención iónica.

**6.5.8. Aluminio.** A pesar de ser suelos ácidos, la concentración de aluminio en estos suelos fue baja, osciló entre  $0.14 \text{ cmol.kg}^{-1}$  que se encontró en la parcela sin inoculación y con  $27 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo, y la mayor fue en la parcela con el morfotipo 1 y sin aplicación de fósforo, con  $0.27 \text{ cmol.kg}^{-1}$ , como se puede observar en la Tabla 19 y Anexo 10. En todos los casos, la cantidad de aluminio presente en estos suelos, está por debajo de  $1 \text{ cmol.kg}^{-1}$  y no reviste importancia en el manejo de suelos, como efectos nocivos hacia las plantas (toxicidad) e incluso en la precipitación del fósforo (Microfertiza, 2006; López *et al.*, 2008). Aunque la concentración de aluminio fue baja, alcanza una saturación del 10.3%, que según Microfertiza (2006) y Lora (2010), no es problema para el maíz ya que lo puede tolerar (Cabrales, 2008), además, no es cantidad suficiente para producir daño a la planta.

**6.5.9. Capacidad de Intercambio de Cationes, CIC.** Este parámetro depende grandemente de la cantidad de partículas finas que compone al suelo y de la materia orgánica, la cual fue muy baja, oscilando entre  $1.75 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela con el morfotipo 5 y  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo, y  $2.62 \text{ cmol.kg}^{-1}$  en la parcela con el morfotipo 2 y sin aplicación de fósforo, ver Tabla 19 y Anexo 10. En todos los casos, son suelos con una CIC muy baja, esto explica la baja oferta nutricional que ofrecen, por lo tanto son de baja fertilidad natural. Con una CIC baja se corre el riesgo de que los fertilizantes aplicados se pierdan mediante la lixiviación, incluso, los mismos nutrientes minerales que se originan en la meteorización de los minerales y/o descomposición de la materia orgánica. En términos generales, estos suelos son de mucho cuidado en las prácticas de manejo para que los sistemas de producción sean sostenibles. La CIC de los suelos de la Estación Experimental La Iguana son extremadamente bajo, valores que concuerdan con los reportados por Lora (2010) para suelos arenosos.

**6.5.10. Elementos menores.** La concentración de elementos menores en las parcelas, en todos los casos, excepto el molibdeno, estuvo por debajo de la media que se tiene para que en los suelos agrícolas no haya deficiencias, como se ilustra en la Tabla 20 y Anexo 10. Estadísticamente no hubo diferencias entre las parcelas tratadas con el inóculo y fertilización fosfórica. En el campo se pudo ver en algunas plantas, clorosis en las hojas superiores, que podría ser deficiencias de hierro y zinc principalmente. Estas bajas concentraciones de estos elementos se deben principalmente a la evolución de los suelos y a que los materiales parentales dominantes (cuarzo) no aportan mayor cantidad de los mismos, por otro lado, son suelos que se drenan fácilmente y esto podría ayudar a deficitarlos en el suelo. En todos los casos, estos valores están por debajo de los que reporta Microfertifera (2006), López *et al.*, (2008) y Lora (2010) para suelos agrícolas, con la excepción del Molibdeno que se encuentra en término medio.

Con base en los resultados de los análisis químicos que se hicieron en las parcelas y a la baja variabilidad de las concentraciones de los elementos evaluados en los mismos, se puede inferir que los suelos son relativamente uniformes desde el punto de vista químico, estas propiedades no fueron alteradas por la inoculación de los HMA, ya que estas no aportan nutrientes minerales al suelo, por otro lado, los fertilizantes nitrogenados y potásicos aplicados, se hicieron en iguales cantidades en todas las parcelas. Solamente hubo variabilidad en la aplicación de las dosis fosfóricas, aun así, no hubo diferencias estadísticas entre los tenores encontrados en las parcelas o unidades experimentales.

Tabla 20. Rangos de concentraciones de elementos menores del suelo rizosferico de la planta de maíz al finalizar el ensayo.

Elemento	Valores encontrados en el ensayo				Valor de referencia*
	Mínimo	Media	Máximo	SD	
Hierro, Fe ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )	15.13	16.48	17.34	0.50	20 – 30
Cobre, Cu ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )	0.20	0.51	0.80	0.12	1.5 – 2.5
Zinc, Zn ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )	0.71	1.14	1.67	0.23	3.0 – 5.0
Manganeso, Mn ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )	9.50	12.35	17.38	2.28	25 – 40
Molibdeno, Mo ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )	0.06	0.16	0.23	0.04	0.1 – 0.2

\*tomado de Microfertifera (2006); Lora (2010), López *et al.*, (2008).

## **6.6. SÍNTESIS DE LAS PROPIEDADES QUÍMICAS DEL SUELO RIZOSFÉRICO AL FINALIZAR EL ENSAYO.**

En síntesis, las propiedades químicas de los suelos rizosféricos no fueron afectadas por los HMA, como tampoco por las dosis de P aplicadas e interacciones dosis de P\*morfotipo. A pesar de que las HMA contribuyeron en la toma de muchos nutrientes minerales, esta cantidad extraída por la planta de maíz no fue perceptible en los análisis químicos de suelos que se realizaron, como tampoco se vio reflejado el aporte de carbono que los HMA hacen a través de sus hifas cuando mueren. Quizás el tiempo en que realizó el ensayo no fue suficiente para que se propendiera por un desarrollo de vegetación mejor y este al senecer hacen aporte de materia orgánica al suelo, y con ellos poderlo medir mediante los análisis de carbono. Lo que se puede resaltar en esta investigación, que siendo suelos tan pobre en aportes de nutrientes para el cultivo de maíz, este pudo mejorar no solo su crecimiento y desarrollo, sino que mejoró en presencia de micorrizas y una baja dosis de fósforo la producción de grano hasta en un 100%.

## **6.7. DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES DE GLOMEROMYCOTA UTILIZADAS EN EL ENSAYO.**

La cantidad de esporas encontradas en estos suelos fue de 26 esporas\*100g<sup>-1</sup> de suelo antes del ensayo, lo cual se debe posiblemente a las quemadas frecuentes que en la zona se hacen y que pueden repercutir en cantidad de inóculo nativo del suelo, esto concuerda con los reportes de Pattinson *et al.*, (2006), quien pudo demostrar que el fuego superficial disminuye la cantidad de propágulos supervivientes cuando a HMA se refería, condición que se presenta todos los años en los suelos de la Estación Experimental La Iguana.

Lovera y Cuenca (2007), destacan que en suelos de sabanas naturales venezolanas, *Glomus* es el género dominante. Son demás comunes los géneros *Glomus*, *Acaulospora* y *Scutellospora* con baja cantidad de propágulos. Estas mismas autoras reportan hasta 4 esporas por 100 g de suelo de textura franco limosos que han tenido rotaciones maíz-frijol

(AUTOR), en tanto que (Toro *et al.*, 2000; López-Gutiérrez *et al.*, 2004; Toro, 2011) reportan un potencial infectivo por MA de 435 propágulos por 100 g de suelo de texturas arenosa y arcillo-limosas, en zonas de sabana del Guárico.

**6.7.1. Morfotipo 1 similar a *Scutellospora pellucida*.** Este se caracteriza por sus esporas de coloración blanca hialina a amarillo marrón, de forma globosa a subglobosa, con tendencia elíptica a oblonga, estas características son similares a las reportadas por SIAC (2013), INVAM (2013) y Walker y Sanders (2013).

Según SIAC (2013), este tipo de hongo Glomeromycota ha sido reportado en suelos arenosos de la Florida y está relacionada con cultivos de cereales (sorgo), ajíes, soya, leguminosas (*Abarena sp*, *Inga sp*, *Senna sp*). En países como Polonia, Italia, Israel, Turquía y Colombia, ha sido reportada ampliamente (SIAC, 2013; Peña *et al.*, 2006). En Pensilvania (EU), la han encontrado asociadas a zonas agrícolas, principalmente en maíz y soya, aunque no son abundantes en estos suelos que poseen cantidades moderada de fósforo (Franke-Snyder *et al.*, (2001)

**6.7.2. Morfotipo 2 similar a *Scutellospora calospora*.** Las esporas son de color amarillo claro a amarillo marrón-verdoso, de forma oblonga a suboblonga, a veces de forma irregular, esta descripción es similar a la descrita por INVAM (2013) y Walker y Sanders (2013).

Las esporas de esta especie, descritas por Nicolson y Gerdermann en 1968, fueron encontradas en suelos agrícolas de Escocia, hoy día se ha reportado en suelos agrícolas y de vegetación natural, en países como Estados Unidos, Canadá, Brasil, Portugal, Finlandia, España, Italia, Turquía, Israel y Australia, entre otros (Walker y Sanders, 2013). En México esta especie la han encontrado en suelos arenosos y alcalinos (pH = 7.8) asociadas a plantaciones de Genista (*Genista cinérea*), Lavanda (*Lavandula latifolia*), Mejorana

(*Thymus mastichima*), Romero (*Rosmarinus officinalis*) y Tomillo (*Thymus zygis*), con colonizaciones entre 50 – 65% (Sánchez, 2009).

**6.7.3. Morfotipo 3 similar a *Glomus leptotichum*.** Este morfotipo es conocido según UNIPROT (2013), como *Ambispora leptoticha* (N.C.Schenck & G.S.Sm), *Archaeospora leptoticha*, o *Glomus leptotichum* (N.C.Schenck & G.S.Sm), se caracteriza por sus esporas grandes, globosas a subglobosas, color amarillo-pálido a amarillo, superficie irregular y opaca. Este morfotipo se ha encontrado asociado con plantas de Kudzú, *Andropogon virginicus*, ají (*Capsicum sp.*), caucho (*Hevea brasiliensis*), bacaba (*Oenocarpus bacaba*), pan del árbol (*Artocarpus altilis*), pomarrosa (*Eugenia malacensis*), plátano (*Musa sp*) y leguminosas (*Inga sp*, *Parkia sp*), distribuido ampliamente en el continente americano, se le ve asociados a suelos ácidos con bajos tenores de fósforo disponible. Se resalta la presencia en países como Colombia, Brasil, Nicaragua y Venezuela, entre otros, aunque también ha sido reportado en el continente africano, cerca de Sadore (Peña *et al.*, 2006; Schüßler, 2010).

**6.7.4. Morfotipo 4 similar a *Acaulospora mellea*.** Esporas globosas, color amarillo-oliva o miel. Según SIAC, 2013; Peña *et al.*, 2006). Este morfotipo se describió primeramente en Colombia, hoy se conoce la existencia en Sur América, Florida, Massachusetts, North Carolina, México, Camerún y China. Esta especie se ha encontrado asociada con plantas de pimienta negra, café, pastos, plátano y yuca, entre otros, y parece tener afinidad con los suelos arcillosos. Esta especie fue reportada su presencia aunque no dominante en el valle del río Jinsha al sureste de china asociada a diversas vegetaciones (Dandan y Zhiwei, 2007), y en sabanas del estado Guárico según Toro (2007).

## 6.8. COLONIZACIÓN MICORRÍZICA DE LAS PLANTAS DE MAÍZ

El grado de colonización micorrízica fue diverso, oscilando entre el 27.0% que se encontró en la parcela sin inoculación y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, y 81.4% en la parcela con el morfotipo 1 y sin aplicación de fósforo, a pesar del amplio rango, el coeficiente de

variación es bajo (10.7%). En la Tabla 21 se puede observar que las parcelas sin inoculación fueron las de menor grado de colonización, lo cual obedece a que los suelos poseen en forma natural HMA, pero en baja proporción, para este caso específico, se encontraron en promedio 26 esporas\*100g<sup>-1</sup> de suelo, esto refleja la baja población de HMA nativos en estos suelos. Esta cantidad está muy por debajo de las 142 esporas\*100g<sup>-1</sup> de suelo que reporta Toro *et al.*, (2008) en suelos de sabanas, de allí su importancia en hacer inoculaciones con este hongo.

Tabla 21. Grado de colonización por HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Grado de colonización (%)							
0	51,65 a (3.26)	81,48 a (3.72)	77,15 a (12.0)	70,58 a (25.3)	77,01 a (4.89)	74,78 a (10.1)	72,11 A
27	51,51 a (6.85)	74,51 a (3.06)	75,71 a (3.09)	77,41 a (10.3)	70,17 a (6.75)	75,32 a (6.92)	70,77 A
54	41,96 a (2.19)	77,32 a (3.30)	78,35 a (4.38)	61,22 a (20.0)	75,32 a (4.90)	76,36 a (3.98)	68,42 A
80	27,02 a (1.81)	76,95 a (4.28)	71,75 a (4.89)	72,58 a (4.44)	75,74 a (2.20)	75,52 a (5.39)	66,59 A
Prom	43,03 B	77,56 A	75,74 A	70,45 A	74,56 A	75,49 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 10.71%.

El hecho que las parcelas sin inoculación se haya presentado un mediano grado de colonización natural, indica dos cosas: la primera que son suelos que poseen a los hongos nativos capaces de formar la asociación micorrízica, aunque en baja cantidad y lo segundo, que el maíz es una planta micotrófica por naturaleza, es decir, hace la simbiosis con los hongos micorrizógenos nativos presentes en el suelo, esto concuerda con las afirmaciones de Bi *et al.*, (2004); Bunemann *et al.*, (2004); Faggioli y Freytes, (2008); Hao *et al.*, (2010); Rakshit y Bhadoria, (2010) y Chassaigne, (2012), entre otros, quienes reportan al maíz como planta micotrófica.

La colonización natural de las raíces (sin inoculación), osciló entre 27 y 51%, que según la escala publicada por Barroetaveña y Rajchenberg (2003) tomada de Grand y Harvey, (1982) y que aplica también para las MA, se les puede clasificar como colonización moderada, que en términos de contribución en la nutrición de la planta, puede ser muy útil. Se pudo notar que el incremento de la fertilización fosfórica, decrece el grado de colonización (Smith y Read, 2008) de las raíces en el maíz, deja entrever que esta planta responde a la presencia de HMA del suelo, esto concuerda con las afirmaciones hechas por Faggioli y Freytes (2008), McGonigle y Miller (1993), Bucher (2007) y Abbot y Robson (1991), quienes afirman que el maíz es micotrófico por naturaleza y que al fertilizarla, el grado de micorrización disminuye. Los valores reportados en este aparte, sin inoculación, son similares a los que reportan estos autores en suelos ácidos argentinos, pero con contenidos moderados de fósforo (20 – 34 mg\*kg<sup>-1</sup>).

En todos los casos, se pudo observar que la inoculación incrementó el grado de colonización, en la que el grado de fertilización fosfórica no influyó en esta variable (colonización), posiblemente a que son suelos bajo en P. En este sentido, Covacevich *et al.*, (2006) manifiesta que el grado de colonización micorrízico decrece en la medida que el suelo tenga más fósforo, aunque después de 20 mg\*kg<sup>-1</sup> no hay efecto en la disminución, pero se mantiene muy bajo, por debajo del 10%, sin embargo, en nuestra investigación, los valores más bajos, estuvieron por encima de los que reporta Covacevich *et al.*, (2006), lo cual se debe posiblemente a que el maíz es mucho más micotrófico que las plantas nativas que evaluaron estos investigadores, además, los suelos de la Estación Experimental de la Iguana, son de buena aireación y esto favorece el desarrollo de la simbiosis micorrízica.

Por otro lado, en las parcelas donde se hizo la inoculación micorrízica, se pudo notar que la mayor proporción de colonización está asociada con las dosis bajas de fósforo en el suelo, oscilando entre 61 y 81.4%, que según la escala de Barroetaveña y Rajchenberg (2003), se puede clasificar como alta a muy alta dicha colonización. Sin embargo, Serralde y Ramírez (2004) reportan cifras mayores del 80% de colonización en maíces sembrados en Oxisoles colombianos. Los altos valores relacionados en esta investigación reflejan que en

las parcelas inoculadas, hay mayor grado de colonización, lo que indica que el maíz responde a esta práctica, posiblemente fue favorecida por la colocación del inóculo debajo de las semilla (primero se colocó el inóculo, y encima la semilla de maíz) que al germinar y emerger su radícula, por intercepción encontraría con mayor facilidad al inóculo, y con ello, mejor colonización.

Estadísticamente, el factor dosis de fósforo no influyó en la colonización micorrízica, pero si hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre los morfotipos; la diferencia es notoria entre inoculadas y no inoculadas, pero entre las inoculadas, no hubo diferencias, como se observó en la Tabla 21. Para el caso de las parcelas que fueron inoculadas y fertilizadas con fósforo, mostraron similar porcentaje de colonización, lo cual contradice los reportes de Cuencas y Meneses (1996) y López *et al.*, 2007, quienes afirman que la colonización se disminuye en presencia de altas cantidades de fósforo en el suelo.

En la evaluación de los Arbúsculos (unidades encontradas en las placas) realizadas por observación directa en cuadrículas (Giovanetti y Mosse, 1980), se pudo observar valores tan bajos (0.00 unidades) encontrados en la parcela con  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y sin inoculación, hasta 8.6 unidades en la parcela con la misma dosis de fósforo, pero con el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), como se puede observar en la Tabla 22. El 50% de las parcelas no presentó arbúsculos, sin embargo, en la que hubo presencia, se pudo encontrar hasta  $20 \text{ unidades} \cdot \text{placa}^{-1}$  en dos parcelas. Esa puede ser la explicación del alto valor del coeficiente de variación (147.56%) que podría estar encubriendo las diferencias estadísticas. Los arbúsculos estuvieron presentes en todos los tratamientos inoculados con los morfotipos, incluso en las parcelas donde no se hizo inoculación, siendo ésta la que menor promedio presentó ( $1.3 \text{ unidades} \cdot \text{placa}^{-1}$ ), mientras que mayor promedio se obtuvo con el morfotipo 4, con  $3.9 \text{ unidades} \cdot \text{placa}^{-1}$ . Los arbúsculos indican la funcionalidad de la simbiosis micorrízica (Smith y Read, 2008); así, mientras más arbúsculos haya, la efectividad de la especie de hongo inoculada será mayor, lo que se reflejaría en un mayor crecimiento y desarrollo de la planta. En este caso, debido al alto coeficiente de variación

entre las muestras no se pudieron detectar diferencias de efectividad entre los inóculos utilizados, expresándose todos en un tenor similar de efectividad.

Tabla 22. Número de arbusculos de HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Presencia de arbusculos (unidades/placa)							
0	1,33 a (2.30)	0,67 a (1.15)	3,33 a (3.05)	0,67 a (1.15)	3,33 a (4.16)	4,00 a (2.00)	2,22 A
27	1,33 a (1.15)	2,67 a (3.05)	1,33 a (2.30)	6,67 a (11.5)	3,33 a (5.77)	4,67 a (8.02)	3,33 A
54	2,33 a (2.08)	2,00 a (1.73)	0,67 a (1.15)	1,00 a (1.73)	2,67 a (3.05)	1,00 a (1.73)	1,61 A
80	0,00 a (0.00)	8,67 a (10.2)	1,33 a (2.30)	2,00 a (2.00)	6,33 a (5.50)	2,67 a (2.30)	3,50 A
Media	4,00 A	3,50 A	1,67 A	2,58 A	3,92 A	3,08 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 147.56%.

Para el caso de las vesículas, estas estuvieron presentes en todos los morfotipos, incluso, en las parcelas sin inoculación, lo que denota que los HMA nativos también pueden desarrollar la simbiosis con la planta de maíz. En esta observación (Tabla 23) pasó algo similar a los expuesto para la evaluación de los arbusculos y cabe la misma recomendación que sugieren Trouvelot *et al.*, (1986), McGonigle *et al.*, (1990) y Covacevich *et al.*, (2001), en cuanto a la debilidad de la técnica de cuantificación de vesículas, aunque estas se pueden observar con más facilidad en el microscopio, pero no estima la intensidad en cada punto de observación, de allí que cuando se hacen los análisis estadísticos, suelen indicar que no hay diferencias, toda vez que en algunos puntos de observación puede haber alta intensidad mientras que en otros puede ser nula, esto arroja altos valores de coeficientes de desviación al final del análisis.

Tabla 23. Número de vesículas de HMA en raíces de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Media
Presencia de vesículas (unidades/placa)							
0	2,33 ab (0.57)	15,33 ab (12.0)	2,67 ab (4.61)	2,00 ab (3.46)	5,33 ab (9,23)	2,00 ab (2.00)	4,94 A
27	1,67 ab (1.52)	4,67 ab (5.03)	0,00 b (0.00)	20,00 ab (20.0)	3,00 ab (5.19)	2,33 ab (4.04)	5,28 A
54	8,67 ab (7.02)	0,67 ab (1.15)	2,67 ab (4.61)	3,33 ab (5.77)	5,00 ab (6.08)	0,67 ab (1.15)	3,50 A
80	0,00 b (0.00)	22,33 a (11.6)	0,67 ab (1.15)	1,00 ab (1.73)	8,00 ab (10.5)	2,33 ab (4.04)	5,72 A
Prom	3,17 AB	10,75 A	1,50 B	6,58 AB	5,33 AB	1,83 B	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 137.53%.

## 6.9. SÍNTESIS DE LA COLONIZACIÓN DE LAS PLANTAS DE MAÍZ AL FINAL DEL ENSAYO.

El grado de colonización micorrízica más bajo se encontró en las parcelas donde no hubo inoculación y en éstas se pudo apreciar disminución en la medida que se incrementaron las dosis de fósforo al suelo, es decir, la colonización natural de los HMA nativos presentes en los suelos respondieron negativamente a la fertilización fosfórica en el cultivo de maíz bajo las condiciones edafoclimáticas de la Estación Experimental La Iguana. Este grado de colonización de estas parcelas a pesar de que fueron las más bajas, según la escala propuesta por Grand y Harvey (1982) se les considera adecuadas, ya que están en el rango de moderado (26 – 50%) y alto (51 – 75%) para las parcelas con las dosis más bajas de fósforo (0 y 27 kg\*ha<sup>-1</sup>), sin embargo, con dosis mayores de P, esta colonización descende a baja (1 – 25%), lo cual puede estar explicado por la baja cantidad de esporas nativas en estos suelos, que en análisis previos se encontraron en promedio 26 esporas\*100g<sup>-1</sup> de suelo. A pesar de que hubo colonización natural en todas las parcelas, las cantidades de arbusculos que se presentaron fueron bajas comparadas con los 44% que

reporta Sánchez *et al.*, (2009) en raíces de maíz, lo que indica que no hay diferencias en eficiencia de los HMA entre sí. Ello es producto de la baja cantidad de inóculo presente en el suelo, dejando entrever que se requiere mayor presencia de HMA, por lo cual, las plantaciones de maíz respondieron positivamente a la inoculación. Los morfotipos 4 (*Acualospora mellea*) y 5 (consorcio de especies nativas) mantuvieron mejor grado de colonización, lo que los augura como potenciales inóculos para la producción de biofertilizantes con base en HMA.

## **6.10. ABSORCIÓN DE NUTRIENTES POR LA PLANTA DE MAÍZ.**

La fertilización nitrogenada que se hizo al momento de la siembra no influyó en los parámetros evaluados en esta investigación, así se pudo corroborar con el análisis de covarianza, en la que se compararon las medias de las parcelas donde no hubo fertilización nitrogenada en presembrado versus parcelas donde se aplicaron junto con el fósforo y el potasio, dosis de nitrógeno de 13, 26 y 39 kg.ha<sup>-1</sup>. El análisis de covarianza se les hizo a 234 variables que se evaluaron en el ensayo. Se encontró que el 85% de las covarianzas fueron nulas, es decir no hay dependencia entre las variables, el 11% de las covarianzas arrojaron valores positivos (Anexo 11), indicando que hay dependencia entre las variables, sin embargo, cuando se les hizo el análisis de correlación de Pearson, este arrojó valores inferiores al 50%, es decir, que son otros los factores que influyen en la variabilidad de los parámetros evaluados y no la aplicación de nitrógeno en presembrado incorporada.

### **6.10.1. Nitrógeno.**

**6.10.1.1. Nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** Las mayores y menores concentraciones de nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca del maíz se localizaron en las parcelas donde se utilizaron 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo; el mayor contenido fue de 2.8% y se logró con el morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas), mientras que el menor valor (1.5%) fue encontrado en las parcelas donde no se hizo inoculación micorrízica (M0), como se observa en la Tabla 24. Es de anotar, que las parcelas donde no

se hizo fertilización fosfórica, no habían desarrollado mazorca al momento de muestreo, fueron plantas que se quedaron de muy bajo porte (menos de 100 cm) e incluso, no llegaron a producir grano, por lo tanto, no hay información de éstas parcelas en cuanto al nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca.

Tabla 24. Contenido de nitrógeno en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo en época de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en la hoja opuesta (%)						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	1.60 b (0.33)	2.37 a (0.39)	2.59 a (0.08)	2.26 a (0.16)	2.36 a (0.24)	2.61 a (0.22)	2.30 A
54	1.54 b (0.49)	2.55 a (0.07)	2.81 a (0.28)	2.39 a (0.11)	2.25 a (0.14)	2.88 a (0.13)	2.40 A
80	1.55 b (0.31)	2.39 a (0.14)	2.25 a (0.02)	2.59 a (0.01)	2.49 a (0.07)	2.57 a (0.03)	2.31 A
Prom	1.56 C	2.43 AB	2.55 AB	2.41 AB	2.36 B	2.68 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 9.00%.

La comparación de medias del factor morfotipo en la absorción de nitrógeno, mostraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), se puede observar en la Tabla 24 que esta diferencia está entre sin y con inoculación micorrízica, siendo M0 (sin inoculación) quien arrojó la media interior (1.5%). Entre las medias de las parcelas inoculadas no hubo diferencias estadísticas significativas, en estas sobresale el M5 (Consortio de inóculos), con una media de 2.68%, como se observa en la Tabla 24; estas diferencias indican que hay respuesta a la inoculación para la toma de nitrógeno en la época de floración para el cultivo del maíz, sin embargo, esta absorción depende de otros factores, como por ejemplo, disponibilidad de otros nutrientes en la solución del suelo, por ello, esta diferencia no se ve reflejada en las interacciones de los factores evaluados (dosis de P y morfotipo). El incremento de N en la hoja opuesta a la mazorca por acción de la micorrización se debe al éxito que hubo en la colonización, en todos los casos estuvo por

encima del 50%, esto es acorde con las afirmaciones de Azcón (2000) y Zepeda *et al.*, (2010), en torno a que los HMA contribuyen en la toma de nutrientes del suelo.

En la comparación de medias del factor dosis no se encontraron diferencias estadísticas significativas, como tampoco se encontraron en la combinación de factores (dosis de P y morfotipos), esto indica que otros factores que pueden influir en la toma del N del suelo en esta época del cultivo de maíz. La comparación de medias para el factor dosis de P aplicado se hizo solo con las parcelas que fueron fertilizadas, se excluyeron las no fertilizadas fosfóricamente toda vez que no hubo muestreo en la hoja opuesta de la mazorca, pues no hubo fruto. Esta diferencia entre las fertilizadas y no fertilizadas con P deja claro que este elemento es vital para una buena absorción nitrogenada, en la medida que contribuye energéticamente en la planta en la formación de las moléculas de los ATP (Adenosín trifosfatos), como lo explica Marschner (1986), Taiz y Zeiger (2006), Azcón-Bieto y Talón (2008), quienes resaltan la importancia del P no solo en la producción final fruto, sino en el crecimiento y desarrollo de la planta.

De acuerdo a Epstein y Bloom (2005), por los valores encontrados en esta investigación (1.5 – 2.8%) no hubo deficiencias de este elemento, ya que según este autor, los niveles críticos para el maíz están por debajo de 1.46% de nitrógeno en las hojas. Sin embargo, Reta *et al.*, (2007) y Hao *et al.*, (2010) reportan concentraciones de nitrógeno en cultivos de maíz en suelo de baja oferta nutricional y sin HMA, que oscilaron entre 1.14 y 1.4%, respectivamente, cifras muy por debajo de los que se reportan en esta investigación, lo cual se debe posiblemente a la acción de las HMA en la toma de este elemento de la solución del suelo, ya que se explora un área edáfica mucho mayor en la medida que al área explorada de las raíces se les suma el área que exploran las hifas del HMA, como lo afirma Azcón (2000), Barea (2003), Guerra (2008), Martínez-García (2011), entre otros.

**6.10.1.2. Nitrógeno en las hojas al final del ciclo del cultivo.** En la evaluación del nitrógeno foliar al final del ciclo del cultivo de maíz, se pudo notar, que todos los morfotipos actuaron de manera positiva en la absorción de nitrógeno, incluso hubo

absorción de N en los tratamientos que no fueron inoculados con HMA, pero estos fueron colonizados por los HMA nativos que se encontraban en el campo, con colonización que superan el 50%. En esta evaluación se incluyen las parcelas donde no se hizo aplicación de fósforo, aunque se produjo menor cantidad de biomasa, pudieron también en menor proporción, absorber nitrógeno edáfico, fueron plantas que se micorrizaron en forma natural con los HMA nativos del lote, toda vez que en los suelos rara vez estos son ausentes, alcanzando hasta 81.4% de colonización con el Morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), sin embargo las parcelas que no fueron inoculadas con HMA, tuvieron una colonización del 51.6%, esto refleja la importancia de la inoculación para un mejor desarrollo del cultivo (Tarafdar *et al.*, 2002; Bonfante y Genre, 2008).

Tabla 25. Contenido de nitrógeno foliar en cultivo de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en las hojas al final del ensayo (%)						
0	0.54 a (0.07)	0.70 a (0.24)	0.85 a (0.08)	0.73 a (0.07)	0.85 a (0.23)	0.60 a (0.04)	0.71 B
27	0.63 a (0.10)	0.93 a (0.16)	0.85 a (0.20)	0.73 a (0.20)	1.04 a (0.03)	0.71 a (0.10)	0.81 AB
54	0.75 a (0.12)	1.07 a (0.14)	1.02 a (0.17)	0.83 a (0.14)	0.94 a (0.05)	1.05 a (0.13)	0.94 A
80	0.76 a (0.25)	1.00 a (0.16)	0.99 a (0.06)	0.88 a (0.12)	0.90 a (0.07)	0.91 a (0.16)	0.91 A
Prom	0.67 B	0.93 A	0.93 A	0.79 AB	0.93 A	0.82 AB	0.84

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 17.16%.

En la comparación de las medias del factor dosis de fósforo, se pudo notar que hubo diferencias estadísticas significativas (p<0.001), siendo la dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> la mejor, con una absorción media de 0.94% de nitrógeno. La menor absorción de nitrógeno se logró sin la aplicación de fósforo (P0), con una media de 0.71%. Entre las medias de las parcelas con aplicación de fósforo, no hubo diferencias en la absorción de nitrógeno, como se ilustra en la Tabla 25, lo cual se debió posiblemente a que en el momento de muestreo, las plantas

que no fueron fertilizadas con P, aún estaban en su periodo vegetativo, es decir, aún estaban totalmente verdes.

También se encontraron estadísticamente diferencias significativas ( $p < 0.001$ ) entre los morfotipos utilizados, siendo el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) el que presenta el mayor promedio de absorción de nitrógeno, con 0.9% y el menor el morfotipo 0 (sin inoculación), con una media de 0.6%. Entre los morfotipos no hubo diferencias, pero entre éstos y los no-inoculados, si la hubo. Esto indica que las inoculaciones micorrízicas contribuyen en una mejor toma de nitrógeno edáfico, toda vez que el maíz fue fertilizado con N-amoniaco (Urea), que según Johansen *et al.*, (1993), Frey y Schuepp (1993), Bago *et al.*, (2001), el amonio suele ser la forma más apetecida por los HMA y es la forma como más abunda en el suelo; esta condición ayuda a la planta a nutrirse mejor, lo que se verá reflejado posteriormente en la producción de grano, en este sentido, López (2010) deja plasmada la importancia de los microorganismos en la nutrición de las plantas y Lora (2010) conceptúa que las plantas requieren de unas cantidades mínimas de nutrientes para producir follaje y fruto y estas están en el suelo, que muchas veces dependen de los microorganismos para su disponibilidad.

Aunque en la interacción Dosis\*morfotipo no hubo diferencias de significancia estadística, se pudo notar que la combinación morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo es donde se logra la mayor absorción de nitrógeno, con una media de 1.07% en las hojas; la menor absorción de nitrógeno fue de 0.54% y se obtuvo en las parcelas sin inoculación (M0) y sin aplicación fosfórica (P0), como se puede apreciar en la Tabla 25. En todos los casos, estos resultados están por debajo de los 1.46% de nitrógeno foliar que reporta Epstein y Bloom (2005), también están por debajo de los 1.06 – 1.14% que reporta Reta *et al.*, (2007) en cultivos de maíz en suelos de baja fertilidad, solo un tratamiento supera esta media. En trabajos similares, Hao *et al.*, (2010) reporta concentraciones de 1.4% de nitrógeno foliar en maíz. Estas diferencias radican principalmente en que los suelos de la Estación experimental La Iguana son de baja oferta nutricional, no solo en nitrógeno, sino de todos los minerales nutrientes, como se pudo

observar en los análisis químicos de suelos. Esta baja oferta nutricional conlleva a que las plantaciones de maíz en estas zonas, tengan una baja producción, que rara vez supera los  $2000 \text{ kg*ha}^{-1}$  (Vielma *et al.*, 2005) Trabajos similares en Alfisoles venezolanos, sin micorrización pero abonados orgánicamente, pudieron lograr 1.69% de nitrógeno en las hojas, no utilizaron HMA, pero ayudaron a la planta de maíz con abonos orgánicos (gallinaza) (Arrieche, 2008).

**6.10.1.3. Nitrógeno en el tallo.** Este se vio afectado por el factor dosis de fósforo aplicadas, entre las medias de este factor se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), siendo el nivel 0 o sin aplicación de fósforo donde se presentó la menor media de absorción de nitrógeno en el tallo, con 1.46%, mientras que  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  fue la dosis de fósforo que más influyó en la acumulación de nitrógeno en el tallo, con una media de 1.98%. Entre las medias de los niveles que incluyeron aplicación de fósforo, no hubo diferencias significativas en la absorción de nitrógeno; entre estos, la dosis intermedia de fósforo ( $54 \text{ kg*ha}^{-1}$ ) fue la mejor, como se puede apreciar en la Tabla 26. Aunque esta diferencia no se refleja en la interacción, el incremento de N en el tallo, posiblemente se deba a que la planta requiere de mayor cantidad de fósforo como fuente energética para sus funciones vitales y seguramente los  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  ayudados con los hongos formadores de micorrizas, fueron suficientes para satisfacer las necesidades de la planta de maíz bajo las condiciones de la Estación Experimental La Iguana, esto concuerda con trabajos de Marschner *et al.*, (2003) y Pagani *et al.*, (2008) quien afirma que los entes biológicos del suelo contribuyen en la nutrición de las plantas, muchas veces solubilizando, otras veces fijando o transportando nutrimentos.

El factor morfotipo también influyó en la concentración de nitrógeno en el tallo, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), lo que indica que la presencia de nitrógeno en el tallo es favorecido por la colonización micorrízica, que en todos los casos fue superior al 50%. El mejor contenido de N en el tallo se logró con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y el menor con el morfotipo 0 o sin inoculación, cuyas medias fueron 1.9 y 1.2%, respectivamente. Entre los niveles que incluyeron la inoculación micorrízica,

no hubo diferencias entre sus medias de nitrógeno en el tallo, sin embargo se puede notar que el mejor morfotipo es el 4 (*Acaulospora mellea*), ya que se encuentra relacionado con los mejores contenido de N en el tallo.

Tabla 26. Contenido de nitrógeno en el tallo de la planta de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en el tallo (%)						
0	1.06 a (0.19)	1.63 a (0.25)	1.42 a (0.28)	1.48 a (0.24)	1.61 a (0.17)	1.59 a (0.22)	1.47 B
27	1.28 a (0.36)	1.79 a (0.36)	1.38 a (0.42)	1.59 a (0.47)	2.23 a (0.26)	1.71 a (0.70)	1.66 AB
54	1.38 a (0.68)	1.95 a (0.59)	2.44 a (0.31)	2.12 a (0.22)	1.91 a (0.73)	2.10 a (0.54)	1.98 A
80	1.35 a (0.14)	2.08 a (0.25)	1.87 a (0.87)	1.88 a (0.63)	1.92 a (0.17)	1.71 a (0.21)	1.80 AB
Prom	1.27 B	1.86 A	1.78 AB	1.77 AB	1.92 A	1.78 AB	1.73

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 26.05%.

A pesar que en la combinación de factores o interacción Dosis\*morfotipos la concentración de nitrógeno en el tallo osciló entre 1.06 y 2.44%, no hubo diferencias de significancia estadística, pero se puede observar en la Tabla 26, que la combinación de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) suelen ser los mejores, con una media de 2.44% de nitrógeno en el tallo. Esta diferencia es de tener en cuenta no solo en la producción de grano, sino también cuando se produce maíz con fines de ensilar o para alimentar animales, ya que el contenido de nitrógeno es un factor a tener en cuenta en la calidad de material verde que se utiliza en estos casos, como lo sugiere Soto *et al.*, (2002), cuando evalúa calidad del maíz con fines de ensilaje.

La concentración máxima obtenida en el tallo fue de 2.4% cantidad que está por debajo de la media que proponen Castro y Gómez (2010), según ellos, la concentración de N en la planta de maíz debe estar entre 2.7 – 3.2%. Esta deficiencia se debe posiblemente a que la planta no pudo absorber lo suficiente hasta el final del cultivo y almacenarlo en este

órgano. Sin embargo, se supera la media alcanzada por Arrieche (2008) en Alfisoles venezolanos, quien pudo encontrar concentraciones de 1.69%, esta diferencia pudo haber sido por la presencia de HMA en esta investigación, no solo las que se inocularon, sino las que colonizaron en forma natural por que en el campo estaban presentes, quizás, esto pudo contribuir en la toma de N por la planta de maíz.

**6.10.1.4. Nitrógeno en la Raíz.** El contenido de nitrógeno en las raíces es bastante bajo, está por debajo del 1% con la excepción de una sola parcela que incluye la combinación de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), cuyo valor es de 1.15%, el resto de parcelas está por debajo 0.85% de nitrógeno en este tejido, como se puede apreciar en la Tabla 27. Estos valores de acuerdo a los reportes de Epstein y Bloom (2005) son bajo. Estadísticamente el factor dosis de fósforo no influyó en la concentración de nitrógeno en la raíz, pero se puede ver el sesgado de la mayor concentración de N cuando se aplican 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, en este caso, se ve una correlación directa dosis de P versus N en la raíz. La cantidad de N en la raíz suele tener poca importancia, toda vez que este órgano no es cosechado, pero en el suelo podría ser una fuente de nutrientes cuando entran al proceso de mineralización, en este sentido, Cabrales (2008) sostiene que parte de las riquezas que las plantas ofertan al suelo en su proceso de mineralización, pueden estar no solo en la parte aérea, sino en sus raíces.

El factor morfotipo, tampoco influyó de manera significativa entre los contenidos de N en la raíz, sin embargo, se puede notar que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se logra la mayor concentración (0.82%) de N en este órgano, mientras que el menor tenor se obtiene cuando no se hace inoculación micorrízica, llegándose a encontrar 0.42%. Este bajo contenido de N en las raíces se debe a que gran parte del N absorbido por su alta movilidad, se trasloca al resto de la planta, posiblemente se atenúa más, cuando la planta absorbe poca cantidad del elemento en el suelo, pero cuando la planta es ayudada con fertilización y/o ayuda biológica como los HMA, puede almacenar un poco más de este elemento, de allí que haya una tendencia de encontrarse más N en aquellas plantas que fueron inoculadas con estos hongos, como se observa en la Tabla 27. Estos resultados están

acorde a las afirmaciones de Whitehead (2000) y Woomer *et al.*, (2002), quienes afirman que la eficiencia de la nutrición de las plantas depende principalmente de la disponibilidad de los nutrientes en el suelo y cuando estos son deficitarios, hay que agregarlos, aunque la biota del suelo puede contribuir de cierta manera en la entrega de estos nutrimentos a la planta.

Tabla 27. Contenido de nitrógeno en la raíz del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en la raíz (%)						
0	0.36 a (0.13)	0.38 a (0.10)	0.57 a (0.14)	0.50 a (0.03)	0.70 a (0.17)	0.45 a (0.10)	0.49 A
27	0.41 a (0.18)	0.73 a (0.13)	0.60 a (0.22)	0.82 a (0.07)	0.81 a (0.08)	0.47 a (0.18)	0.64 A
54	0.36 a (0.13)	0.43 a (0.31)	0.63 a (0.09)	0.86 a (0.17)	1.16 a (1.22)	0.50 a (0.14)	0.66 A
80	0.57 a (0.04)	0.70 a (0.08)	0.75 a (0.07)	0.65 a (0.04)	0.64 a (0.07)	0.84 a (0.13)	0.69 A
Prom	0.43 A	0.56 AB	0.64 AB	0.71 AB	0.83 A	0.57 AB	0.62

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 45.98%.

En la combinación de factores o interacción Dosis\*morfotipo, tampoco hubo diferencia estadística de significancia, pero se puede ver que la mejor combinación para lograr la mayor cantidad de N (1.15%) en las raíces se logra con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, como se observa en la Tabla 27. Las concentraciones de N en las raíces fueron bajas, todas con la excepción de una sola parcela, estuvieron por debajo de 0.9%, estas cifras son inferiores a 1.46% que según Epstein y Bloom (2005) debe contener una planta de maíz bajo condiciones normales de suelos de moderada fertilidad. Esta baja concentración indica que la planta de maíz almacena muy poca cantidad de N en sus raíces, además, los suelos de la Estación Experimental La Iguana, son de muy baja oferta en este elemento, toda vez que son pobres en materia orgánica y arenosos, condiciones que contribuye a que parte del N que se mineraliza sea lixiviado, por lo tanto puede ser deficitario y la planta manifestaría síntomas de deficiencia

del mismo, lo que visiblemente se observaría como amarillamiento, baja producción de área foliar, entre otros (Taiz y Zeiger, 2006; Azcón-Bieto y Talón, 2008).

**6.10.1.5. Nitrógeno en el grano.** La evaluación del nitrógeno en el grano de maíz, arrojó concentraciones entre 1.0 y 1.59%. Las parcelas sin aplicación de P no produjeron grano, por lo que su producción fue cero (0) y los valores reflejados en este análisis, obedecen solamente a las parcelas que produjeron grano. Esta nula producción de algunas parcelas (sin aplicación de P) corrobora las afirmaciones de Casanova (2002) y Lora (2010), en torno a que el P es un elemento limitante de la producción, su carencia inhibe o disminuye la multiplicación celular, por lo tanto, una planta con deficiencias de P, tendrá no solo bajo crecimiento, sino, también una baja productividad y en casos extremos, puede no producir fruto.

La concentración de N en el grano no fue afectada por las dosis de fósforo aplicadas, su variación fue muy estrecha 1.22 a 1.35%. La diferencia que se muestra en el análisis estadístico se debe a que la dosis  $0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  o sin aplicación de P, no produjo grano, por ende, la concentración de N en el grano para estas parcelas será cero, como se observa en la Tabla 28. Sin embargo, entre las medias del factor morfotipo, hubo diferencias estadísticas de significancia ( $p < 0.05$ ); los reportes de concentraciones nulas, se debe a que parcelas donde no se hizo aplicación de P no produjeron grano, por lo tanto entre éstas y el resto, si hay diferencias significativas ( $p < 0.05$ ), esto deja entrever que la aplicación de P es quien regula la producción de grano, y en menor rigor lo hacen los HMA, aunque entre morfotipos no hubo diferencias, se puede observar en la Tabla 28, que el morfotipo 5 (Consortio de especies nativas) sobresale con una media de 1.42%, mientras que sin inoculación micorrízica se obtiene el menor valor de 1.09%, esta diferencia aunque baja, obedece a que el alto grado de colonización micorrízica en todas las parcelas que fue superior al 50%, pudo contribuir en la toma de N que es de alta movilidad en el suelo y que las raíces lo pueden tomar con facilidad y cuando los HMA están presentes, la absorción se incrementa. Esto concuerda con las afirmaciones de Covacevich *et al.*, (2006), en torno a que los HMA contribuyen en la toma de nutrientes de la solución del suelo.

Tabla 28. Contenido de nitrógeno en el grano de maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en el grano (%)						
0	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0
27	1.10 ab (0.10)	1.60 ab (0.19)	1.23 ab (0.19)	1.23 ab (0.19)	1.42 ab (0.14)	1.54 ab (0.16)	1.35 A
54	1.09 ab (0.14)	1.12 a (0.18)	1.28 ab (0.12)	1.36 ab (0.09)	1.19 ab (0.31)	1.30 ab (0.15)	1.23 A
80	1.08 b (0.25)	1.28 ab (0.06)	1.49 ab (0.23)	1.33 ab (0.05)	1.29 ab (0.06)	1.42 ab (0.22)	1.32 A
Prom	1.09 B	1.33 A	1.33 A	1.30 AB	1.30 AB	1.42 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 12.72%.

En la evaluación de la combinación de factores o interacción dosis\*morfotipo, se puede ver que entre las parcelas inoculadas no hubo diferencias (Tabla 28), no se incluyó para el análisis las parcelas sin fertilización fosfórica, debido a que su producción fue cero, por lo tanto no hay concentración de N en el grano. Es de anotar, que cuanto más N tenga el grano, seguramente para la alimentación y la industria pueda resultar de mejor calidad, por lo que el uso de HMA en cultivos maíz, puede incrementar esta concentración de nitrógeno en el grano. En esta combinación se puede apreciar que con el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo se logra la máxima concentración de N en el grano, con una media de 1.59%, mientras que con 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación, escasamente se obtiene 1.08%. Las concentración de N logradas en el grano de maíz a pesar de que se cultivó en suelos de baja oferta nutricional, son aceptables, ya que en suelos de oferta moderada y fertilizados con NPK, Serna (2009) obtuvo concentraciones promedias de 1.6% de N en el grano de maíz. Lo anterior indica que los HMA pueden ayudar a nutrir al grano en la medida que favorecen la toma de nutrientes del suelo. Las plantas no micorrizadas, solo llegaron a concentrar 1.1% de N en el grano.

**6.10.1.6. Nitrógeno en la tusa.** En la evaluación del nitrógeno en la tusa, se pudo notar una tendencia similar a las reportadas en el grano, no hay diferencias entre las medias del factor dosis de fósforo aplicadas, el análisis estadístico se hizo solo para las parcelas fertilizadas con fósforo. Entre los morfotipos, se encontró diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ) en la concentración de N en la tusa, se puede ver que el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) es quien hace que en la tusa haya más concentración de este elemento, alcanzando tenores de 0.94%, como se observa en la Tabla 29. Con la inoculación micorrízica se puede incrementar el contenido de N en la tusa entre 35 – 66%, condición de importancia cuando este subproducto es utilizado en la alimentación animal o para la producción de concentrados, en este sentido, Méndez *et al.*, (2004) encontró que la tusa es baja en proteínas y cuando se utiliza en alimentación animal de rumiantes (ovinos), se les debe enriquecer no solo en proteínas, sino en los demás nutrimentos que requieren los animales.

Tabla 29. Concentración de nitrógeno en la tusa del maíz micorrizado y diferentes dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Nitrógeno en la hoja opuesta (%)						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.54 ab (0.27)	0.99 a (0.34)	0.79 ab (0.09)	0.81 ab (0.11)	0.88 a (0.12)	0.79 ab (0.14)	0.80 A
54	0.57 ab (0.04)	0.76 ab (0.08)	1.08 a (0.27)	0.97 a (0.13)	0.96 a (0.19)	0.75 ab (0.23)	0.85 A
80	0.59 ab (0.13)	0.78 ab (0.09)	0.89 a (0.21)	1.05 a (0.37)	0.69 ab (0.00)	0.78 ab (0.05)	0.80 A
Prom	0.56 B	0.84 A	0.91 A	0.94 A	0.84 A	0.77 AB	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 22.70%.

El análisis de la combinación de factores o interacción dosis\*morfotipo, se pudo notar igual comportamiento que el N en el grano, aparecen concentraciones nulas, que corresponden a las parcelas que no recibieron aplicaciones de P, sin embargo, entre las

parcelas que recibieron las dosis de P, no hubo diferencias estadísticas significativas, como se muestra en la Tabla 29. Cuando se comparan las medias de todos los tratamientos, se pueden apreciar que hay no diferencias significativas entre parcelas, siendo las dosis medias y bajas en fósforo, las que resultaron ser las mejores aliadas para la mejorar el contenido de N en la tusa. En éstas se puede observar que la mejor combinación es 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), quienes reportan una concentración de N en la tusa de 1.07% y la combinación de menor tenor de N fue 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación, con 0.54%.

En el análisis de Nitrógeno en los diferentes órganos de la planta del maíz, se pudo notar que las parcelas con el morfotipo 0 o sin inoculación micorrízica, siempre estuvo por debajo de los tratamientos con inoculación micorrízica, lo que deja entrever que los HMA ayudan a mejorar la concentración de nitrógeno en los órganos de la planta de maíz.

### **6.10.2. Fósforo.**

**6.10.2.1. Fósforo en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** La concentración de este elemento en la hoja opuesta a la mazorca osciló entre 0.12% encontrada en la parcela con 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipos 5 (Consortio de especies nativas), y 0.16% en la parcela con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*). Las parcelas cuya concentración se reporta como nula, se debió a que no hubo hoja opuesta de mazorca al momento de muestreo para esta variable. Entre los valores encontrados en cada parcela, no hubo diferencias estadística significativas, pero se puede observar que con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> hubo mejor absorción de fósforo en esta hoja, posiblemente se deba a que con menor dosis de fósforo, se haya activado poco la simbiosis micorrízica y con ello, se haya logrado expandir mucho más la red de hifas y así explorar más suelos, encontrándose quizás mayor cantidad de este elemento para tomarlo y transportarlo hacia la planta de maíz. En los tratamientos que tenían 54 y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, se puede notar que hubo una disminución en la toma de este elemento, en la hoja opuesta de la mazorca; posiblemente en estas parcelas, por haber mayor cantidad de fósforo, la toma del elemento

gracias a la simbiosis haya sido menor, comparada con las parcelas que recibieron 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, aunque se pudo constatar un alto grado de colonización que en promedio fue de 67% para cuando se utilizaron altas dosis de fósforo y de 72% cuando se utilizaron las bajas dosis. Estos resultados son acorde a los reportes de Toro *et al.*, (2001), Bi *et al.*, (2004), Smith y Read (2008), Villate (2012), entre otros, quienes han indicado que los HMA hacen mejor la simbiosis con bajos contenidos de fósforo en el suelo.

La comparación de las medias de los niveles del factor morfotipo, indica que no hubo diferencias de significación, sin embargo, en la Tabla 30, se puede ver que el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) mostró el mayor valor de P en esta hoja (0.14%), mientras que en las parcelas sin inoculación, la media fue de 0.13% de P en esta hoja. Esta similitud entre los morfotipos, para esta variable (fósforo total en la hoja opuesta a la mazorca), indica que cualquier morfotipo podría ser utilizado para la toma de este elemento, sin embargo, también ha de tenerse en cuenta que la multiplicación monospórica suele ser más tediosa que la del consorcio de inóculos (mezclas de morfotipos). Estos resultados contradicen los reportes de Rakshit y Bhadoria (2010), quien en ensayos donde agregó fósforo a plantas de maíz micorrizadas, estas incrementaron de 0.07 a 0.22% el P en la planta.

Tabla 30. Contenido de fósforo total en la hoja opuesta a la mazorca de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en la hoja opuesta a la mazorca (%)						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.13 a (0.03)	0.16 a (0.03)	0.15 a (0.00)	0.16 a (0.02)	0.16 a (0.00)	0.16 a (0.01)	0.15 A
54	0.13 a (0.01)	0.13 a (0.01)	0.13 a (0.00)	0.13 a (0.02)	0.13 a (0.00)	0.12 a (0.02)	0.13 B
80	0.13 a (0.02)	0.14 a (0.02)	0.14 a (0.01)	0.14 a (0.04)	0.14 a (0.04)	0.14 a (0.01)	0.14 AB
Prom	0.13 A	0.14 A	0.13 A	0.14 A	0.14 A	0.14 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 21.12%.

En las medias arrojadas en cada uno de los niveles del factor dosis de fósforo, se puede apreciar que hubo diferencia estadística significativa ( $p < 0,05$ ), encontrándose que la mejor dosis fue  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, y la peor fue la de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , pero entre ésta y la de  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  no hubo diferencias estadística, como se observa en la Tabla 30. Esto deja entrever que una baja dosis de fósforo puede contribuir a un mejor desarrollo de la asociación micorrízica y con ella, se puede compensar la toma de fósforo del suelo, como se pudo constatar en el grado de colonización que para las parcelas con  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de P fue donde se presentaron las mejores grados de colonización (72%); pero hay la necesidad de hacer aplicación de este elemento, ya que el suelo es extremadamente pobre y el hongo, no produce fósforo, solo ayuda a captarlo de los sitios donde está disponible en el suelo, de lo contrario, este será deficitario y la planta mostrará sus deficiencias y en casos extremos, como los encontrados en esta investigación, las parcelas pueden no ser exitosas en el crecimiento y mucho menos producir grano. Esto concuerda con lo que sugiere Woomer *et al.*, (2002) en cuanto a la necesidad de adicionar al suelo los nutrientes que la planta necesita para lograr buen desarrollo de la misma y ello contribuye de manera indirecta a una mejor actividad biológica del suelo.

En la combinación de factores o interacción de dosis\*morfotipo no hubo diferencias significativas, sin embargo, en la Tabla 30 se puede apreciar que las parcelas donde se aplicaron  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, siempre mostraron mayor absorción de este elemento y dentro de estas, el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) mostró ser más eficiente sin diferencias estadísticas significativas, lo cual indica que cualquiera de los morfotipos evaluados o el consorcio de especies, se pueden utilizar para mejorar la toma del P del suelo en un cultivo de maíz. Al respecto, Toro *et al.*, (2000); Toro *et al.*, (2008); Sylvia, (2013), manifiestan que para que haya simbiosis y ésta sea funcional, debe haber en el suelo bajos contenidos de fósforo, de lo contrario, puede no darse la simbiosis, aunque en el suelo exista o se aplique el hongo formador de micorrizas.

En todos los casos, los resultados obtenidos en esta investigación están por debajo de 0.28 – 0.5% de fósforo que reporta Faggioli y Freytes (2008) en muestras aéreas de maíces

micorrizados en suelos de fertilidad moderada (contenidos medios en fósforo), en este caso, la planta toma por sí sola los nutrientes edáficos, además, la simbiosis micorrízica contribuye con la nutrición de la misma. Pero en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, hay poca oferta de este elemento y la planta tomaría muy poco sin la ayuda de los HMA. En este sentido, Toro *et al.*, (2000), Rillig *et al.*, (2003), Pattinson *et al.*, (2006) y Toro *et al.*, (2008), entre otros, consideran que bajo condiciones de bajos contenidos de P en el suelo, los HMA pueden ser una opción para mejorar la toma de este elemento, en la medida que sus hifas exploran áreas donde las raíces no alcanzan a llegar (Smith *et al.*, 2003; Bucking y Shachar-Hill, 2005; Farahani *et al.*, 2008).

**6.10.2.2. Fósforo en las hojas al final del ciclo del cultivo.** El contenido de fósforo en las hojas al final del ensayo (todas las hojas) fue bastante bajo, no alcanzó en ninguno de los casos a 0.1%, que según escala de nutrimentos en las hojas propuestas por Epstein y Bloom (2005), son muy bajos, lo cual repercute de manera negativa en la producción de grano. Entre las medias del factor morfotipo como en la interacción dosis\*morfotipos, no hubo diferencias estadísticas significativas, como se puede apreciar en la Tabla 31, lo cual indica que dicha combinación bajo las condiciones edofoclimáticas de la Estación Experimental La Iguana, no hay respuestas.

En la comparación de las medias de factor dosis se pudo observar que hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  la mejor dosis, aunque entre ésta y  $0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  no hubo diferencias. Esta similitud estadística indica que posiblemente las plantas con el nivel  $0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, fueron plantas de bajo crecimiento y sin producción, que se mantuvieron en estado vegetativo hasta el final del ensayo sin gasto de P en la formación y desarrollo del fruto, hayan acumulado el P en sus hojas y no lo haya gastado en los frutos, lo que eventualmente pudo contribuir a que parte del fósforo absorbido, haya sido acumulado en mayor proporción en la parte aérea. En este sentido, Taiz y Zeiger (2006) y Azcón-Bieto y Talón (2008), consideran que la planta contiene la máxima concentración de elementos tomados del suelo cuando esta aun verde

(periodo de floración), que luego es redistribuido al resto del vegetal y esto fue lo que posiblemente sucedió con las plantas que no desarrollaron mazorca.

Tabla 31. Contenido de fósforo total en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en las hojas de la mazorca al final del ensayo (%)						
0	0.06 a (0.00)	0.07 a (0.01)	0.07 a (0.01)	0.07 a (0.01)	0.07 a (0.02)	0.06 a (0.01)	0.07 A
27	0.05 a (0.00)	0.05 a (0.01)	0.04 a (0.00)	0.06 a (0.01)	0.05 a (0.00)	0.05 a (0.00)	0.05 B
54	0.07 a (0.02)	0.05 a (0.01)	0.07 a (0.00)	0.06 a (0.00)	0.08 a (0.01)	0.07 a (0.01)	0.07 A
80	0.08 a (0.02)	0.05 a (0.00)	0.06 a (0.03)	0.06 a (0.01)	0.05 a (0.01)	0.06 a (0.01)	0.06 AB
Prom	0.06 A	0.06 A	0.06 A	0.06 A	0.06 A	0.06 A	0.06

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 25.93%.

Aunque entre las concentraciones de P en la hoja al final del cultivo no hubo diferencias estadísticas significativas, se puede notar que las dosis de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> fueron las que mostraron las menores concentraciones de P, lo cual se debe posiblemente a que bajo estas condiciones de baja cantidad del elemento en el suelo, la planta no absorbió suficiente cantidad para el llenado del grano que pudo haber gastado en este órgano. Esto es coherente con las afirmaciones de Delgado *et al.*, (2004), quienes consideran que el gasto de P para la formación y llenado de la mazorca es tomado de las hojas y las plantas fertilizadas con bajas dosis, no alcanzaron a absorber cantidad suficiente para dicha función metabólica.

La concentración de P en las hojas al final del periodo del cultivo, no llegaron a 0.1 %, esto indica que es muy bajo (Epstein y Bloom, 2005), valores que están muy por debajo de los que reporta Faggioli y Freytes (2008) en la parte aérea del maíz micorrizado en suelos de baja fertilidad pero que suelen ser fertilizados con NPK, lo cual se debe posiblemente al bajo tenor del P en los suelos de la Estación Experimental La Iguana.

También están por debajo de los 0.25% que reporta Arrieche (2008) en suelos venezolanos, aunque sus suelos fueron fertilizados convencionalmente y abonados con gallinaza.

**6.10.2.3. Fósforo en el tallo.** El contenido de fósforo en el tallo también fue bastante bajo, osciló entre 0.03 y 0.05% para las combinaciones sin inoculación y sin fertilización fosfórica, y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo con el morfotipo 5 (Consortio de especies nativas), respectivamente. Estadísticamente, los factores evaluados (dosis, morfotipos y la combinación dosis\*morfotipos) no influyeron en la acumulación de este elemento en el tallo del maíz. Sin embargo, en la Tabla 32, se puede apreciar que las medias del factor dosis, se incrementan la cantidad de fósforo aplicado, sin diferencias estadísticas significativas. Esto concuerda con las afirmaciones de Lora (2010), quien afirma que la planta mejora su absorción en la medida que el elemento está disponible en el suelo, lo cual aplica para todos los nutrientes que la planta requiere.

Tabla 32. Contenido de fósforo total en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en el tallo al final del ensayo (%)						
0	0.03 a (0.01)	0.04 a (0.00)	0.04 a (0.00)	0.04 a (0.00)	0.05 a (0.01)	0.05 a (0.01)	0.04 A
27	0.03 a (0.00)	0.06 a (0.03)	0.06 a (0.02)	0.05 a (0.03)	0.05 a (0.02)	0.05 a (0.02)	0.05 A
54	0.04 a (0.01)	0.05 a (0.03)	0.05 a (0.02)	0.06 a (0.03)	0.06 a (0.02)	0.06 a (0.03)	0.05 A
80	0.04 a (0.00)	0.06 a (0.02)	0.05 a (0.02)	0.06 a (0.03)	0.06 a (0.03)	0.06 a (0.02)	0.05 A
Prom	0.04 A	0.05 A	0.05 A	0.05 A	0.05 A	0.05 A	0.05

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consortio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 49.69%.

Para el caso del factor morfotipo, sin diferencias estadísticas significativas, indica que, cualquiera de los inóculos utilizados en la investigación, hacen que la planta de maíz almacene en su tallo una concentración similar, pero, para seleccionar el morfotipo, es bueno también tener en cuenta la facilidad y eficiencia de la multiplicación, para este caso,

multiplicar el Consorcio de especies nativas, suele ser más fácil y menos tedioso que multiplicar un monospórico o monoespecífico, ya que en este último hay que tener el cuidado de no contaminar el inóculo.

En todos los casos, estas medias están muy por debajo de las que se reportan en suelos venezolanos en la parte aérea del maíz (0.25%) (Arrieche, 2008), también están por debajo de la media que propone Castro y Gómez (2010) y Basantes (2012) para los maíces comerciales. La baja concentración se debe principalmente a la baja oferta que los suelos de la Estación Experimental La Iguana ofrecen en este elemento, ya que si el suelo lo tiene, quizás los HMA se encargarían de llevarlo a la planta y este se reflejaría en los análisis posteriores incluso al final del ensayo.

**6.10.2.4. Fósforo en la raíz.** El contenido de este elemento en la raíz del maíz fue bajo, osciló entre 0.07 y 0.09%, con las combinaciones de los factores y niveles de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas) respectivamente. La comparación de medias del factor dosis, mostró que no hubo diferencias estadísticas significativas, como se puede apreciar en la Tabla 33. Esto indica que posiblemente la fertilización fosfórica hasta las dosis utilizadas, no influyen en la acumulación del elemento en las raíces, a pesar de que hubo un alto grado de colonización micorrízica en el ensayo, sin embargo, en otros órganos como la hoja opuesta a la mazorca, se pudo apreciar las diferencias de la acumulación de este elemento por efecto de las aplicaciones de los fertilizantes fosfóricos.

En la evaluación del factor morfotipo, se pudo notar que hubo diferencias significativas ( $p < 0.008$ ) entre ellos, lográndose posicionar como mejor, el morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas) con una media de 0.08%, aunque entre ésta y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), no hubo diferencias. El morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) fue el que menos influyó para que la raíz almacenara fósforo, cuya media fue de 0.07%. Esta diferencia indica, que el desarrollo simbiótico y la eficiencia en la toma de P difiere entre

morfotipos, lo que podría utilizarse como guía para la selección de especies de HMA en el manejo del cultivo de maíz.

Tabla 33. Contenido de fósforo total en las raíces del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en las raíces (%)						
0	0.08 a (0.00)	0.07 a (0.00)	0.07 a (0.01)	0.08 a (0.00)	0.09 a (0.00)	0.09 a (0.01)	0.08 A
27	0.08 a (0.01)	0.07 a (0.00)	0.08 a (0.00)	0.08 a (0.00)	0.07 a (0.00)	0.08 a (0.01)	0.08 A
54	0.07 a (0.00)	0.08 a (0.00)	0.07 a (0.00)	0.08 a (0.01)	0.09 a (0.01)	0.09 a (0.01)	0.08 A
80	0.07 a (0.01)	0.07 a (0.00)	0.07 a (0.00)	0.08 a (0.01)	0.07 a (0.01)	0.08 a (0.01)	0.08 A
Prom	0.08 B	0.07 B	0.07 B	0.08 AB	0.08 AB	0.09 A	0.08

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 13.49%.

En todos los casos, la concentración de P en las raíces fue baja, no superó el 0.1%, esto indica que la oferta de este elemento fue baja, aunque se haya fertilizado y se haya utilizado ayuda biológica. La primera, seguramente no fue suficiente, bien porque se haya fijado a los coloides o haya reaccionado con el hierro y/o aluminio y se haya precipitado (Zapata, 2006; Fuentes, 1999), en todo caso fue insuficiente. La segunda, si no hay suficiente cantidad disponible en el suelo, el hongo por mucho que explore, posiblemente no encuentre la cantidad necesaria para la satisfacción de la planta, ya que el hongo solo transporta, no produce el elemento (Toro *et al.*, 2000; Toro *et al.*, 2008; Smith y Read, 2008), esta sería la explicación del por que estos valores están por debajo de los 0.15% que reporta Kyveryga y Blackmer (2013) en raíces del cultivo de maíz. También están por debajo de los 0.3% que reporta Faggioli y Freytes (2008) en raíces de maíces en suelos maiceros de que son fertilizados con NPK.

**6.10.2.5. Fósforo en el grano.** El contenido de este elemento osciló entre 0.07 y 0.16%, aunque bajos (Epstein y Bloom, 2005), se puede considerar aceptables, toda vez que

son suelos de baja oferta en este elemento. Estadísticamente se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.001$ ) entre las medias del factor dosis de fósforo, principalmente entre sin y con aplicación, lo cual se debe a que las parcelas sin fertilización fosfórica no produjeron mazorca. Entre las parcelas fertilizadas, no hubo diferencias estadísticas significativas, sin embargo, se pudo notar que con el incremento de las dosis de fósforo, se incrementó el contenido de este elemento en el grano, como se observa en la Tabla 34, este incremento, sugiere que la absorción y el transporte de fósforo del suelo al grano, se ve favorecido por las concentraciones que en el suelo haya, como lo afirma Epstein y Bloom (2005), Lora (2010), entre otros.

Tabla 34. Contenido de fósforo total en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en el grano del maíz al final del ensayo (%)						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.10 a (0.05)	0.13 a (0.01)	0.12 a (0.01)	0.11 a (0.02)	0.13 a (0.01)	0.15 a (0.00)	0.12 A
54	0.09 a (0.07)	0.16 a (0.01)	0.15 a (0.02)	0.14 a (0.00)	0.12 a (0.02)	0.16 a (0.04)	0.14 A
80	0.08 a (0.05)	0.16 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.17 a (0.01)	0.13 a (0.01)	0.16 a (0.04)	0.14 A
Prom	0.09 B	0.15 A	0.14 A	0.14 A	0.12 AB	0.15 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 27.96%.

En la comparación de medias del factor morfotipo, se pudo notar que hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo los mejores morfotipos 5 (Consorcio de especies nativas) y 1 (*Scutellospora pellucida*), con una media de 0.15% de fósforo en el grano, mientras que la media más baja (0.09%) se encontró en el morfotipo 0 (sin inoculación). Las diferencias estadísticas significativas solo se encontraron entre las plantas inoculadas y las no inoculadas. Entre las primeras, no hubo diferencias estadísticas, pero se puede ver en la Tabla 34, que los morfotipos 5 (Consorcio de especies nativas) y 1 (*Scutellospora pellucida*) sobresalen sobre los demás morfotipos. Ante esta respuesta, se

puede sugerir que el uso del morfotipo 5 (Consortio de especies nativas) resultaría más práctico, toda vez que su multiplicación suele ser más fácil que la multiplicación monospórica de este hongo formador de micorrizas.

Al evaluar la combinación de los factores o interacción dosis\*morfotipo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, cuyos valores oscilaron entre 0.07 y 0.16% de P en el grano, logrados con las combinaciones 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación micorrízica (M0) y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 3 (*Glomus leptotichum*), respectivamente (Tabla 34). Quizás esta (contenido de P en el grado) sea una las características de calidad que más interesa cuando se trata de producir grano para la alimentación humana e incluso animal.

En todos los casos, esta concentración está por debajo de los 0.51% que reporta Serna (2009) en grano de maíz comercial fertilizado con NPK, también están por debajo de 0.29% que reporta la FAO (2013) como promedio de varios maíces comerciales. Esta baja concentración de P en el grano, se debe posiblemente a la baja oferta del elemento que ofrecen los suelos de la Estación Experimental La Iguana y quizás la fertilización utilizada no fue suficiente para su acumulación en el grano. A pesar de ello, con el uso de HMA se pudo incrementar la producción de grano en más del 100% del promedio de la zona que esta alrededor de 2000 kg\*ha<sup>-1</sup> (Vielma *et al.*, 2005).

**6.10.2.6. Fósforo en la tusa.** El contenido de fósforo en la tusa resultó ser muy bajo (Epstein y Bloom, 2005), estuvo por debajo de 0.13%, como se puede apreciar en la Tabla 35. Esto indica que como subproducto suele no ser de mucha importancia para la alimentación animal o producción de concentrados. En este sentido, Méndez *et al.*, (2004) consideran que la tusa se puede utilizar como sustrato en la alimentación animal, sin embargo no puede utilizarse como fuente alimenticia, ya que la oferta de nutrientes que contiene es baja y una utilización fiable, podría ser en la producción de bloques nutritivos, porque es rico en fibra.

Tabla 35. Contenido de fósforo total en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Fósforo total en el grano del maíz al final del ensayo (%)						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.07 a (0.05)	0.13 a (0.04)	0.09 a (0.02)	0.11 a (0.00)	0.09 a (0.02)	0.08 a (0.00)	0.09 A
54	0.06 a (0.04)	0.11 a (0.02)	0.11 a (0.00)	0.11 a (0.02)	0.11 a (0.00)	0.11 a (0.02)	0.10 A
80	0.10 a (0.06)	0.12 a (0.02)	0.10 a (0.03)	0.13 a (0.03)	0.12 a (0.00)	0.09 a (0.00)	0.11 A
Prom	0.07 B	0.11 A	0.10 AB	0.11 A	0.10 AB	0.09 AB	0.08

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 30.40%.

Estadísticamente no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias del factor dosis, como tampoco en la interacción dosis\*morfotipo, esto indica que la cantidad de P aplicado no fue suficiente para su acumulación en la tusa, como tampoco la interacción de los HMA influyeron en la toma del elemento para su acumulación en este órgano, lo cual se debe posiblemente a la baja oferta de P que tienen los suelos de la Estación Experimental La Iguana y quizás las dosis utilizadas no fueron suficientes para que planta lo almacenara en la tusa.

La comparación de las medias del factor morfotipo mostró que hay diferencias estadísticas significativas (p<0.05); la comparación de medias por Tukey arrojó que el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) es el mejor, con una media de 0.11% y el morfotipo 0 (sin inoculación) resultó ser el de menor media, con 0.07%. Esto indica que los HMA contribuyen en la toma de fósforo y almacenamiento en la tusa, lo cual podría mejorar la calidad para el uso de consumo animal o para producción de bloques nutritivos (Méndez *et al.*, 2004; Castillo-Caamal *et al.*, 2010). Castillo-Caamal *et al.*, (2010) reporta cifras también bajas en la tusa del maíz, cifras que están por debajo de 0.05% y acompañados de bajos rendimientos, menos de 2000 kg\*ha<sup>-1</sup>.

### 6.10.3. Calcio.

**6.10.3.1. Calcio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** La concentración de calcio en esta hoja osciló entre 919.8 y 1852.1 <sup>4</sup>mg\*kg<sup>-1</sup>, como se puede apreciar en la Tabla 36; estos valores están por debajo de los 2300 que reporta Epstein y Bloom (2005) como concentración media en la parte aérea de la planta de maíz. Esta baja concentración se debe posiblemente a que los suelos de la Estación Experimental La Iguana son pobres en este elemento, producto del material parental que los conforma, como lo expresa Lozano *et al.*, (2010), por ende hay baja oferta del mismo, además no se hicieron aplicaciones cálcicas.

Tabla 36. Contenido de calcio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en la hoja opuesta de la mazorca de planta de maíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	1253.4 a (66.0)	1481.4 a (80.0)	1610.5 a (95.6)	1852.1 a (260.1)	1620.8 a (140.9)	1544.1 a (8.10)	1560.4 A
54	1211.0 a (19.7)	1525.3 a (20.9)	1593.4 a (39.0)	1587.0 a (20.5)	1512.0 a (33.3)	1556.3 a (89.5)	1497.5 A
80	1094.1 a (47.1)	919.8 a (44.9)	1289.7 a (733.2)	1312.1 a (948.2)	1144.7 a (431.3)	1166.4 a (178.1)	1154.5 B
Prom	1186.1 A	1308.8 A	1497.9 A	1583.7 A	1425.9 A	1422.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 22.37%.

Estadísticamente se encontraron diferencia significativas (p<0.001) entre las medias del factor dosis de fósforo, siendo mejores las dosis de 27 y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo con medias de 1560.4 y 1497.5 mg\*kg<sup>-1</sup> de calcio en la hoja, respectivamente (Tabla 36). En esta variable se pudo notar que hubo relación inversa entre las dosis de fósforo aplicadas y la concentración de calcio en la hoja opuesta a la mazorca, es decir, la concentración de

<sup>4</sup> Si se divide mg\*kg<sup>-1</sup> entre 10.000 se obtiene como unidades porcentajes (%).

calcio en la hoja disminuyó con el incremento de la fertilización fosfórica, como si la presencia del fósforo motivara la formación de compuestos cálcicos inaprovechables para la planta de maíz, a ello se le suma que el calcio es de baja movilidad en el tejido, como lo afirma Salas (2002) y Vivanco *et al.*, (2005), Taiz y Zeiger (2006), Azcón-Bieto y Talón (2008).

Entre las medias del factor morfotipo como en la interacción dosis\*morfotipo no hubo diferencias estadísticas significativas, esto indica que la cantidad de calcio almacenado en las hojas no depende del morfotipo o especie de HMA utilizado, por lo tanto, se puede utilizar cualquiera de las especies de HMA cuando de calcio en la hoja opuesta a la mazorca se refiere. Los contenidos oscilaron 919.8 y 1852.1 mg\*kg<sup>-1</sup> que se encontraron cuando se utilizaron 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), respectivamente. La baja concentración de calcio reflejada en la hoja opuesta a la mazorca cuando el maíz fue fertilizado con altas dosis de fósforo, pudo deberse posiblemente a que altas dosis de P, la planta crece más, se produce mayor cantidad de biomasa, por lo que el calcio podría distribuirse en esta mayor cantidad de biomasa, por ende su concentración se puede ver disminuida (Fuentes, 1999).

La máxima concentración de calcio lograda en esta investigación fue de 1852.1 mg\*kg<sup>-1</sup>, están por debajo de las medias que reporta Serna (2009) en maíces comerciales, con cifras de 4500 mg\*kg<sup>-1</sup>, también están por debajo de los 2500 mg\*kg<sup>-1</sup> que reportan Epstein y Bloom (2005), Castro y Gómez (2010), Basantes (2012) también en maíces comerciales, como valor crítico en la parte aérea. Esto se debe posiblemente a que son suelos cuyos materiales parentales son de oferta prácticamente nula en este elemento, son ricos en materiales silíceos (Lozano *et al.*, 2010), además se drenan con facilidad, lo que los ayuda a ser deficitarios en este elemento.

**6.10.3.2. Calcio en las hojas al final del ciclo del cultivo.** La concentración del calcio en las hojas al final del ensayo, disminuye en comparación con la de la hoja opuesta

a la mazorca, esto debido a que esta última se muestreó cuando la planta estaba en época de floración y es en esta etapa donde se acumula mayor cantidad de minerales en la parte foliar, luego, muchos de los elementos se redistribuyen al resto de la planta, principalmente a la mazorca, por ende, la concentración disminuye en las hojas disminuye, esto contradice las afirmaciones de Ruiz (1993), quien encontró que con la madurez se incrementa la cantidad de calcio en las hojas de las plantas de maíz.

Entre las medias del factor morfotipo, se pudo observar que hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) quien muestra la mayor absorción con  $845.1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de calcio en la hoja. Es de anotar, que la diferencia está entre las micorrizadas y las no micorrizadas. Entre las micorrizadas no hay diferencias estadísticas significativas, pero todas están por encima de las no micorrizadas, esto indica que el uso de HMA incrementa la cantidad de calcio en las hojas al final del ciclo del cultivo de maíz. En este sentido, trabajos realizados por Barea (2003), Kosuta *et al.*, (2005) y otros revelan que plantas micorrizadas incrementan los contenidos de nutrientes, no solo por que los HMA contribuyen en un mejor desarrollo radical, sino que también pueden tomar elementos de baja movilidad y todos aquellos disponibles en la solución del suelo.

Entre las medias del factor dosis al igual que la interacción dosis\*morfotipo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, es decir, que la cantidad de P en el suelo no contribuye para que la planta de maíz al final de ciclo almacene calcio en sus hojas. Las concentraciones oscilaron entre  $435.5$  y  $1019.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se aprecia en la Tabla 37. Valores inferiores a los que reporta Serna (2009) en maíces comerciales, cuya media fue de  $4500 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , cultivo fertilizado con NPK, también están por debajo de los niveles críticos que reportan Epstein y Bloom (2005), Castro y Gómez (2010), Basantes (2012) para maíz comercial, los cuales deben tener como mínimo  $2500 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de este elemento en la parte aérea. Esto se debe posiblemente a que los suelos de la Estación experimental La Iguana, son pobres en este elemento, no solo por que los materiales parentales no lo aportan, sino,

que además son suelos lavables con frecuencia dada su textura arenosa que los caracteriza (Lozano *et al.*, 2010).

Tabla 37. Contenido de calcio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en las hojas de plantas de maíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	448.0 a (46.8)	823.5 a (246.9)	836.5 a (167.1)	741.0 a (365.0)	953.7 a (40.2)	606.6 a (207.9)	734.9 A
27	435.5 a (78.9)	542.6 a (168.8)	622.0 a (187.7)	720.9 a (264.8)	695.8 a (265.8)	619.3 a (194.1)	606.0 A
54	435.8 a (104.9)	689.9 a (84.8)	607.0 a (115.8)	781.6 a (335.5)	711.8 a (93.2)	849.8 a (147.3)	679.3 A
80	488.8 a (68.0)	714.5 a (166.5)	740.4 a (331.6)	787.5 a (255.0)	1019.3 a (154.6)	727.1 a (184.6)	746.3 A
Prom	452.0 B	692.6 A	701.5 A	757.7 A	845.1 A	700.7 A	691.6

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.29%.

**6.10.3.3. Calcio en el tallo.** El efecto del factor dosis de fósforo en la concentración del calcio en el tallo del maíz, mostró diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), con la máxima dosis de fósforo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) se obtiene la mayor concentración (562.3 mg\*kg<sup>-1</sup>) en este órgano; es decir, el contenido de calcio en el tallo se ve influenciada por la cantidad de fósforo aplicado, como se observa en la Tabla 38, sin embargo, no se llega a los contenidos medios que se reporta en la literatura.

En el análisis de las medias del factor morfotipo al igual que la interacción dosis\*morfotipo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, sin embargo, se puede apreciar en la Tabla 38, que la mayor concentración de calcio en el tallo (614.6 mg\*kg<sup>-1</sup>) se logra con la combinación 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), mientras que la combinación que resultó menos favorable fueron las parcelas sin fertilización fosfórica y dentro de estas, el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), con una media de 112.9 mg\*kg<sup>-1</sup> de calcio en el tallo. En esta Tabla se puede apreciar que una

reducción del 33% en la fertilización fosfórica, no altera la concentración de calcio en el tallo. En todos los casos, las concentraciones de calcio en el tallo están muy por debajo de las 4500 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Serna (2009) en suelos maiceros agrícolas del Ecuador, que fueron fertilizados con NPK, también están por debajo de los 4200 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Arrieche (2008) en suelos venezolanos. De igual manera, también están por debajo del valor crítico que existe para la parte aérea del maíz, que son 2500 mg\*kg<sup>-1</sup> (Epstein y Bloom, 2005; Castro y Gómez, 2010; Basantes, 2012). Estas bajas concentraciones de calcio obtenidas en esta investigación, comparadas por las reportadas en la literatura, obedece posiblemente a la baja oferta de este elemento en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, producto de los materiales parentales que ofertan muy baja cantidad de calcio al suelo.

Tabla 38. Contenido de calcio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en el tallo de plantas de maíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	118.8 a (77.7)	122.9 a (75.9)	112.9 a (97.9)	268.3 a (123.2)	343.1 a (74.8)	210.1 a (71.8)	196.0 B
27	198.1 a (76.6)	330.3 a (124.8)	290.0 a (112.5)	296.7 a (227.7)	322.9 a (312.6)	228.5 a (346.1)	277.8 B
54	456.9 a (39.1)	557.8 a (88.8)	537.4 a (114.7)	613.6 a (103.2)	480.8 a (51.7)	583.4 a (59.6)	538.3 A
80	473.9 a (49.0)	534.2 a (83.8)	566.9 a (56.2)	576.5 a (102.3)	614.6 a (38.0)	608.3 a (134.3)	562.4 A
Prom	311.9 A	386.3 A	376.8 A	438.8 A	440.3 A	407.6 A	393.6

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 31.55%.

**6.10.3.4. Calcio en la raíz.** La concentración de calcio en este órgano es similar, aunque por debajo de la concentración obtenida en la hoja opuesta a la mazorca, dejando entrever que como órgano de almacenamiento o reserva pudo estar cumpliendo sus funciones. Este contenido osciló entre 1038 y 1855 mg\*kg<sup>-1</sup> de calcio en la raíz. El análisis de las medias del factor dosis de fósforo mostró que hay diferencias estadísticas significativas (p<0.05), en la que se pudo observar un incremento de la cantidad de calcio

en la raíz con el incremento de la dosis fosfórica en el suelo (Tabla 39), sin embargo, estas diferencias no influyen en la interacción de los factores evaluados (dosis y morfotipos).

Para el caso del factor morfotipo y la interacción dosis\*morfotipo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, como se puede apreciar en la Tabla 39. Las concentraciones oscilaron entre 1038.0 y 1855.0 mg\*kg<sup>-1</sup>, valores que se lograron con las combinaciones de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> y sin inoculación (M0) y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), respectivamente. La comparación de las concentraciones de calcio en raíz y grano fue inversamente proporcional, lo cual indica que el calcio se quedó almacenado en las raíces del maíz, posiblemente formando compuestos que no pudieron llegar al grano, de allí que el grano haya tenido menor concentración, esto es concordante con las tesis expuestas por Taiz y Zeiger (2006), Azcón-Bieto y Talón (2008), en cuanto a que las raíces son órganos de almacenamiento y reserva de las plantas.

Tabla 39. Contenido de calcio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en raíces de plantas de maíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	1165.6 a (146.1)	1500.2 a (334.3)	1168.0 a (138.8)	1218.9 a (477.4)	1197.9 a (282.6)	1174.8 a (252.6)	1237.6 B
27	1038.0 a (47.2)	1287.8 a (184.6)	1160.3 a (240.7)	1300.9 a (171.8)	1765.0 a (119.3)	1105.9 a (157.5)	1276.3 AB
54	1325.7 a (253.3)	1516.5 a (346.4)	1285.0 a (143.9)	1390.3 a (466.0)	1539.7 a (465.4)	1594.8 a (372.2)	1442.0 AB
80	1270.6 a (89.4)	1628.6 a (298.8)	1854.9 a (445.8)	1483.8 a (154.9)	1302.8 a (195.0)	1479.0 a (363.6)	1503.3 A
Prom	1200.0 A	1483.3 A	1367.1 A	1348.5 A	1451.4 A	1338.6 A	1364.8

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 21.33%.

**6.10.3.5. Calcio en el grano.** La concentración de calcio en el grano se ve favorecida con la fertilización fosfórica, aunque no guarda una relación directa con la

cantidad de fertilizante fosfórico aplicada al suelo, notándose que con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo se obtiene la mayor acumulación de calcio en el grano de maíz, también se puede apreciar que hay una diferencia marcada entre las parcelas con y sin fertilización fosfórica. Estadísticamente se encontraron diferencias estadísticas significativas (p<0.05) entre las medias del factor dosis de fósforo, siendo la dosis 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, la que mostró mejor resultado, con una media de 54.2 mg\*kg<sup>-1</sup> de calcio en el grano. Aunque la dosis influyó en la cantidad de calcio en el grano, es la combinación de factores no se pudo reflejar esta diferencia, posiblemente se deba a la baja oferta del elemento, toda vez que son suelos pobres en el mismo y no se hicieron aplicaciones cálcicas en el desarrollo del cultivo.

Tabla 40. Contenido de calcio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en el grano de maíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	26.9 a (19.4)	54.6 a (47.1)	58.9 a (32.3)	58.6 a (7.55)	72.7 a (43.9)	53.8 a (29.3)	54.2 A
54	25.5 a (15.8)	27.1 a (10.1)	32.0 a (1.86)	42.8 a (18.6)	27.1 a (8.06)	27.6 a (6.64)	30.4 B
80	24.4 a (8.73)	43.1 a (16.5)	41.6 a (9.73)	37.6 a (13.8)	48.2 a (5.48)	55.1 a (16.2)	41.7 AB
Prom	25.6 A	41.6 A	44.1 A	46.4 A	49.3 A	45.5 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 51.94%.

En el análisis del factor morfotipo e interacción dosis\*morfotipo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas. Los valores oscilaron entre 24.3 y 72.6 mg\*kg<sup>-1</sup> de calcio en el grano, como se puede apreciar en la tabla 40. En esta tabla se puede observar que de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se logran las máximas concentraciones de este elemento en el grano de maíz, lo cual se debe posiblemente a efecto

inherente de los HMA en la toma de calcio en suelos deficitarios, ya que se explora mayor volumen edáfico y con ellos, lleven mayor cantidad de nutrientes a la planta (Toro *et al.*, 2000; Toro *et al.*, 2008; Smith y Read, 2008).

En todos los casos, la concentración de calcio en el grano fue bajo, la máxima concentración lograda en la investigación fue de  $72.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , valores muy por debajo de los  $483 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta la FAO (2013) para maíces comerciales con fines de consumo humano. Serna (2009) en su investigación reporta cifras de  $2100 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Esto refleja que el grano de maíz que se produce en lo suelos de la Estación Experimental La Iguana, no ofrecen en calcio un nivel mínimo en su concentración. Esto se debe posiblemente a la baja oferta del elemento en el suelo por los materiales parentales que dieron origen (Lozano *et al.*, 2010).

**6.10.3.6. Calcio en la tusa.** El contenido de calcio en la tusa fue bajo, estuvo por debajo  $169.5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . El factor dosis de fósforo no influyó significativamente en la concentración de calcio en la tusa, como tampoco hubo diferencias entre las medias de la interacción dosis\*morfotipo, sin embargo, sobresale la combinación  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) con una media de  $169.5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ; la media de menor valor ( $70.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) se logró cuando se utilizaron  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 5 (Consortio de especies nativas), aunque estadísticamente no hay diferencias, se puede apreciar en la Tabla 41, que al disminuir la dosis de fósforo en un 33% se logran buenos resultados si se trata de almacenar calcio en la tusa, siempre y cuando, esta vaya a utilizarse con fines industriales como la producción de concentrados o para la alimentación directa de animales. En este sentido, Méndez *et al.*, (2004) incluye a la tusa dentro de la lista de materiales útiles en la producción de bloques alimenticios, sin desconocer que posee un valor nutricional muy bajo, pero muy buenos en fibra.

Aunque estadísticamente se observó que hubo diferencias significativas entre las medias del factor morfotipo, la comparación de medias por Tukey las agrupa en un solo grupo, lo cual refleja que es poco lo que se puede lograr con la implementación de los

HMA para el enriquecimiento de calcio en la tusa, sin embargo, en la tabla 41 se puede apreciar que el morfotipo 0 (sin inoculación) fue el que menos favoreció la absorción la acumulación de calcio en la tusa, con una media de  $73.8 \text{ mg*kg}^{-1}$ , mientras que los morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*) fueron los que más favorecieron dicha acumulación, con medias de 133.1 y  $132.4 \text{ mg*kg}^{-1}$ , respectivamente. Esta similitud de concentraciones de calcio en la tusa exterioriza que cualquiera de los morfotipos evaluados se puede utilizar para mejorar las concentraciones de este elemento en este órgano. Estos resultados son afines con los reportados por Sánchez (1999) y Cardona *et al.*, (2008), quienes manifiestan que en presencia de HMA se mejora la absorción del calcio del suelo por las plantas y este puede almacenado en cualquier órgano de reserva de la planta.

Tabla 41. Contenido de calcio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Calcio en el grano de maíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	72.6 a (7.99)	76.1 a (16.6)	109.6 a (81.7)	159.2 a (21.6)	104.4 a (28.0)	70.3 a (21.6)	98.7 A
54	78.5 a (13.1)	100.5 a (29.8)	140.1 a (47.4)	119.2 a (26.5)	169.6 a (76.5)	81.4 a (10.0)	114.9 A
80	70.4 a (2.37)	113.5 a (52.2)	147.5 a (107.8)	120.9 a (39.3)	105.8 a (8.73)	78.9 a (23.8)	106.2 A
Prom	73.8 A	96.7 A	132.4 A	133.1 A	126.6 A	76.9 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hileras inferiores). CV = 42.34%.

#### 6.10.4. Magnesio.

**6.10.4.1. Magnesio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** La concentración de magnesio en esta parte foliar fue baja, la mayor absorción fue de  $728.6 \text{ mg*kg}^{-1}$ , como se observa en la Tabla 42, muy por debajo de los  $1800 \text{ mg*kg}^{-1}$  que reporta

Epstein y Bloom (2005) para la parte aérea del maíz. Esta baja concentración se debe a la baja oferta de este mineral de los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo ver en los análisis fisicoquímicos de suelo.

En el factor morfotipo, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre sin y con inoculación, entre estas últimas, no hubo diferencias, sin embargo, sobresale el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), con una media de  $665.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  y con el morfotipo 5 (Consortio de especies nativas) pudo la planta absorber  $579.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Estas diferencias son útiles para selección de morfotipos en el manejo de suelos, donde la sostenibilidad sea una meta agronómica del sistema productivo, ya que suele ser más fácil multiplicar el inóculo como consorcio que como monospórico o monoespecífico. A pesar de que entre los morfotipos hubo diferencias, estas no alcanzaron a expresarse en la interacción.

Tabla 42. Contenido de magnesio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en la hoja opuesta a la mazorca de maíz ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	481.1 a (74.4)	603.0 a (101.6)	672.5 a (72.8)	712.3 a (16.1)	728.7 a (236.6)	585.7 a (46.4)	630.6 A
54	503.7 a (78.3)	590.6 a (27.2)	633.2 a (126.6)	725.6 a (97.8)	635.1 a (51.0)	594.7 a (70.2)	613.8 A
80	413.1 a (101.7)	545.6 a (112.4)	625.8 a (233.5)	540.9 a (150.6)	631.8 a (141.9)	557.5 a (15.3)	552.5 A
Prom	466.0 A	579.7 A	643.8 A	659.6 A	665.2 A	579.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consortio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 16.66%.

La evaluación del factor dosis de fosforo aplicado y la interacción de factores (dosis de fósforo y morfotipos) no mostraron diferencias estadísticas significativas, oscilando las concentraciones de magnesio en la hoja opuesta a la mazorca entre  $413.1$  y  $728.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  encontradas con las combinaciones  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y M0 (sin inoculación), y 27

kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), respectivamente. Esta baja concentración de magnesio se debe posiblemente a que los suelos son deficitarios de este elemento, no se aplicaron aplicaciones magnésicas, sin embargo, se pudo observar que los HMA, contribuyeron en la toma del elemento, aunque sin diferencias estadísticas de significancia (Tabla 42). Estos resultados son coherentes con las afirmaciones de Sánchez (1999) en torno a que las HMA contribuyen a incrementar los contenidos nutricionales en las plantas bajo condiciones de bajos tenores en el suelo. En todos los casos, estas cifras están por debajo de los 1800 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Arrieché (2008) en maíces venezolanos, también están por debajo de los 1100 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Serna (2009) en maíces comerciales, como también está por debajo del nivel crítico que la literatura relaciona: 1800 a 2500 mg\*kg<sup>-1</sup> (Epstein y Bloom, 2005; Castro y Gómez, 2010; Basantes, 2012). Las bajas concentraciones se deben posiblemente a la baja oferta de este elemento en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, producto de los materiales parentales con lo conforman (Lozano *et al.*, 2010).

**6.10.4.2. Magnesio en las hojas al final del ciclo del cultivo.** El contenido de este elemento en las hojas al final del ensayo está por debajo de los 1800 a 2500 mg\*kg<sup>-1</sup> que exponen Epstein y Bloom (2005), Castro y Gómez (2010) y Basantes (2012) para maíces en la parte aérea. Los valores encontrados oscilaron entre 413.7 mg\*kg<sup>-1</sup> que se encontró en la parcela sin inoculación y sin fertilización fosfórica, y 813.4 mg\*kg<sup>-1</sup> en la parcela con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, como se observa en la Tabla 43. Estadísticamente no se encontraron diferencias entre los factores dosis y morfotipos, como tampoco en sus interacciones, lo cual indica que cualquiera de los morfotipos y/o dosis de fósforo aplicado al suelo no influye en la toma de este elemento, sin embargo, se puede apreciar en esta misma Tabla que el morfotipo 3 sobresale ante los demás. A pesar de ello, la planta de maíz no alcanza los valores que sugiere la literatura para suplir sus necesidades fisiológicas, por lo que este déficit se ve reflejado en una baja producción de grano, que es lo que finalmente le interesa al productor maicero.

La máxima concentración de magnesio en la hojas al final del ciclo del cultivo fue de 813.4 mg\*kg<sup>-1</sup>, cifra que están por debajo de los 1800 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Arrieché (2008) en maíces venezolanos sembrados en Alfisoles, también están por debajo de los 1100 mg\*kg<sup>-1</sup> de maíces comerciales que reporta Serna (2009), como también está por debajo de los 1800 a 2500 mg\*kg<sup>-1</sup> que se reporta Epstein y Bloom (2005); Castro y Gómez (2010); Basantes (2012) como nivel crítico para cultivos de maíces. Esto se debe posiblemente a los bajos tenores que posee el suelo, dado que sus materiales parentales suelen ser de baja oferta en este elemento, como lo expone Lozano *et al.*, (2010).

Tabla 43. Contenido de magnesio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en las hojas al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	413.7 a (339.1)	579.1 a (342.2)	544.9 a (58.3)	630.5 a (114.6)	686.8 a (201.6)	606.8 a (192.7)	577.0 A
27	585.0 a (130.0)	638.7 a (155.3)	720.5 a (159.5)	813.4 a (80.0)	615.0 a (115.2)	620.9 a (71.1)	665.6 A
54	585.7 a (65.0)	607.8 a (78.2)	585.5 a (185.4)	777.4 a (89.0)	696.4 a (196.6)	693.3 a (58.5)	657.7 A
80	464.7 a (178.6)	632.0 a (124.2)	643.3 a (266.9)	526.1 a (99.0)	628.0 a (200.3)	586.7 a (160.8)	580.1 A
Prom	512.3 A	614.4 A	623.5 A	686.9 A	656.6 A	626.9 A	620.1

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 27.25%.

**6.10.4.3. Magnesio en el tallo.** La concentración del magnesio en el tallo del maíz estuvo por debajo de 600 mg\*kg<sup>-1</sup>, lo cual obedece a la baja oferta nutricional del suelo de la Estación Experimental La Iguana, ya que sus materiales parentales no son ricos en este elemento (Lozano *et al.*, 2010). El análisis del factor dosis indica que hay diferencia estadística significativa (p<0.05), siendo la dosis menor (27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo) la mejor, como se aprecia en la Tabla 44. Es de anotar que todas las parcelas mostraron una excelente colonización (>50%), por lo que la toma del elemento puede estar influenciada por los HMA, pero la distribución en la planta, es una característica intrínseca de la misma. En este sentido, Smith y Read (2008) exponen solo de la translocación de nutrientes desde el suelo hasta la planta por los HMA, sin embargo, Sánchez y Velásquez (2008)

sugieren que las plantas micorrizadas suelen almacenar más nutrientes que aquellas que no han sido micorrizadas.

En la evaluación del factor morfotipo, se pudo notar que las diferencias estadística significativa se presenta entre las no micorrizadas y las micorrizadas, y entre este grupo, no hay diferencias, pero se puede apreciar que cuando se hace inoculación micorrízica, se incrementa la concentración de magnesio en el tallo hasta en un 50% respecto a las no inoculadas. Los morfotipos 2 (*Scutellospora calospora*) y el 3 (*Glomus leptotichum*), mostraron ser los más eficientes, con medias de 388.8 y 380.0 mg\*kg<sup>-1</sup> de magnesio en el tallo, respectivamente; mientras que sin inoculación, solo se alcanzan concentraciones de 249.2 mg\*kg<sup>-1</sup>, a pesar de que no se alcanzan los niveles que sugiere Epstein y Bloom (2005), la planta respondió a la micorrización, esto es coherente con las investigaciones de Sánchez (1999), Smith y Read (2008) y Sánchez y Velásquez (2008), en lo que refieren que las plantas micorrizadas incrementan la toma de magnesio del suelo y para este caso, fue superior al 70% la colonización.

Tabla 44. Contenido de magnesio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en el tallo al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	317.4 a (188.4)	315.8 a (47.6)	560.9 a (39.2)	358.6 a (26.1)	303.2 a (136.6)	237.6 a (112.6)	348.9 AB
27	260.0 a (86.1)	482.3 a (152.3)	396.1 a (142.6)	506.7 a (109.2)	380.2 a (63.3)	247.1 a (53.4)	378.7 A
54	203.7 a (106.4)	214.1 a (72.7)	286.5 a (208.2)	400.2 a (67.9)	261.7 a (117.7)	331.4 a (119.2)	282.9 B
80	215.7 a (111.4)	272.2 a (56.9)	311.8 a (127.1)	254.7 a (64.2)	234.0 a (96.9)	252.5 a (69.5)	256.8 B
Prom	249.2 B	321.1 AB	388.8 A	380.1 A	294.8 AB	267.1 AB	316.8

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 33.57%.

Estadísticamente no hubo diferencias significativas entre las interacciones de los factores, sin embargo, en la Tabla 44 se puede apreciar que la combinación que menos

favoreció la concentración de magnesio en la planta de maíz fue la parcela con 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y morfotipo 0 (sin inocular), con una media de 203.7 mg\*kg<sup>-1</sup>; mientras que la mejor combinación fue el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) y sin fertilización fosfórica, con una media de 560.9 mg\*kg<sup>-1</sup> de magnesio en el tallo (Tabla 44). En todos los casos, estos valores están por debajo de los 1800 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Epstein y Bloom (2005), Castro y Gómez (2010) y Basantes (2012) para la parte aérea de plantas de maíz, producto de la baja oferta de este elemento de los suelos de la Estación Experimental La Iguana

**6.10.4.4. Magnesio en la raíz.** La evaluación de los morfotipos aunque arrojan una diferencia estadística significativa con una probabilidad del 96% ( $p < 0.05$ ), la comparación de medias por Tukey las agrupa en un solo grupo, en este se puede apreciar que sobresale el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) y el que menos respuesta mostró fue M0 (sin inoculación), esto indica que la inoculación micorrízica contribuye al incremento de la concentración de magnesio en la raíz del maíz hasta en un 30%, como se observa en la Tabla 45. Con los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 2 (*Scutellospora calospora*), se lograron las mayores medias de concentración de magnesio en la raíz, las cuales fueron 314.4 y 306.9 mg\*kg<sup>-1</sup>, esto es coherente con las investigaciones de Sánchez (1999) y Sánchez y Velásquez (2008) en cuanto que las plantas micorrizadas toman más nutrientes del suelo, no solo por el mejor desarrollo del sistema radical, sino que el HMA también puede captarlo de la solución del suelo y conducirlo hasta la raíz; sin embargo, esta pequeña diferencia no se ve reflejada en la interacción de los factores, por lo que la contribución de los HMA no suele ser de mucho peso para la acumulación de este elemento en la raíz.

En la evaluación del factor dosis al igual que la interacción de los factores evaluados, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, sin embargo, se puede observar que cuanto mayor sea la dosis de fósforo aplicado, menor es la concentración del magnesio en la raíz, es decir, altas dosis de fertilización fosfórica no favorecieron la concentración del magnesio en las raíces del maíz, posiblemente se deba a la baja oferta del

nutrimento en los suelos de la Estación Experimental de la Iguana, como se pudo notar en los análisis químicos y en las investigaciones de Lozano *et al.*, (2010).

Tabla 45. Contenido de magnesio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en la raíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	243.9 a (37.3)	353.3 a (54.9)	351.2 a (138.3)	312.6 a (109.0)	244.3 a (54.0)	270.0 a (89.6)	295.9 A
27	223.3 a (12.5)	333.5 a (58.6)	239.8 a (54.3)	302.2 a (43.8)	313.6 a (42.6)	209.7 a (34.3)	270.3 A
54	247.0 a (58.3)	288.4 a (32.8)	370.8 a (71.0)	266.6 a (45.1)	296.1 a (90.7)	282.2 a (79.9)	291.8 A
80	237.5 a (56.0)	282.6 a (46.0)	265.9 a (103.5)	236.8 a (16.8)	213.8 a (18.0)	269.6 a (44.6)	251.0 A
Prom	237.9 A	314.5 A	306.9 A	279.5 A	267.0 A	257.9 A	277.3

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 22.98%.

Las concentraciones de magnesio en las raíces oscilaron entre 209.7 mg\*kg<sup>-1</sup> encontrada en la combinación de morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas) y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, y 370.8 mg\*kg<sup>-1</sup> de magnesio en la combinación del morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo; sin embargo, se pudo notar que las mayores concentraciones de este elemento en la raíz, están asociadas con las dosis menores de fósforo que incluyen las no fertilizadas fosfóricamente, como se ilustra en la Tabla 45, sin diferencias estadísticas significativas.

**6.10.4.5. Magnesio en el grano.** La concentración del magnesio en el grano de maíz se vio favorecida por las aplicaciones de fertilizantes fosfóricos, a mayor dosis, mayor concentración de magnesio en el grano. Estadísticamente se encontraron diferencias significativas (p<0.05) entre las medias de concentración de magnesio en el grano influenciadas por el factor dosis de fósforo aplicado al suelo, notándose que las mayores concentraciones de magnesio (555.1 mg\*kg<sup>-1</sup>) se lograron cuando se aplicaron 80 kg\*ha<sup>-1</sup>

de fósforo, mientras que con la dosis mínima ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo), se obtuvo una media de  $439.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de magnesio en el grano, como se puede apreciar en la Tabla 46. Es de anotar, que las parcelas sin fertilización fosfórica, no produjeron grano por ende la concentración de magnesio en ellas, fue nula. Lo anterior refleja la importancia del P en el suelo para mejorar la calidad del grano de maíz, lo cual es acorde a lo expuesto por Lora (2010), quien afirma que todos los elementos contribuyen en la calidad del fruto, pero quizás el P es uno de los que más influye, ya que no solo contribuye en el crecimiento y desarrollo de la planta, sino en la calidad del fruto. A pesar de la inferencia del P del suelo en la acumulación del Mg en el grano, en la interacción de los factores evaluados (dosis de P y morfotipos) no se ve reflejada esta diferencia, ya que no solo se depende de un elemento (P) de la solución del suelo, sino de un conjunto de estos y los suelos de la Estación Experimental La Iguana suelen de baja oferta de elementos nutrientes para cualquier cultivo, como se puede ver en los análisis químicos de suelos que se hicieron en esta investigación.

En la evaluación del factor morfotipo también se encontraron diferencias estadística significativas, pero esta diferencia está entre las no inoculadas y las inoculadas, entre estas últimas, se pudo notar que no hay diferencias de significancia, en la que se sobresale el M5 (consorcio de especies nativas), al igual que la evaluación del factor dosis de P agregada al suelo, este factor tampoco refleja su diferencia en la interacción de los factores evaluados, lo que indica que la acumulación del magnesio en el grano no solo depende de la oferta de P en el suelo, sino que depende de muchos factores más, como por ejemplo la oferta de otros nutrimentos, disponibilidad de agua, etc.. Comparando las medias de este factor (morfotipo) se encontró que sin inoculación (M0) el grano puede acumular  $358.0 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  y con la inoculación se pueden lograr concentraciones de hasta  $550.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que se logró con el morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas), esto indica que con el solo hecho de inocular, se puede incrementar la concentración del magnesio en el grano hasta en un 53%, lo cual concuerda con Sánchez (1999) y Sánchez y Velásquez (2008) ya que estos autores afirman que con los HMA se incrementa la toma de magnesio del suelo por parte de las plantas.

Estadísticamente no hubo diferencias entre las combinaciones o interacciones Dosis\*morfotipo, sin embargo, se puede apreciar en la Tabla 46, que las mayores concentraciones de magnesio en el grano se logran con las combinaciones de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas), cuya media fue de 734.5 mg\*kg<sup>-1</sup>, mientras que la combinación que menos favoreció fue 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación, con una media de 319.7 mg\*kg<sup>-1</sup> de magnesio en el grano. Dado que son suelos de bajo contenido de magnesio, las plantas que se desarrollan en él, suelen ser deficitarios en este elemento, el grano no llegó a superar los reportes que la literatura tiene. La máxima concentración lograda en la investigación fue de 734.5 mg\*kg<sup>-1</sup>, muy inferior a las encontradas por Serna (2009) en maíces comerciales del Ecuador, también por debajo de la media que propone la FAO (2013) para los maíces de consumo humano, los cuales deben contener como mínimo 1079 mg\*kg<sup>-1</sup>.

Tabla 46. Contenido de magnesio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en el grano al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	337.5 a (98.8)	383.5 a (106.0)	535.6 a (145.0)	450.9 a (107.4)	550.0 a (41.4)	381.1 a (92.6)	439.8 B
54	319.8 a (86.7)	449.9 a (71.4)	521.3 a (27.6)	569.9 a (108.3)	418.1 a (149.7)	535.7 a (49.0)	469.1 AB
80	416.8 a (81.8)	580.5 a (94.7)	544.0 a (236.0)	409.2 a (110.3)	645.8 a (48.8)	734.6 a (237.1)	555.1 A
Prom	358.0 A	471.3 AB	533.6 A	476.6 AB	537.9 A	550.4 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hileras inferiores). CV = 24.71%.

**6.10.4.6. Magnesio en la tusa.** Las concentraciones de magnesio en la tusa fueron bastantes bajas, posiblemente se deba a que a este órgano llega poca cantidad de nutrientes, o por que la oferta del suelos en este elemento fue baja por los mismos materiales

parentales que lo conforman (Lozano, 2010), como se pudo ver en los análisis fisicoquímicos de suelo. En la comparación de medias del factor dosis de fósforo, hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre las parcelas con y sin fertilización fosfórica, pero entre las fertilizadas, no hubo diferencias. Sin embargo, se puede notar que la mayor concentración de magnesio en la tusa ( $255.5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) se logró con dosis intermedia de fósforo ( $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo), y la menor concentración de magnesio ( $172.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) se logró con la dosis más alta de fósforo, como se puede observar en la Tabla 47. Deja entre ver que la mejor dosis de fósforo, fue la intermedia y que con la máxima, no se ve incentivada la formación y actividad de HMA, ya que la planta toma el elemento sin la necesidad del hongo, esto es sustentado en Smith y Read (2008), quienes indican que la mejor colonización y eficiencia de HMA se logra bajo condiciones de bajos niveles de P en el suelo.

Tabla 47. Contenido de magnesio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Magnesio en la tusa al final del ensayo ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	151.3 a (88.7)	197.1 a (187.3)	206.2 a (63.7)	186.1 a (67.2)	187.3 a (83.0)	188.7 a (109.6)	186.1 A
54	152.6 a (24.5)	159.9 a (42.4)	314.1 a (266.2)	216.6 a (9.51)	357.5 a (42.9)	152.4 a (53.3)	225.5 A
80	153.4 a (5.31)	188.8 a (46.6)	145.7 a (93.2)	239.0 a (202.2)	151.5 a (29.0)	158.2 a (47.9)	172.8 A
Prom	152.4 A	181.9 A	221.9 A	213.8 A	232.1 A	166.4 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 52.22%.

En el factor morfotipo se pudo notar que no hay diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se logra la mayor concentración de magnesio ( $232.1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) en la tusa del maíz, y la menor se obtiene cuando la planta no es inoculada con los HMA, cuya media fue de  $152.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de magnesio. Se puede notar que con el uso de HMA, se puede incrementar la

concentración de magnesio hasta en un 52%. Cuando se prevé que la tusa va a ser utilizada en la alimentación animal o elaboración de concentrados, podría ser útil los resultados y la selección del inóculo para mejorar la concentración de magnesio en dicho órgano (tusa), ya que cuanto más minerales contenga, mejor sería su calidad (Méndez *et al.*, 2004).

La combinación de factores o interacción Dosis\*morfotipo mostró que no hay diferencias estadísticas significativas, pero en la Tabla 47, se puede ver que la máxima concentración de magnesio en la tusa se logra cuando se utilizan 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 2 (*Scutellospora calospora*), cuyas medias fueron 357.5 y 314.0 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente; mientras que las menores concentraciones de este elemento le obtuvieron cuando se combinaron 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), cuya media fue de 145.6 mg\*kg<sup>-1</sup> de magnesio en la tusa. Es de anotar, que las parcelas sin aplicación fosfórica, no produjeron mazorca, por ende la concentración de magnesio fue nula. Posiblemente 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo sean suficientes para que haya un buen desarrollo micorrízico y con ellos buena absorción del elemento y concentración en este órgano (tusa), esto toma importancia cuando este subproducto de la cosecha se utiliza como materia prima en la producción de bloques alimenticios o para alimentación directa de animales (Méndez *et al.*, 2004).

### **6.10.5. Potasio.**

**6.10.5.1. Potasio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** La absorción de potasio se vio favorecida por las dosis de fósforo, es decir, hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, la mejor para la toma de potasio por la planta de maíz, con una media de 17540 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la hoja opuesta a la mazorca y la dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, fue la que menos favoreció la concentración de este elemento en esta hoja, aunque entre esta dosis y la de 27 kg\*ha<sup>-1</sup>, no hubo diferencias significativas y cuyas medias fueron 15602 y 15442 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente. Se resalta que las concentraciones nulas de K que aparecen en la Tabla 48, se debe a que no hubo

muestreo para estos tratamientos (sin aplicación de P) ya que no produjeron mazorca. Posiblemente el mejor desarrollo de las plantas de maíz logradas con las máximas dosis de P aplicados al suelo puede explicar la mejor toma de K en el suelo, toda vez que este elemento es de alta movilidad en el suelo, además, se ha demostrado que los HMA contribuyen en su absorción hasta en un 100% como lo revela Caldeira *et al.*, (1983) en plantaciones de café, además, este elemento es de alta movilidad en la planta y ello pudo contribuir a su acumulación en las hojas en el periodo de floración (Navarro y Navarro, 2000; Azcón-Bieto y Talón, 2008).

Tabla 48. Contenido de potasio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en la hoja opuesta a la mazorca (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	10309.2 a (1634.7)	17333.4 a (2184.2)	16897.8 a (1396.6)	15541.2 a (1943.0)	16385.9 a (1154.6)	17146.2 a (2006.1)	15602.3 B
54	9650.9 a (3262.7)	17544.2 a (856.9)	16893.5 a (2365.7)	14286.0 a (1995.7)	16993.0 a (3007.0)	17283.8 a (606.5)	15441.9 B
80	10772.8 a (2467.2)	17383.3 a (1686.4)	18849.2 a (3184.7)	21411.7 a (2608.6)	19248.2 a (4344.7)	17575.7 a (169.6)	17540.1 A
Prom	10244 B	17420 A	17547 A	17080 A	17542 A	17335 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 13.37%.

En el factor morfotipo se pudo notar que también hubo diferencias estadística significativas (p<0.05). Esta diferencia se presentó entre M0 (sin inocular) y el resto (inoculadas). La media inferior fue encontrada en el morfotipo 0 (sin inocular) fue de 7683 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la hoja. Cuando se inocula, la concentración se puede duplicar, lográndose concentraciones de hasta 17547 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la hoja con el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), aunque entre este y los demás morfotipos no hay diferencias (Tabla 48). Esto es un factor importante en la medida que se quiera tener un grano más pesado, ya que gran parte de la calidad del grano depende de actividad en las hojas, por

ende, cuanto más K haya en éste en las hojas, mas K habrá en el grano (Taiz y Zeiger, 2006; Azcón-Bieto y Talón, 2008), toda vez que las hojas son órganos de oferta hacia los demás órganos de la planta.

La combinación de factores o interacción Dosis\*morfotipo no mostró diferencias estadísticas significativas, a pesar de que los factores evaluados por separado si lo mostraron, como se puede apreciar en la Tabla 48. Las concentración de K en la hoja opuesta de la mazorca oscilaron entre 9651 y 21412 mg\*kg<sup>-1</sup>, logradas con las combinaciones 54 kg\*ha<sup>-1</sup> y sin micorrización, y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), respectivamente. Esto sugiere que aunque la planta puede tomar el K sin la ayuda del hongo formador de micorrizas, éste ayuda a que su absorción sea mayor, como se ilustra en la Tabla 48, esto es coherente con Sánchez (1999) y Sánchez y Velásquez (2008), en atención que con los HMA se incrementan la absorción de potasio del suelo.

En todos los casos, las concentración de K en la hoja opuesta de la mazorca logradas en esta investigación están por encima de los 9200 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Epstein y Bloom (2005) como concentración mínima para que la planta se desarrolle. Pero están en el rango de 17500 – 22500 que reporta Castro y Gómez (2010) para la parte aérea de la planta de maíz. Esta similitud de datos pudo ser no solo a la contribución que se tuvo por acción de los HMA (todas las parcelas fueron altamente colonizadas), sino a que el cultivo de maíz tuvo una fertilización potásica, ya que los suelos de la Estación Experimental La Iguana según análisis químico, no contenían las cantidades mínimas para sostener un cultivo de maíz.

**6.10.5.2. Potasio en las hojas al final del ciclo del cultivo.** Se pudo observar que las concentraciones de K disminuyen, cuando se le compara con las concentraciones de la hoja opuesta a la mazorca, esto se debe posiblemente a que la parte aérea del maíz redistribuye sus asimilados al resto de la planta al finalizar la etapa vegetativa del cultivo; en cambio, cuando se muestrea en la hoja opuesta a la mazorca, esta se hace en la época de

floración que es cuando hay la máxima cantidad de asimilados en la parte aérea y en especial en esta hoja.

Tabla 49. Contenido de potasio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en las hojas al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	10693.4 a (1562.0)	11094.8 a (1749.4)	8053.3 a (1707.0)	9760.7 a (4056.5)	7979.3 a (5007.0)	10924.2 a (1273.4)	9750.9 A
27	8743.1 a (3015.5)	8495.8 a (3823.1)	7066.5 a (412.5)	4914.4 a (1830.3)	6515.8 a (1259.7)	8802.8 a (2092.0)	7423.1 B
54	8092.1 a (1847.3)	7524.0 a (939.2)	8137.9 a (1662.4)	5523.2 a (2463.2)	7360.1 a (3046.6)	7530.5 a (1929.7)	7361.3 B
80	8531.5 a (2311.6)	6161.6 a (2726.3)	6203.5 a (537.6)	8376.9 a (1807.0)	5889.2 a (3075.6)	6364.8 a (1046.4)	6921.2 V
Prom	9015.0 A	8319.0 A	7365.3 A	7143.8 A	6936.1 A	8405.6 A	7864.1

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en los factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 23.64%.

El análisis del factor dosis de fósforo mostró diferencias estadísticas significativas (p<0.05), en donde con la dosis P0 (sin aplicación de fósforo) se logra que la planta tenga la máxima concentración de K en sus hojas (9750.9 mg\*kg<sup>-1</sup> de K) al finalizar el ciclo del cultivo, es de recordar, estas parcelas no produjeron mazorca, por lo tanto, no hubo gasto ni redistribución de este elemento móvil en la planta, por ende, parte de este se quedó en las hojas y en el tallo (Taiz y Zeiger, 2006); por otro lado, estas parcelas recibieron la misma dosis de K que las demás parcelas, pero sus plantas crecieron menos, por lo tanto, debieron absorber iguales cantidades de K, pero al ser distribuidas en menor cantidad de biomasa, resulta con mayor concentración, a pesar de ello, estas diferencias no son notorias en la interacción de los factores evaluados. Entre las parcelas que recibieron la dosis más baja de fósforo (27 kg\*ha<sup>-1</sup>), resultó ser la de mayor conveniencia para que las hojas tuviesen mayor concentración de K en sus hojas, siendo su media de 7423.1 mg\*kg<sup>-1</sup>, esto indica que aun con una baja dosis de fósforo, y con un buen desarrollo de la simbiosis micorrízica (parcelas con más del 40% de colonización), se logra buena absorción de K, no solo por la

acción directa de los HMA, sino que la planta micorrizada desarrolla un mejor sistema radical que también contribuye a la toma del elemento. Estos apartes son acordes a los reportes de Sánchez (1999), Sánchez y Velásquez (2008), Smith y Read (2008), en cuanto a que las plantas micorrizadas mejoran la absorción de nutrientes del suelo.

El análisis del factor morfotipo al igual que la interacción de factores, no mostraron estadísticamente diferencias significativas; es decir, el uso de cualquiera de los morfotipos conllevaría a resultados similares, como se ilustra en la Tabla 49. Las medias oscilaron entre 4914 – 11095 mg\*kg<sup>-1</sup>, las cuales se lograron con P27 (27 kg\*ha<sup>-1</sup>) y M3 (*Glomus leptotichum*), y P0 (sin aplicación de P) y M1 (*Scutellospora pellucida*), respectivamente. Estas cifras están por debajo de las medias (17500 – 22500 mg\*kg<sup>-1</sup>) que reportan Castro y Gómez (2010) para cultivos de maíz, también están por debajo de las 19400 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la parte aérea que reporta Arrieche (2008) en suelos venezolanos. Posiblemente esta disminución está sustentada en que el muestreo se hizo al finalizar el periodo vegetativo de la planta y parte de los nutrimentos se han ido a los órganos de reserva, esto puede repercutir de manera negativa en la toma y salida del agua mediante sus estomas en la medida que se acerca a su senescencia.

**6.10.5.3. Potasio en el tallo.** Las concentraciones de K en el tallo fueron similares, esto significa que la fertilización fosfórica como tampoco la inoculación micorrízica influyeron en la concentración de K en el tallo al final del ciclo del cultivo del maíz. No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los factores evaluados como tampoco en su interacción. En la Tabla 50 se puede observar que sobresalen las combinaciones de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), con medias de 15447 y 14361 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en el tallo, respectivamente; si son valores similares estadísticamente, con el uso de la última combinación se puede ahorrar un 33% en la fertilización fosfórica. En este mismo análisis, se pudo notar que la combinación que arrojó la menor media (9714 mg\*kg<sup>-1</sup>) en la concentración de K en el tallo fue cuando se utilizaron 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*).

Tabla 50. Contenido de potasio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en el tallo al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	9852.4 a (1376.7)	10643.1 a (2534.1)	13017.9 a (3738.6)	10619.0 a (2561.2)	11529.4 a (2615.1)	9806.8 a (1362.7)	10911.4 A
27	9896.7 a (1775.8)	12382.2 a (2198.6)	12882.0 a (5161.0)	11168.2 a (3396.9)	9713.7 a (2584.2)	11727.9 a (5883.3)	11295.1 A
54	10869.5 a (633.0)	13797.2 a (1740.3)	10160.4 a (3286.1)	12121.3 a (1867.0)	14360.6 a (2182.7)	12834.2 a (947.0)	12357.2 A
80	9779.6 a (2505.8)	11146.9 a (3709.2)	12911.1 a (3903.1)	15447.0 a (1515.2)	12638.0 a (1795.8)	12521.1 a (477.8)	12407.3 A
Prom	10099.6 A	11992.4 A	12242.8 A	12338.9 A	12060.4 A	11722.5 A	11742.8 A

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 23.63%.

Estos resultados indican que la planta de maíz no alcanzó a tomar la cantidad mínima que requiere para su metabolismo, ya que Castro y Gómez (2010) indican que las concentraciones de K en la parte aérea debe estar entre 17500 – 22500 mg\*kg<sup>-1</sup>. De acuerdo a trabajos realizados en suelos venezolanos, los resultados obtenidos en esta investigación indican que están por debajo de los que reporta Arrieche (2008) en Alfisoles, quien obtuvo concentraciones de 19400 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la parte aérea de la planta. A pesar de no lograr concentraciones similares, en el ensayo no se presentaron deficiencias de K visibles, es de anotar, la planta absorbió menores cantidades de otros elementos y esto pudo quizás contribuir en la baja producción potencial del cultivo de maíz en los suelos de la Estación Experimental La Iguana.

**6.10.5.4. Potasio en la raíz.** El efecto de las aplicaciones de fósforo tuvo poca relevancia en la concentración de K en las raíces del maíz, aunque se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre las medias de este factor, entre las dosis 27-54-80 kg\*ha<sup>-1</sup> no hubo diferencias. Se pudo notar que la concentración de K en las raíces tienen un ligero incremento cuando se incrementaron las dosis de P, sin embargo, el hecho que no hayan diferencias estadísticas entre la fertilizadas, en la Tabla 51 se puede notar que con un ahorro del 33% de la fertilización fosfórica, se pueden obtener resultados similares en la concentración de K en las raíces.

En la comparación de medias del factor morfotipo se pudo notar que no hubo diferencias estadísticas significativas (Tabla 51). Aunque sobresale el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) con la mejor media (2390.6 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la raíz), se puede sugerir cualquiera de los morfotipos evaluados para mejorar la concentración de este elemento en las raíces del maíz.

Tabla 51. Contenido de potasio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en la raíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	957.0 a (41.05)	966.3 a (915.8)	1100.5 a (670.5)	1296.5 a (742.0)	973.7 a (63.5)	1246.4 a (869.1)	1090.1 B
27	1290.3 a (540.0)	1793.6 a (233.2)	2376.7 a (419.7)	2276.9 a (1090.1)	1342.6 a (579.5)	1328.6 a (121.6)	1734.8 AB
54	1654.7 a (155.6)	3189.3 a (850.1)	1701.4 a (1203.7)	2868.6 a (1927.5)	1856.5 a (1375.0)	2279.2 a (612.2)	2258.3 A
80	1925.9 a (419.8)	2379.1 a (968.8)	1909.2 a (647.0)	3120.4 a (838.2)	2522.7 a (2685.9)	2288.4 a (1552.0)	2357.6 A
Prom	1457.0 A	2082.1 A	1771.9 A	2390.6 A	1673.9 A	1785.6 A	1860.2

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 55.16%.

En el análisis de los factores dosis\*morfotipo se pudo observar que no hubo diferencias estadísticas significativas, pero en la Tabla 51, se puede apreciar que la mejor combinación fue cuando se utilizaron 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) con una media de 3189.3 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en las raíces del maíz, contrariamente, la combinación que menos favoreció la concentración de potasio en la raíz fue donde no se fertilizó con fósforo y no se inoculó con HMA, con media de 957 mg\*kg<sup>-1</sup> de K en la raíz. Estas bajas concentraciones se deben posiblemente a la baja oferta nutricional de los suelos de la Estación Experimental La Iguana, que finalmente pueden manifestar un bajo desarrollo. En este sentido, Marschner (1986), Epstein y Bloom (2005), manifiestan que bajo condiciones de baja fertilidad, el desarrollo de raíces se verá desfavorecido, principalmente por la falta de P, que posiblemente fue lo que sucedió en la Estación Experimental.

**6.10.5.5. Potasio en el grano.** La concentración de este elemento en el grano de maíz no se vio afectada estadísticamente ( $p < 0.05$ ) por las dosis de fósforo, ni por los morfotipos utilizados, como tampoco por la interacción de los factores. En la Tabla 52 se puede apreciar que sobresalen las concentración de K en el grano 4046.8 y 3902.5  $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  y se logran cuando se utiliza la combinación de 80  $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 5, y 54  $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), respectivamente. Como se puede observar, hay una pequeña diferencia que al momento de escoger las prácticas de manejo, valdría la pena evaluar también la diferencias entre las cantidades de fertilizantes fosfóricos a utilizar, ya que una reducción del 33% se puede obtener un grano con similares características en cuanto a K en el grano se refiere, que cuando se usan las máximas de dosis de fósforo. La combinación 27  $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y sin inocular (M0), resultó ser la que menos K acumuló en el grano, con una media de 2559.6  $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Es decir, cuando se inocula con hongos formadores de micorrizas y se hacen aplicaciones moderadas de fósforo, por ejemplo 54  $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , se puede incrementar la concentración de K en el grano hasta en un 50%, esto concuerda con trabajo de Sánchez (1999), Montañó *et al.*, (2001), Sánchez y Velásquez (2008), entre otros, quienes sostienen que una planta micorrizada incrementa notablemente la absorción de nutrimentos.

Tabla 52. Contenido de potasio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en el grano al final del ensayo ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	2559.6 a (215.3)	2659.7 a (432.8)	3262.0 a (428.1)	3567.3 a (806.2)	3590.2 a (423.1)	2758.1 a (527.7)	3066.2 A
54	2684.2 a (1074.1)	2648.1 a (332.4)	3560.4 a (752.1)	3902.5 a (590.6)	2716.5 a (1013.0)	3288.6 a (460.1)	3133.4 A
80	2795.7 a (535.7)	3437.6 a (255.7)	3723.1 a (1780.5)	3110.9 a (701.7)	3737.5 a (630.5)	4046.8 a (480.9)	3475.3 A
Prom	2679.9 A	2915.1 A	3515.2 A	3526.9 A	3348.1 A	3364.5 A	2418.7

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 22.36%.

Las concentraciones de K en el grano ( $4046.8 - 2559.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) en este ensayo están por debajo de los  $6300 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta Serna (2009) en maíces comerciales, sin embargo están alrededor de la media que tiene la FAO (2013) para los maíces de consumo humano que son  $3248 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . A pesar de tener suelos con exceso de lavado de bases y baja oferta de éstas, la calidad del maíz en este elemento, no se aleja mucho de la media mínima que se requiere para el maíz, ya que solo 8 parcelas están por debajo de la media que propone la FAO, y solo se alejan en un 20% aproximadamente. Cuanto más K posee en fruto, este suele ser más denso, más turgente y de mejor calidad (Azcón-Bieto y Talón, 2008; Baudes *et al.*, 2009; Barbazán *et al.*, 2011)

**6.10.5.6. Potasio en la tusa.** Se encontró que entre las medias de concentración de K en la tusa, hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en el factor morfotipo, siendo esta diferencia entre las micorrizadas y las no micorrizadas. Entre las micorrizadas no hubo diferencias estadísticas. En la Tabla 53 se puede apreciar que el máximo valor ( $11075 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de K en la tusa) se logra con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), a pesar de ello, estas diferencias no se reflejan en la interacción de los factores.

Tabla 53. Contenido de potasio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Potasio en la tusa al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
27	7282.6 (451.6)	8574.4 (1274.7)	11098.2 (3062.1)	11470.5 (2625.8)	12186.3 (1666.5)	10586.2 (655.9)	10199.7 A
54	7851.6 (919.9)	8893.8 (966.4)	10850.5 (505.7)	9190.6 (651.4)	11623.0 (3528.7)	9147.8 (1040.6)	9592.9 A
80	7380.6 (314.4)	7878.0 (1388.7)	11154.9 (3215.9)	10374.3 (2637.2)	9414.2 (774.7)	9312.0 (932.3)	9252.3 A
Prom	7505 C	8449 BC	11035 AB	10345 AB	11075 A	9682 ABC	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 18.89%.

Cuando se combinan los factores (dosis y morfotipos) para evaluar la respuesta, se puede notar que entre las medias de éstas, no hay diferencias estadísticas significativas, como tampoco lo hubo para el factor dosis de P evaluado por separado. Aunque no hay diferencias, en la Tabla 53 se puede apreciar que la combinación del morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, conllevan a la máxima concentración de potasio (12186 mg\*kg<sup>-1</sup>) en la tusa del maíz. Estos resultados pueden ser útiles en la medida que se quiera tener una tusa como subproducto de la cosecha de maíz, de mejor calidad con fines de uso en alimentación animal o para sustrato en la producción de concentrados (Méndez *et al.*, 2004).

#### **6.10.6 Sodio**

**6.10.6.1. Sodio en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** En el análisis del factor dosis de fósforo en la toma de sodio por parte de la planta, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo la dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo la que favoreció a que la planta de maíz tomara más sodio, como se puede apreciar en la Tabla 54. Dado que el suelo es bajo en sodio, posiblemente la simbiosis micorrízica que se formó con esta dosis intermedia de fósforo (54 kg\*ha<sup>-1</sup>), ayudó a que la planta pudiera absorber sodio en mayor proporción, sin que le llegase a causar daño por el efecto tóxico que en grandes concentración puede causar el sodio a la planta de maíz. La concentración de este elemento no reviste importancia, dado que la planta no alcanzó a absorber suficiente cantidad como para producir un daño de toxicidad, que según Navarro y Navarro (2000) se presenta cuando la planta absorbe 1200 mg\*kg<sup>-1</sup> de Na; afortunadamente el suelo es de bajo contenido de este elemento, lo que favorece la baja absorción por parte de la planta.

En el análisis del factor Morfotipo, se pudo observar que también hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), mostrándose el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) como el que más favoreció la toma de éste elemento por la planta, con una media de 426.1 mg\*kg<sup>-1</sup> de sodio en la hoja opuesta a la mazorca, mientras que con el morfotipo 0 (sin

inoculación) se pudo tener la menor absorción, con una media de 188.7 mg\*kg<sup>-1</sup> de sodio en este órgano. Entre las parcelas micorrizadas, el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) fue el que menos favoreció en la toma de sodio, con una media de 337.4 mg\*kg<sup>-1</sup>. Como se puede observar en la Tabla 54 y Figura 5, el uso de HMA incrementa la toma de sodio en más del 100%. En suelos ricos en este elemento, podría ser perjudicial no solo para la planta, sino que si es abundante en el suelo, este puede incrementar el pH del mismo, lo que afectaría la actividad de los HMA, toda vez que estos HMA suelen más eficientes bajo condiciones de baja fertilidad (Brady y Weil, 1996; Sánchez, 1999; Barea *et al.*, 2008; Sánchez y Velásquez, 2008; Alvarado *et al.*, 2011).

Tabla 54. Contenido de sodio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis en periodo de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en la hoja opuesta a la mazorca (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	185.9 bc (14.2)	527.8 a (80.7)	585.7 a (79.3)	502.4 a (95.5)	554.1 a (59.3)	542.7 a (43.4)	483.1 A
54	200.6 bc (140.1)	595.8 a (218.5)	580.8 a (28.0)	438.8 ab (22.3)	543.3 a (11.4)	601.4 a (80.7)	493.4 A
80	179.8 bc (123.1)	139.7 c (26.2)	111.8 c (32.3)	71.3 c (59.3)	35.6 c (13.6)	64.2 c (77.1)	100.4 B
Prom	188.7 B	421.1 A	426.1 A	337.4 A	377.6 A	402.7 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 23.68%.

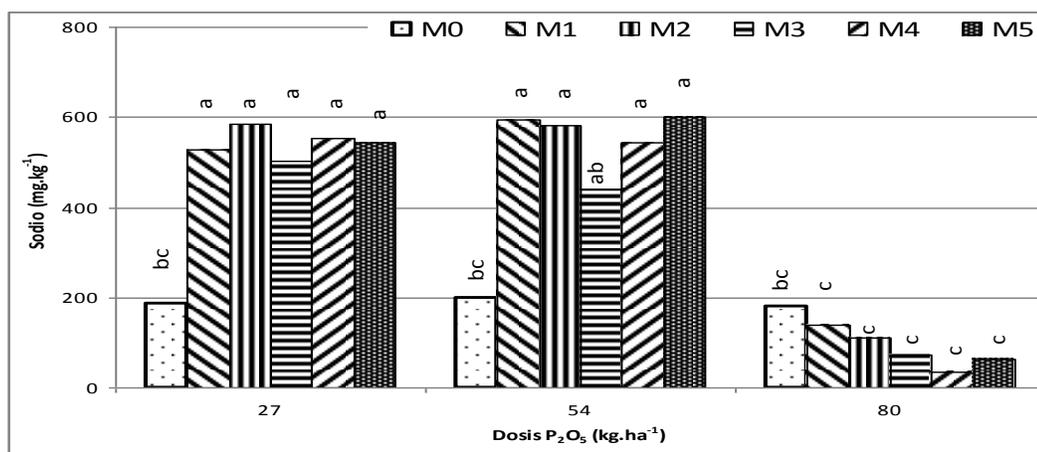


Figura 5. Contenido de sodio en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo. M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción de factores. Comparación de medias por Tukey. CV = 23.68%.

En la combinación de factores (dosis de fósforo y morfotipos) se pudo observar que cuando se combinan  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 5 (Consorcio de especies nativas), la planta de maíz absorbe la mayor cantidad de sodio ( $601.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) en la hoja opuesta a la mazorca, sin embargo se puede ver que la combinación entre las mayores dosis de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y HMA, en la mayoría de los casos no favorece dicha absorción, notándose que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), la planta puede absorber  $35.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de sodio. Las parcelas donde no se hizo inoculación, están entre las que menos Na absorbieron, como se observa en la Tabla 54 y Figura 9. Deja entrever que con el uso de hongos formadores de micorrizas, se induce a que la planta tome más sodio, condición que podría ser perjudicial para la planta cuando se absorbe en grandes cantidades (Marschner, 1986; Epstein y Bloom, 2005). El incremento de la concentración de sodio en la planta de maíz cuando es inoculado con hongos formadores de micorrizas, posiblemente se deba al incremento de la toma de agua y con ellos la toma del sodio que esta soluble en la solución del suelo (Taiz y Zeiger, 2006). Sin embargo, esta favorabilidad se presenta cuando las concentraciones de sodio son bajas, ya que si este elemento está en altas concentraciones en el suelo, el pH podría subir y minimizar la acción de los HMA, dado que su desarrollo y

eficiencia es mayor cuando los suelos son ácidos (Brady y Weil, 1996; Sánchez, 1999; Barea *et al.*, 2008; Sánchez y Velásquez, 2008; Alvarado *et al.*, 2011).

Este elemento al igual que el potasio, es de alta movilidad en el suelo, su forma asimilable por las raíces y microorganismos del suelo es como ion  $\text{Na}^+$ . En los suelos de bajos tenores en este elemento, posiblemente los HMA lo pueden tomar de la solución del suelo junto con los demás nutrientes que están solubles y luego transportarlo a la planta; aunque no está claro el mecanismo que se utiliza por parte de HMA para su absorción, se prevé que puede ser similar a los transportares que utiliza para la toma de muchos elementos metálicos, dada su condición de carga positiva (Gaither y Eide, 2001). Se han encontrado relaciones directas entre sodio del suelo y poblaciones de HMA (Peroza y Pérez, 2010). En la planta este elemento es de alta movilidad y aunque se discuten sus funciones en la misma, se le atribuyen funciones como activador enzimático de algunas enzimas. Una absorción de sodio puede ir acompañada de una deficiencia de potasio en el suelo (Barceló *et al.*, 2000; Navarro y Navarro, 2000; Azcón-Bieto y Talón, 2008).

**6.10.6.2. Sodio en las hojas al final del ciclo del cultivo.** El contenido de sodio en las hojas disminuyó cuando se les compara con el contenido en la hoja opuesta a la mazorca, sugiere que hubo redistribución de este elemento en el resto de la planta (Taiz y Zeiger, 2006). En este análisis, se puede observar que los factores Dosis de fósforo y morfotipo, al igual que la interacción entre ellos, no influyo de manera significativa en la concentración de sodio en las hojas. En la Tabla 55 se puede observar que la concentración más alta de sodio en la hoja ( $345.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) se logra cuando se utiliza la combinación  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), mientras que en la combinación sin inoculación y sin aplicación de fósforo, se obtiene  $136.1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de sodio en la hoja. En esta misma Tabla se observa que las menores absorciones de sodio le obtienen cuando las plantas no han sido fertilizadas con fósforo. Las concentraciones máximas alcanzadas en la investigación ( $345.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) son de baja relevancia para el cultivo del maíz, ya que no alcanza a producir efecto tóxico, porque no supera los  $1200 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que manifiesta Navarro y Navarro (2000) para que cause daño a la planta.

Tabla 55. Contenido de sodio en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en las hojas al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	136.1 a (26.6)	314.4 a (173.6)	212.8 a (61.1)	149.1 a (23.8)	151.6 a (26.0)	137.8 a (21.4)	183.6 A
27	243.7 a (70.6)	199.0 a (117.6)	153.6 a (57.3)	156.2 a (86.7)	197.8 a (81.2)	186.1 a (84.6)	189.4 A
54	231.4 a (166.6)	251.0 a (95.0)	313.8 a (140.4)	216.0 a (29.4)	345.5 a (171.1)	329.8 a (280.0)	281.2 A
80	206.5 a (51.4)	189.4 a (4.31)	237.4 a (117.9)	314.5 a (184.9)	273.0 a (99.1)	189.5 a (99.3)	235.0 A
Prom	204.4 A	238.4 A	229.4 A	208.9 A	242.0 A	210.8 A	222.3

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 52.12%.

**6.10.6.3. Sodio en el tallo.** La concentración de sodio en el tallo no se vio favorecida por los factores evaluados (dosis de P y morfotipos) como tampoco por la interacción de estos factores. En ninguno de los casos, la planta absorbió cantidades que fueran nocivas fisiológicamente, como se observa en la Tabla 56. Sobresalió la combinación de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), la planta de maíz pudo absorber 727.1 mg\*kg<sup>-1</sup> de sodio en el tallo, siendo esta la mayor concentración obtenida en el ensayo. En ninguno de los casos, esta concentración de sodio en el tallo repercute importancia, ya que no alcanza niveles de peligrosidad tóxica para el maíz, como lo señala Navarro y Navarro (2000), quienes consideran que para que haya daños, la planta ha de contener como mínimo 1200 mg\*kg<sup>-1</sup> en la parte aérea. A pesar de que el tallo pudo almacenar más Na, la concentración alcanzada no supera los 1200 mg\*kg<sup>-1</sup> que puede causarle daño a la planta (Navarro y Navarro, 2000), lo cual se debe a la baja oferta de este elemento en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo ver en los análisis químicos de sus suelos.

Tabla 56. Contenido de sodio en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en el tallo al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	574.5 a (114.0)	712.3 a (8.52)	632.1 a (110.6)	591.0 a (216.7)	585.7 a (217.8)	639.8 a (131.7)	622.6 A
27	438.2 a (112.8)	727.1 a (189.0)	689.6 a (232.3)	645.1 a (315.4)	484.1 a (418.8)	676.6 a (429.1)	610.1 A
54	438.6 a (388.2)	407.5 a (173.6)	442.5 a (205.9)	458.1 a (306.4)	352.6 a (299.9)	385.0 a (290.1)	414.1 A
80	403.0 a (331.2)	509.4 a (170.0)	416.7 a (242.8)	583.0 a (384.0)	488.4 a (186.6)	434.4 a (153.6)	472.5 A
Prom	463.6 A	589.1 A	545.2 A	569.3 A	477.7 A	534.0 A	529.8

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 44.68%.

**6.10.6.4. Sodio en la raíz.** Las mayores acumulaciones de sodio en las raíces se vieron favorecidas por las bajas dosis de fósforo aplicado, aunque hay que resaltar que las plantas que no fueron fertilizadas fosfóricamente, no tuvieron gasto de sus asimilados en el grano y tusa, por lo que pareciera ser mejores contenido en ellos. Estadísticamente no hubo diferencia entre las medias de concentración de sodio obtenidas por las dosis de fósforo aplicadas, esto indica que el sodio en la raíz no depende de la cantidad de fósforo que se aplique. Tampoco se encontraron que los morfotipos como la interacción de los factores evaluados (dosis de P y morfotipos) influyeran en la toma de sodio para este órgano, como se puede apreciar en la Tabla 57.

La máxima concentración de este elemento en la raíz (328.1 mg\*kg<sup>-1</sup>) y la mínima (230.1 mg\*kg<sup>-1</sup>) se lograron con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), pero con dosis de 27 y 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, respectivamente. En ninguno de los casos, hay peligrosidad de toxicidad de este elemento en la planta de maíz (Navarro y Navarro, 2000), no supera los 1200 mg\*kg<sup>-1</sup> que podrían ser nocivos para la planta de maíz.

Tabla 57. Contenido de sodio en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en la raíz al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	257.1 a (10.5)	247.6 a (60.7)	266.4 a (52.5)	278.6 a (80.0)	277.7 a (50.7)	323.6 a (53.3)	275.2 A
27	233.3 a (44.2)	299.1 a (58.2)	251.2 a (40.4)	297.5 a (23.7)	328.2 a (26.9)	289.3 a (38.0)	283.1 A
54	245.0 a (42.6)	264.1 a (72.9)	264.9 a (32.7)	239.3 a (21.6)	295.9 a (108.2)	299.4 a (32.0)	268.1 A
80	236.5 a (29.0)	321.4 a (54.2)	261.6 a (13.7)	264.1 a (52.1)	230.1 a (15.2)	263.1 a (20.5)	262.8 A
Prom	243.0 A	283.0 A	261.0 A	269.9 A	283.0 A	293.8 A	272.3

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 18.26%.

**6.10.6.5. Sodio en el grano.** Entre las parcelas fertilizadas con P, no se encontraron diferencias significativas en las medias de los factores evaluados por separado, como tampoco en la interacción de los mismos, como se ilustra en la Tabla 58. En esta Tabla se puede observar que la combinación del morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, el grano puede contener 319.2 mg\*kg<sup>-1</sup> de sodio, contrariamente, la combinación de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación, arroja la menor concentración de este elemento en el grano, cuya media fue de 132.8 mg\*kg<sup>-1</sup>. A pesar de ser suelos de bajo contenido en Na, en el grano hay una cantidad moderada de este elemento, se pudo alcanzar hasta 319.2 mg\*kg<sup>-1</sup>, muy por debajo de la cantidad media (592 mg\*kg<sup>-1</sup>) que reporta la FAO (2013) para los maíces de consumo humano. Esta baja concentración en el grano se debe posiblemente a la baja oferta del elemento en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo ver en los análisis químicos de los mismos.

Tabla 58. Contenido de sodio en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en el grano al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	132.9 a (9.28)	207.7 a (57.1)	227.8 a (68.0)	187.9 a (56.7)	249.3 a (72.2)	228.6 a (25.1)	205.7 A
54	156.8 a (66.4)	225.8 a (21.2)	252.8 a (41.2)	251.0 a (28.0)	319.3 a (179.2)	244.1 a (29.4)	241.6 A
80	163.9 a (15.6)	283.0 a (98.4)	186.1 a (77.3)	160.2 a (48.3)	229.6 a (154.7)	197.9 a (91.1)	203.4 A
Prom	151.2 B	238.8 AB	222.2 AB	199.7 AB	266.0 A	223.5 AB	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 36.57%.

**6.10.6.6. Sodio en la tusa.** Se encontraron diferencia estadística significativa (p<0.05) en el análisis del factor dosis, indicando que con el incremento de la dosis de P al suelo, decrece la concentración de sodio en la tusa, como se puede apreciar en la Tabla 59, sin embargo, esta diferencia no se ve reflejada en la interacción de los factores evaluados, lo cual se debe posiblemente a que son muchos los factores que influyen para enriquecer a la tusa y demás órganos de la planta de maíz, como por ejemplo, buen nivel de todos los elementos que requiere la planta para su nutrición (Lora, 2010).

En el análisis del factor morfotipo al igual que la interacción de los factores evaluados, no hubo diferencias estadísticas significativas. En la Tabla 59 se puede apreciar que las mejores concentraciones de sodio en la tusa se logran cuando se combinan al morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 54 o 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, cuyas medias fueron 256.0 y 244.2 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente, aunque sin diferencias estadísticas. En esta misma Tabla se puede observar que las mayores dosis de fósforo están relacionadas con las concentraciones inferiores de sodio en la tusa, es decir, que los morfotipos respondieron de manera inversa a la acumulación de este elemento en la tusa, cuando se les aplicaron altas dosis de fósforo, posiblemente los bajos tenores de sodio no fueron suficientes para que la planta de maíz ayudada por la fertilización fosfórica y los HMA pudieran tomar la cantidad

suficiente de este elemento para su almacenamiento en la tusa. Es de anotar, todos las parcelas exhibieron buen porcentaje de colonización, lo podría ayudar a la toma de los nutrimentos si en la solución del suelo están presentes, cosa contraria sucedió en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, fueron suelos de muy baja oferta nutricional para los cultivos, en este caso maíz.

Tabla 59. Contenido de sodio en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Sodio en la tusa al final del ensayo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	149.8 a (29.1)	233.6 a (154.9)	195.2 a (32.5)	199.4 a (27.5)	244.3 a (118.5)	190.3 a (32.7)	202.1 A
54	146.8 a (29.6)	195.9 a (45.9)	199.6 a (165.6)	225.3 a (160.0)	256.0 a (66.8)	151.7 a (37.6)	195.9 A
80	114.3 a (17.8)	138.2 a (19.2)	127.9 a (26.5)	123.8 a (23.9)	118.5 a (10.2)	132.6 a (19.0)	125.9 B
Prom	137.0 A	189.3 A	174.2 A	182.8 A	206.2 A	158.1 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 35.97%.

## 6.10.7. Hierro

**6.10.7.1. Hierro en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** El hierro del suelo puede ser tomado por las raíces y microorganismos en forma de Fe<sup>2+</sup>, aunque también lo pueden tomar en forma de quelatos o Fe<sup>3+</sup> siendo este último de menor importancia por su baja solubilidad en el medio edáfico (Navarro y Navarro, 2000). Los HMA lo toman gracias a los transportadores del grupo ZIP que incluye los transportadores de Zn (ZrT1) y Fe (IrT1) y otros elementos más, como lo informa Eide *et al.*, (1996), Zhao y Eide, (1996), Rogers *et al.*, (2000), Gaither y Eider (2001), entre otros. Los HMA lo entregan a la planta quizás mediante sus arbusculos en las raíces micorrizadas, en la planta

este elemento es de poca movilidad y es utilizado para múltiples funciones por la misma (Navarro y Navarro, 2000).

La comparación de medias del factor dosis de fósforo arrojó diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  la que mejor resultó, con una media de  $219.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de hierro en la hoja opuesta de la mazorca; la mayor dosis de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) fue la que arrojó la media de menos valor,  $138.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de hierro en esta hoja, como se puede apreciar en la Tabla 60. Con estos resultados se puede inferir que con  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, pueden ser suficientes para que el maíz pueda desarrollar una simbiosis micorrízica eficiente, aunque en todos los casos, la colonización por la inoculación y/o la que se presentó de manera espontánea en el campo, fue superior al 50%, bajo estas condiciones el maíz puede tomar junto con el agua de la solución de los minerales disueltos, en este caso, el hierro; estos resultados concuerdan con los reportados por Sánchez (1999), Sánchez y Velásquez (2008), Smith y Read (2008), entre otros, quienes han dogmatizado que los HMA contribuyen en la toma de nutrientes del suelo y el hierro es uno de ellos.

En el análisis del factor morfotipo, se pudo observar que también hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), en la que sobresale el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), con una media de  $227.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de hierro, mientras que con el morfotipo 0 (sin inoculación) escasamente se llega a  $85.19 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de hierro; esto es, con el uso de la inoculación del hongo formador de micorrizas, se puede incrementar la toma de hierro en más del 100%, condición que serviría para mejorar el grado de nutrición en el maíz en suelos degradados y de baja oferta nutricional como los de la Estación Experimental La Iguana. Esto es coherente con las afirmaciones de Brady y Weil (1996), Barea (2003), Barea *et al.*, (2008), entre otros, quien reportan mayores concentraciones de elementos de nutrientes en las plantas micorrizadas versus no-micorrizadas.

Tabla 60. Contenido de hierro en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en la hoja opuesta (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	71.8 a (51.2)	270.8 a (125.0)	277.3 a (105.1)	296.1 a (115.1)	232.9 a (48.1)	154.5 a (111.2)	217.2 A
54	97.2 a (39.2)	218.2 a (16.2)	252.9 a (26.4)	204.9 a (14.1)	236.9 a (39.1)	305.8 a (64.1)	219.3 A
80	86.7 a (3.24)	120.0 a (6.50)	153.7 a (27.8)	124.6 a (20.3)	161.8 a (28.7)	185.3 a (55.6)	138.7 B
Prom	85.19 B	203.0 A	227.9 A	208.5 A	210.5 A	215.2 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 35.50%.

A pesar de encontrarse diferencias estadísticas significativas en los factores por separados, estas no se reflejan en la interacción de los mimos, es decir que la concentración de Fe en la hoja en la época de floración depende de otros factores, quizás la disponibilidad de los demás nutrimentos que el suelo pudieran explicarlo. Con la combinación del morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo se logra la máxima concentración de hierro en la hoja opuesta de la mazorca (305.8 mg\*kg<sup>-1</sup>), pero se pueden obtener resultados similares cuando se utilizaron dosis de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> y los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*), 2 (*Scutellospora calospora*) y 3 (*Glomus leptotichum*). Las concentraciones más bajas de hierro en esta hoja se encontraron en la parcela con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin fertilización fosfórica, con una media de 71.7 mg\*kg<sup>-1</sup>. Por lo que se puede inferir, que con bajas dosis de fósforo, se incentivó la formación de la simbiosis micorrízica (71% de colonización) y esta posiblemente pudo ayudar a la planta en la tomar de mejores cantidades de hierro, y en menor proporción lo hacen las altas dosis de fósforo aplicadas al suelo, pudiendo el P reaccionar con el hierro y hacerlo mucho más deficitario en el suelo, ya que formarían compuestos strengíticos (fosfatos de hierro) que son inaprovechables por la planta, como lo afirma Marschner (1986), Epstein y Bloom (2005), López *et al.*, (2008), Lora (2010), entre otros.

Las concentraciones de hierro encontradas en esta investigación (71.7 – 305.8  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ ) están por encima de los 25  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  que expone García (2009) como mínimo para que la planta de maíz no manifieste deficiencias en las hojas, muy por encima de los 11  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  que reporta Arrieche (2008) en la parte aérea del maíz sembrados en suelos ácidos venezolanos; aunque esté en los rangos de 30 a 250 y 10 – 200  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  que exponen Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), respectivamente, están por debajo de los 800  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  que sustenta Epstein y Bloom (2005) para la parte aérea del maíz. Con base en lo anterior, se pudo notar que las plantas de maíz no presentaron deficiencias de hierro a pesar de que los suelos fueron de baja oferta en este elemento (ver análisis químico de suelos), por lo que posiblemente los HMA pudieron jugar un papel importante en la toma de este elemento en estos suelos, toda vez que en todas las parcelas hubo buena colonización micorrízica (inoculadas y sin inocular), esto es coherente con afirmaciones Brady y Weil (1996), Sánchez (1999), Barea (2003), Barea *et al.*, (2008), Sánchez y Velásquez (2008), Smith y Read (2008), entre otros, quien reportan que con el uso de HMA se mejoran las concentraciones de elementos de nutrientes en las plantas.

**6.10.7.2. Hierro en las hojas al final del ciclo del cultivo.** El hierro presente en las hojas del maíz al final del ciclo del cultivo fue bajo (menos de 94  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ ), como se puede observar en la Tabla 61, muy por debajo de los 800  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  que reporta Epstein y Bloom (2005) para maíces en la parte aérea; esto sugiere que las prácticas realizadas (inoculación micorrízica y fertilizaciones fosfóricas) no fueron suficientes para que la planta almacenara hasta el final del ciclo del cultivo las cantidades suficientes de este elemento, a pesar de ello, no se observaron deficiencias del mismo en el desarrollo del cultivo, posiblemente esta limitante influyó junto con los demás nutrientes de baja oferta en el suelo para que la planta de maíz no expresara su potencial productivo.

Tabla 61. Contenido de hierro en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en las hojas (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	51.6 a (52.6)	93.2 a (75.8)	64.2 a (34.7)	82.3 a (35.7)	57.5 a (31.5)	77.4 a (46.1)	71.0 A
27	44.7 a (48.5)	75.3 a (19.4)	65.1 a (27.0)	67.5 a (20.9)	79.0 a (7.11)	85.6 a (29.5)	69.5 A
54	92.7 a (58.6)	70.0 a (11.5)	41.2 a (8.80)	54.1 a (12.7)	52.9 a (20.9)	61.8 a (17.5)	62.1 A
80	70.9 a (17.3)	74.3 a (26.7)	75.2 a (34.8)	61.6 a (13.4)	82.9 a (53.6)	63.8 a (43.5)	71.4 A
Prom	65.0 A	78.2 A	61.4 A	66.4 A	68.1 A	72.1 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 44.93%.

El análisis de varianza de los factores por separado y en la interacción no influyeron de manera significativa en la concentración de este elemento en las hojas al final del ciclo del cultivo. En la Tabla 60 se puede apreciar que al final del ciclo vegetativo del maíz, las máximas concentraciones de hierro en la hoja se logran cuando se tienen parcelas sin fertilización y el morfotipo 1(*Scutellospora pellucida*), con una media de 93.2 mg\*kg<sup>-1</sup> de hierro (Tabla 61), cifra similar se logra cuando se utilizan 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y sin inoculación micorrízica, esta mejor concentración de hierro en las hojas se logró con colonización del 71 y 72%. Es de anotar, las parcelas sin fertilización fosfórica, no produjeron mazorca, por lo tanto, no hubo gasto de nutrientes en este órgano, por ende se prevé que esta sea una explicación del porque haya un poco más de concentración de este elemento en la hoja en estas parcelas. A pesar del bajo contenido de Fe en el suelo, en el ensayo se superaron los 25 mg\*kg<sup>-1</sup> que expone García (2009) como valor crítico en la parte aérea del maíz, también se superaron los 11 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Arrieché (2008) en maíz en suelos venezolanos. Sin embargo, no se llegaron a los 800 mg\*kg<sup>-1</sup> que sugieren Epstein y Bloom (2005) en plantas de maíz como valor crítico, lo cual se debe posiblemente a la baja oferta de hierro que caracterizan a los suelos donde se hizo el ensayo, como se pudo ver en los análisis de suelos. En este sentido, Lozano *et al.*, (2010)

reporta que los suelos de la estación Experimental La Iguana poseen cuarzo como material parental, los cuales ofertan muy pocos nutrientes para las plantas, entre ellos el hierro.

**6.10.7.3. Hierro en el tallo.** Estadísticamente no se observaron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los factores por separado, como tampoco en la interacción de estos, por lo que se presume que, la fertilización fosfórica, como la inoculación micorrízica, aunque haya sido alta (más del 50% de colonización), influyen para que la planta de maíz almacene Fe en su tallo hasta el final del ciclo del cultivo, como se puede apreciar en la Tabla 62. Las máximas concentraciones de hierro en el tallo, se obtuvieron cuando se combinaron las dosis más bajas de fósforo ( $27 \text{ kg*ha}^{-1}$ ) y los morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) y 4 (*Glomus leptotichum*), con medias de  $68.9$  y  $67.1 \text{ mg*kg}^{-1}$ , respectivamente.

Tabla 62. Contenido de hierro en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en el tallo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	50.3 a (3.61)	54.1 a (10.7)	52.7 a (18.8)	51.9 a (18.1)	43.6 a (29.7)	66.9 a (35.9)	53.3 A
27	48.0 a (2.00)	69.0 a (23.4)	56.6 a (23.6)	60.0 a (32.4)	67.1 a (19.4)	62.4 a (30.6)	60.5 A
54	38.6 a (29.8)	36.2 a (23.7)	38.9 a (16.3)	38.8 a (22.2)	46.8 a (32.7)	54.9 a (1.31)	42.4 A
80	35.6 a (21.6)	46.9 a (47.6)	64.0 a (63.4)	47.5 a (26.9)	42.2 a (39.5)	65.0 a (65.9)	50.2 A
Prom	43.1 A	51.6 A	53.1 A	49.6 A	49.9 A	62.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 60.87%.

En el tallo, las concentraciones de hierro en esta investigación oscilaron entre  $35.6 - 68.9 \text{ mg*kg}^{-1}$ , cifras que están por encima de los  $25 \text{ mg*kg}^{-1}$  que García (2009) expone como valor crítico en la parte aérea de la planta de maíz y no muestre deficiencias del elemento, también están muy encima de los reportes de Arrieche (2008) en maíces sembrados en suelos ácidos venezolanos, quien encontró  $11 \text{ mg*kg}^{-1}$ . Posiblemente la

planta de maíz pudo ayudarse con los HMA que se inocularon y los que en el campo estaban presente, toda vez que hubo una buena colonización micorrízica que superó el 50% en todas las parcelas, en este sentido, Smith y Read (2008) exponen que las plantas micorrizadas suelen absorber mayor cantidad de nutrientes, no solo por que hongo les ayuda en la absorción de nutrimentos, sino que se desarrolla mejor el sistema radical y esto contribuye con el enriquecimiento nutricional en las plantas.

**6.10.7.4. Hierro en la raíz.** Aunque las concentraciones de hierro en la raíz fueron afectadas estadísticamente de manera significativa ( $0 < 0.05$ ) por los factores dosis y morfotipo, en la interacción de estos factores no se reflejó la diferencia, como se puede apreciar en la Tabla 63. Pudiera entenderse que la fertilización fosfórica y la micorrización no influyeran en la concentración de Fe en las raíces, posiblemente sean otros factores que influyan para que el Fe se almacene hasta el final del cultivo. Es de anotar, gran parte del Fe absorbido se va al fruto y al resto de la planta. En estos resultados se puede apreciar que con el incremento de la fertilización fosfórica, decrece la concentración de hierro en la raíz, pudiera ser explicado, en este caso que hay déficit de este elemento en el suelo, que los HMA ayudaron a la toma y acumulación del mismo en la planta, ya que la formación de la simbiosis micorrízica se desarrolla mejor cuando las concentraciones de fósforo en el suelo son más bajas (Smith y Read, 2008), sin embargo, en suelos donde las concentraciones de este elemento son altas, los HMA pueden ayudar a inmovilizarlo en la raíz y regular en ellos el ascenso a la parte aérea. Esto coincidiría con las investigaciones de Liao *et al.*, (2003) y Hao *et al.*, (2010) en cuanto a que los HMA pueden inmovilizar elementos pesados en las raíces de las plantas como también en sus hifas, aun que estos investigadores no especifican sobre el hierro propiamente dicho, este elemento esta dentro de la lista de elementos pesados según Morton-Bermea (2006).

Tabla 63. Contenido de hierro en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en la raíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	1093.4 a (628.1)	751.7 a (672.2)	880.9 a (580.5)	579.5 a (400.1)	1547.8 a (466.3)	1522.2 a (1085.7)	1062.6 A
27	887.7 a (163.7)	601.3 a (190.6)	618.8 a (357.0)	730.7 a (453.9)	1009.2 a (271.7)	1417.0 a (978.3)	877.5 AB
54	407.6 a (96.5)	590.9 a (279.5)	1024.3 a (744.1)	623.4 a (433.1)	605.3 a (306.8)	1098.7 a (650.0)	725.0 AB
80	540.7 a (140.7)	515.4 a (164.6)	993.5 a (542.7)	441.3 a (153.9)	365.4 a (36.0)	774.9 a (393.4)	605.2 B
Prom	732.4 AB	614.8 B	879.4 AB	593.7 B	881.9 AB	1203.2 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 58.45%.

Para el caso del factor morfotipo, también el análisis estadístico arroja que hay diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ). En la Tabla 63 puede ver que sobresalen los morfotipos 5 (consorcio de especies nativas) y 4 (*Acaulospora mellea*), con medias de 1203.2 y 881.9 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente. Sin embargo, en la comparación de medias de la combinación dosis\*morfotipo, estadísticamente no se encontraron diferencias significativas, pero se puede apreciar en la Tabla 62 que en 30 de las 72 parcelas, la concentración de hierro en las raíces fue superior al límite que propone Epstein y Bloom (2005), que son 800 mg\*kg<sup>-1</sup> para la parte aérea del maíz, esto sugiere que posiblemente los HMA no solo ayudaran a la planta a la toma del elemento, sino que contribuyeron a que una parte de este no suba a la parte aérea de la planta de maíz, quizás inmovilizándolo en la raíz. Por otro lado, las raíces son órganos de reserva de las plantas, lo que puede favorecer que en ellas se almacene mayor proporción de nutrientes (Barceló *et al.*, 2000; Taiz y Zeiger, 2006). Las combinaciones que más favorecieron a la acumulación de este elemento en la raíz fueron los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 5 (consorcio de especies nativas) y sin aplicación de fósforo, con una media de 1547.8 y 1522.2 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente; cifras que superan los valores reportados para la parte aérea de la planta (25 mg\*kg<sup>-1</sup>, García, 2009), 11 mg\*kg<sup>-1</sup> (Arrieche, 2008), 250 mg\*kg<sup>-1</sup> (Prochnow *et al.*, 2009) y 200 mg\*kg<sup>-1</sup> (Basantes, 2012). Esto deja entrever que los HMA podrían estar regulando el

acenso del hierro en la parte aérea del maíz, formado compuesto en la raíz o precipitándolo en sus hifas, estas anotaciones tienen similitud con los reportes de Madejon *et al.*, (2009) quien encontró en raíces del maíz concentraciones de hierro hasta de  $1400 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  cuando fueron fertilizados con cobre, y atribuye estas altas concentraciones a procesos micorrízicos.

**6.10.7.5. Hierro en el grano.** El análisis de varianza que se hizo, solo incluye las parcelas que fueron fertilizadas con P, es decir que produjeron mazorca. En estas, no hubo diferencia significativa entre las medias de los factores por separado, como tampoco en la combinación de los mismos, esto deja entre ver que, el almacenamiento de Fe en el grano, depende de muchos factores y que la fertilización al igual que la micorrización, no explican con alta probabilidad dicho almacenamiento, quizás factores como nivel de nutrientes en el suelo, desarrollo del cultivo, entre otros, pueden explicar esta diferencia. En la Tabla 64 se puede apreciar que la inoculación incrementa el contenido de Fe en el grano, aunque estas pequeñas diferencias no sean significativas, los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 3 (*Glomus leptotichum*), fueron los que mejor contribuyeron a que el grano de maíz tuviese mayor concentración de hierro, con medias de  $37.1$  y  $36.1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  respectivamente. Mientras que la menor fue el morfotipo 0 (sin inoculación) con una media de  $11.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ .

Aunque sin diferencia estadísticas significativas en la interacción dosis\*morfotipo, se puede apreciar en la Tabla 64, que con el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) y  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, se logra la máxima cantidad de hierro en el grano,  $65.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras que sin la inoculación y el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) se puede tener medias de  $11.5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Estas concentraciones logradas en este ensayo, están por debajo de los promedio que reportan la FAO (2013) para maíces de consumo humano, también están por debajo que la media que reporta Serna (2009) en granos de maíz del Ecuador, por estos hallazgos, se podría cuestionar al grano de maíz que se cosechó en la investigación, estaría por debajo de los estándares para maíz comercial.

Tabla 64. Contenido de hierro en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en el grano (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	11.7 a (1.54)	17.8 a (6.34)	65.4 a (86.8)	14.5 a (2.61)	44.1 a (10.5)	29.1 a (15.0)	30.4 A
54	11.6 a (1.69)	12.7 a (7.4)	22.1 a (12.1)	36.3 a (32.9)	47.4 a (15.7)	17.2 a (5.8)	24.5 A
80	12.1 a (0.7)	27.6 a (19.9)	15.5 a (14.5)	57.5 a (75.8)	19.7 a (16.3)	27.9 a (13.0)	26.7 A
Prom	11.7 A	19.3 A	34.3 A	36.1 A	37.1 A	24.7 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 109.97%.

**6.10.7.6. Hierro en la tusa.** Las concentraciones de hierro en la tusa se vieron afectadas por las dosis de fósforo aplicadas, estadísticamente hubo diferencias significativas (p<0.05), en la que se puede ver que la dosis de fósforo más baja (27 kg\*ha<sup>-1</sup>) fue la que más influyó en la concentración de hierro en este órgano, con una media de 52.5 mg\*kg<sup>-1</sup>, como se puede apreciar en la Tabla 65. Es decir que con una baja dosis fosfórica se pueden tener concentraciones moderadas de hierro en la tusa cuando se hace uso de las simbiosis micorrízicas, ya que estas se forman y son más eficientes en suelos donde las cantidades de fósforo son bajas (Barea, 2003; Smith y Read, 2008).

En el factor morfotipo no hubo diferencias estadísticas significativas, tampoco en la interacción de factores. En la Tabla 65 se puede apreciar que las mejores concentraciones de Fe en la tusa se logran cuando se aplican 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipos 2 (*Scutellospora calospora*), con una medias de 64.8 mg\*kg<sup>-1</sup> de hierro en la tusa; mientras que las concentraciones menores de este elemento fueron de 9.6 mg\*kg<sup>-1</sup> y se logró con la máxima dosis de fósforo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*). En rasgos generales, se puede inferir que dosis superiores a 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, reducen la concentración de hierro en la tusa, posiblemente en estos casos, se reduzca la disponibilidad

del hierro del suelo al reaccionar con el fósforo aplicado y formar sulfatos de hierro que son inaprovechables para la planta, no lo solubilizan los HMA, por ende la planta lo tomaría en menor proporción. Además, los suelos de la Estación Experimental La Iguana son de baja oferta nutricional (Lozano *et al*, 2010), como se pudo notar en los análisis químicos de suelos.

Tabla 65. Contenido de hierro en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en la tusa (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	25.6 a (3.35)	58.1 a (47.6)	64.8 a (38.4)	63.2 a (18.5)	52.3 a (44.7)	51.3 a (17.6)	52.5 A
54	19.8 a (10.8)	30.2 a (18.0)	33.6 a (6.00)	30.1 a (24.1)	15.6 a (4.39)	15.0 a (7.14)	24.1 B
80	19.7 a (5.94)	32.3 a (5.26)	18.9 a (10.8)	21.6 a (10.6)	13.3 a (11.2)	9.6 a (10.2)	19.2 B
Prom	21.6 A	40.1 A	39.1 A	38.3 A	27.1 A	25.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 64.27%.

## 6.10.8. Cobre.

**6.10.8.1. Cobre en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** El cobre disponible del suelo puede ser absorbido por las raíces o microorganismos edáficos en forma iónica como Cu<sup>2+</sup>, aunque también puede ser absorbido como complejo orgánico (Cu-EDTA). En esta forma iónica es como lo toman los HMA para llevarlo a la planta, gracias a los transportadores del grupo ZIP que incluye los transportadores de Zn (ZrT1) y Fe (IrT1) y otros elementos más, como lo informa Eide *et al.*, (1996), Zhao y Eide (1996), Rogers *et al.*, (2000), Gaither y Eider (2001), entre otros; aunque Hall y Williams (2003) consideran que lo hace el transportador QSSTITGTYAGQFIMGGFLN, que es muy parecido al transportador Shake de potasio. Los HMA lo entregan a la planta quizás

mediante sus arbusculos en las raíces micorrizadas, en la planta este elemento es de moderada movilidad y es utilizado para múltiples funciones por la misma (Navarro y Navarro, 2000).

La concentración de este elemento fue moderada, no superó los  $30 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  en esta hoja (Mills y Benton, 1996). El análisis del factor dosis de fósforo indica que hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo la dosis con la que se obtiene la mejor media de cobre ( $21.1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) en la hoja opuesta de la mazorca; mientras que  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, fue la dosis que menos favoreció la toma de este elemento en la hoja, con una media de  $16.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de cobre. Se deduce entonces que la concentración de cobre en la hoja opuesta tiene una respuesta inversa a la aplicación de fósforo en el suelo, como se puede apreciar en la Tabla 66, esto posiblemente se deba a que con mayores dosis de P en el suelo, se reduce la eficiencia de los HMA y con ellos menos absorción de nutrientes, por otro lado, en la simbiosis micorrízica se suele retener los elementos metálicos no solo en sus raíces, sino en las hifas del hongo. En este sentido, Khalil *et al.*, 2006 encontraron que con los HMA se incrementa la absorción de Cu en la planta, siempre y cuando los niveles del suelo no pasen los niveles críticos de la planta, ya que puede causar daños fisiológicos en la misma.

En la comparación de las medias del factor morfotipo, se encontraron también diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo la de menos conveniencia el morfotipo 0 (sin inoculación), cuya media fue de  $10.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de cobre, pero cuando se inocula con hongos formadores de micorrizas, esta concentración se puede duplicar, como ocurrió con el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) que se logró obtener una concentración de cobre en la hoja opuesta de la mazorca de  $23.0 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se puede apreciar en la Tabla 66. Bajo las condiciones de baja oferta de este elemento, los hongos formadores de micorrizas pueden ser una alternativa en el manejo de suelos, ya que con ellos, se incrementa la concentración de este elemento en la hoja, teniendo en cuenta que estos hongos, incrementan el área edáfica exploratoria y con ello, ayuda a encontrar al elemento en zonas más lejanas donde la raíz no lo alcanza. Esto es coherente con los

resultados de Khalil *et al.*, 2006, quienes encontraron un incremento de Cu en la planta de *Leucaena* cuando se les inocula HMA, al mismo tiempo que afirman que las plantas responden a la inoculación con HMA en la medida que las concentraciones del suelo no superen los niveles críticos de la planta, ya que altos niveles en el suelo pueden ser nocivos para la planta.

Tabla 66. Contenido de cobre en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en la hoja opuesta (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 A
27	11.6 a (2.70)	22.4 a (2.57)	26.0 a (6.85)	17.2 a (2.84)	20.3 a (5.41)	29.0 a (5.08)	21.1 A
54	10.8 a (3.17)	22.4 a (2.41)	21.4 a (1.09)	17.9 a (6.52)	18.4 a (2.24)	24.8 a (2.38)	19.3 AB
80	10.5 a (1.65)	18.0 a (3.24)	16.3 a (5.10)	19.6 a (4.05)	18.7 a (3.92)	15.2 a (2.84)	16.4 B
Prom	10.9 B	20.9 A	21.2 A	18.2 A	19.1 A	23.0 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 20.91%.

En el análisis de varianza de la combinación de los factores (dosis de fósforo y morfotipos), estadísticamente no se encontraron diferencias significativas, sin embargo, en la Tabla 66 se puede apreciar que la máxima concentración de cobre en la hoja opuesta a la mazorca se logra cuando se utilizan dosis mínimas de fósforo (27 kg\*ha<sup>-1</sup>) y los morfotipos 5 (consorcio de especies nativas) y 2 (*Scutellospora calospora*), cuyas medias fueron 29.0 y 26.0 mg\*kg<sup>-1</sup> respectivamente. Por el contrario, cuando se utilizan dosis altas de fósforo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>), suele encontrarse las menores concentraciones de este elemento de esta hoja, 10.5 mg\*kg<sup>-1</sup>.

Las concentraciones encontradas en todos los casos, están dentro de los rangos medios que reporta Prochnow *et al.*, (2009), Basantes (2012) cuyos valores oscilan entre 5 – 25 mg\*kg<sup>-1</sup>, por lo que visiblemente no hubo visiblemente deficiencias de este elemento

en el maíz. En este sentido, Gadd (2007), expone que los HMA y los hongos en general, absorben el cobre en sus hifas, contribuyendo a que parte de este elemento no llegue en excesos a la parte aérea de la planta y produzca efectos tóxicos. Los resultados obtenidos superan los  $2.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta Cuevas y Walter (2004) en maíces sembrados en Alfisoles, también superan los  $11 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que obtuvo Arrieche (2008) en la parte aérea del maíz sembrado en Alfisoles de Venezuela, en ambos casos, estos investigadores no utilizaron la simbiosis micorrízica, lo que pudo influir en la baja toma de cobre por la planta de maíz.

**6.10.8.2. Cobre en las hojas al final del ciclo del cultivo.** En el análisis de las medias que se reportan en esta investigación, señalan que hay diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ) entre las medias del factor dosis de fósforo, siendo  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo la dosis que más convino para acumular más cobre en las hojas al final del ciclo del cultivo, con una media de  $18.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ; mientras que la dosis máxima de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) fue la que menos favoreció la concentración de este elemento en las hojas, con una media de  $11.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se puede apreciar en la Tabla 67. Esto deja entrever que altas dosis de fósforo en el suelo puede disminuir el desarrollo de la simbiosis micorrízica y con ellos la absorción de cobre, esto es coherente con las afirmaciones de Smith y Read (2008), quienes han demostrado que el mejor desarrollo de la simbiosis se logra en suelos de baja oferta de P.

Entre los morfotipos, no hubo diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar en la Tabla 67, que cuando se hacen inoculaciones con el hongo formador de micorrizas, se mejoran las concentraciones de cobre en las hojas del maíz. De  $13.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de cobre que se obtuvo con el morfotipo 0 (sin inoculación), se puede alcanzar concentrar hasta  $17.0 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de este elemento con el uso del morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*), posiblemente el incremento de la colonización contribuye a la acumulación de cobre en la hoja al final del ciclo vegetativo. Esto es coherente con los resultados expuestos por Khalil *et al.*, (2006), quienes encontraron un incremento de Cu en la planta de *Leucaena* cuando se les inocula HMA, al mismo tiempo que afirman que las plantas responden visiblemente a

HMA para la toma de cobre del suelo, siempre y cuando las concentraciones del suelo no superen los niveles críticos de la planta, ya que resultaría nocivo para la plantas.

El análisis de varianza de la combinación de factores (dosis de fósforo y Morfotipos), no arrojó diferencias estadísticas significativas, a pesar de ello, en la Tabla 67 se puede apreciar que las mayores concentraciones de cobre en las hojas del maíz se logran cuando se utilizan bajas dosis de fósforo ( $27 \text{ kg*ha}^{-1}$ ) y los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 5 (consorcio de especies nativas), cuyas medias fueron de  $23.0$  y  $21.8 \text{ mg*kg}^{-1}$  respectivamente; mientras que la combinación de  $80 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 0 (sin inoculación) la concentración de cobre en la planta de maíz decrece hasta  $10.1 \text{ mg*kg}^{-1}$ .

Tabla 67. Contenido de cobre en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en las hojas (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	15.3 a (2.41)	19.4 a (3.46)	15.3 a (2.67)	15.8 a (0.20)	16.0 a (4.25)	17.8 a (1.45)	16.6 AB
27	14.8 a (3.00)	23.0 a (12.1)	17.4 a (7.14)	15.5 a (0.78)	17.5 a (1.86)	21.9 a (8.75)	18.4 A
54	13.7 a (2.14)	13.6 a (2.66)	13.6 a (0.93)	13.1 a (3.87)	13.3 a (2.06)	13.0 a (1.86)	13.4 BC
80	10.2 a (0.65)	12.4 a (1.96)	12.4 a (3.04)	10.7 a (3.27)	11.8 a (4.04)	10.6 a (5.01)	11.3 C
Prom	13.5 A	17.1 A	14.7 A	13.7 A	14.7 A	15.8 A	14.9

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.32%.

En todos los casos, se pudo observar que las concentraciones de este elemento en la parte aérea disminuyeron al final del ciclo del cultivo de maíz, a pesar de ello, siguen estando dentro de los rangos que reportan Basantes (2012), Prochnow *et al.*, (2009) y García (2009) para considerar que no hay deficiencias de este elemento en la planta de maíz, por lo que en campo, no fueron visiblemente deficiencias de este elemento. Hay trabajos que reportan cifras inferiores de cobre en las hojas, tal es el caso de Cuevas y

Walter (2004), quienes pudieron encontrar en muestras foliares de maíces en Alfisoles concentraciones de hasta  $2.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , aunque en Venezuela, Arrieche (2008) reporta  $11 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  en maíces sembrados en suelos ácidos, ambos están por debajo de la media más baja obtenida en esta investigación, lo cual se debe a que ellos no utilizaron inoculación micorrízica en sus ensayos.

**6.10.8.3. Cobre en el tallo.** Las concentraciones de cobre en el tallo al final del ciclo del cultivo, solo arrojaron diferencias estadísticas significativas en el factor dosis de P ( $p < 0.05$ ), lográndose acumular mayor proporción de este elemento ( $8.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) en las parcelas donde no se hizo fertilización (P0), como se puede apreciar en la Tabla 68. Es de resaltar que estas parcelas se mantuvieron verdes hasta el final del ciclo, no produjeron mazorca, por ende no tuvieron gasto de estos elemento en la formación y llenado del grano. En este sentido, Taiz y Zeiger (2006) expone que las plantas después de tomar los nutrientes lo redistribuyen a los órganos y son los frutos los que más demanda tienen de los mismos.

Tabla 68. Contenido de cobre en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en el tallo ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	6.8 a (1.22)	10.7 a (1.88)	8.1 a (0.71)	9.2 a (0.70)	8.1 a (0.57)	9.1 a (2.22)	8.7 A
27	5.3 a (0.19)	7.4 a (1.82)	5.4 a (0.96)	5.3 a (0.75)	5.4 a (0.80)	5.8 a (0.46)	5.8 B
54	3.7 a (0.42)	4.7 a (0.52)	5.5 a (0.77)	4.8 a (0.10)	5.1 a (0.64)	6.2 a (1.91)	5.0 B
80	4.1 a (0.58)	4.2 a (0.97)	5.2 a (1.16)	8.3 a (6.34)	4.9 a (2.12)	5.4 a (1.18)	5.4 B
Prom	5.0	6.8	6.1	6.9	5.9	6.6	6.2

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.0%.

Entre los morfotipos, aunque no hubo diferencias significativas entre ellos, se puede apreciar en la Tabla 68, que con el uso de los hongos formadores de micorrizas, se puede mejorar la concentración de cobre en el tallo al final del ciclo vegetativo, de  $4.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  obtenido con el morfotipo 0 (sin inoculación) a  $6.8 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), es decir se puede incrementar hasta el 30%. Esto refleja que posiblemente los HMA puedan ayudar a explorar mayor área edáfica y con ellos a conseguir más elementos dispersos en el suelo (Smith y Read, 2008; Sánchez y Velásquez, 2008), condición que es aplicable para los suelos de la Estación Experimental La Iguana, toda vez que son de baja oferta en cobre y dentro de los planes de fertilización, generalmente no se incluyen.

En el análisis de varianza de la combinación de factores (dosis de fósforo y morfotipos), no se encontraron diferencias estadísticas significativas, sin embargo, en la Tabla 68, se puede apreciar que las mayores concentraciones de este elemento en el tallo, se lograron cuando no se hizo fertilización fosfórica y se utilizaron los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*), 3 (*Glomus leptotichum*) y 5 (consorcio de especies nativas), con medias de 10.7, 9.1 y 9.1  $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , respectivamente. Con la excepción de 3 parcelas que están por debajo de los 5  $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de cobre en concentración en el tallo, el resto están por encima de este valor, que de acuerdo a Prochnow *et al.*, (2009), García (2009), Basantes (2012), no hay deficiencia en estas plantas, y así se pudo corroborar en campo, no hubo deficiencias visible del elemento. Trabajos similares reportan menores concentraciones de cobre en el tallo, logrando valores de 2.4 – 3.6  $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , pero sin inoculación micorrízica (Cuevas y Walter, 2004). Con estos resultados se confirma que los HMA aunque sin diferencias estadísticas significativas, contribuyen a la toma de cobre en la planta de maíz, concordante con resultados de Khalil *et al.*, (2006), quienes encontraron un incremento de Cu en la planta de *Leucaena* cuando se les inocula HMA.

**6.10.8.4. Cobre en las raíces.** Aunque en el análisis estadístico no se reflejan diferencias estadísticas significativas, entre las medias de los factores por separado o en su combinación, en la Tabla 69 se puede ver una ligera tendencia inversa a las aplicaciones de P en el suelo. Las concentraciones reportadas en esta Tabla muestran un incremento de

cobre en la raíz, circunstancia coherente con lo expuesto por Gadd (2007), quien afirma que los HMA pueden inmovilizar Cu en sus hifas y esto se refleja en la medida que las raíces hayan reportado mayor concentración de este elemento, superando el resto de la planta, sin embargo, en la parte aérea, no se observaron visiblemente deficiencias de cobre.

Tabla 69. Contenido de cobre en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en la raíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	219.9 a (83.3)	276.3 a (190.4)	250.6 a (124.5)	298.1 a (64.1)	314.1 a (46.9)	264.4 a (82.7)	270.5 A
27	204.8 a (66.5)	222.1 a (108.1)	191.6 a (15.6)	265.5 a (274.4)	327.4 a (157.7)	178.5 a (28.0)	231.7 A
54	150.9 a (38.5)	204.7 a (119.6)	194.8 a (115.1)	174.1 a (46.7)	254.2 a (199.0)	166.3 a (35.0)	190.8 A
80	136.4 a (14.1)	235.2 a (183.5)	270.3 a (142.0)	212.2 a (31.6)	127.4 a (7.59)	212.1 a (103.7)	198.9 A
Prom	178.0 A	234.6 A	226.8 A	237.4 A	255.8 A	205.3 A	223.0

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 50.51%.

La máxima concentración de cobre en la raíz (324.4 mg\*kg<sup>-1</sup>) se logra con la combinación de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y las más bajas se lograron con las máximas dosis de fósforo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) y el mismo morfotipo, cuya media fue 127.4 mg\*kg<sup>-1</sup>. En todos los casos, estas concentraciones están por debajo de las 400 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Madejon *et al.*, (2009) en raíces de maíces que han sido fertilizados con soluciones de cobre en condiciones de invernadero.

**6.10.8.5. Cobre en el grano.** El análisis de varianza que se hizo en esta variable solo incluye las parcelas que produjeron grano, y entre estas, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los factores como tampoco en la interacción de los mismos; es decir, que la fertilización fosfórica, al igual que la inoculación micorrízica y su interacción, no influyen en la concentración de cobre en el grano, quizás,

sean otros los factores que influyan en esta variable. A pesar de ello, en la Tabla 70 se puede apreciar que el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) sobresale con una media de  $39.8 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras con el M0 (sin inoculación) el grano almacena  $24.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Pudiera entenderse que las condiciones en las que trabajó el ensayo no fueron las ideales para que los HMA pudiesen manifestar dicha diferencia.

Tabla 70. Contenido de cobre en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en el grano ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	34.6 a (7.11)	36.2 a (10.5)	68.3 a (43.8)	44.2 a (8.13)	80.5 a (32.6)	42.0 a (4.98)	51.0 A
54	32.7 a (13.7)	37.0 a (8.46)	52.6 a (6.85)	46.4 a (4.30)	40.7 a (10.3)	62.4 a (24.5)	45.3 A
80	32.4 a (11.2)	50.5 a (13.0)	35.8 a (10.9)	34.6 a (9.14)	37.3 a (10.8)	55.1 a (25.3)	41.0 A
Prom	24.9 A	30.9 A	39.2 A	31.3 A	39.6 A	39.9 A	34.3

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 38.72%.

En la Tabla 70 se puede notar que la combinación que más favoreció la concentración de cobre en el grano fue cuando se utilizaron las dosis más bajas de fósforo ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 2 (*Scutellospora calospora*), cuyas medias fueron  $80.4$  y  $68.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras que las mínimas concentraciones están relacionadas con las máximas dosis de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y sin inoculación (Morfotipo 0), con una media de  $32.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Estos hallazgos están muy encima de los  $2.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta Cuevas y Walter (2004) en grano de maíz o los  $2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que encontró Serna (2009) en maíz híbrido, lo cual se debe posiblemente a que estos investigadores no utilizaron a los hongos formadores de micorrizas, de allí la baja absorción de cobre en el grano, sin embargo, Navarro y Navarro (2000) considera que se pueden encontrar concentraciones entre  $2 - 30 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  en el grano. Al respecto, la FAO (2013) reporta que el grano de maíz debe contener entre  $13$  a  $20 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , por lo que el grano producido en

este ensayo está por encima de estos requerimientos mínimos que se sugieren para consumo humano.

**6.10.8.6. Cobre en la tusa.** El análisis de varianza que se hizo para esta variable, incluye solo las parcelas que produjeron mazorca, es decir las que fueron fertilizadas con P. En estas, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los factores por separado, como tampoco en la interacción de los mismos, como se puede apreciar en la Tabla 71. Aunque sin diferencias estadísticas, se puede apreciar que al utilizar la dosis intermedia de fósforo ( $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) se lograron las mayores concentraciones de cobre en la tusa, con medias de  $224.6$  y  $215.4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  cuando se utilizaron con los morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*), respectivamente; pero cuando se utilizó el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y dosis de fósforo de  $80$  y  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , se disminuyó la concentración de cobre en la tusa a  $160.7$  y  $154.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  (Tabla 71). Estas cifras son de mucha utilidad, cuando se quiere aprovechar los recursos del medio con bajos insumos, por lo tanto la utilización de HMA y la disminución de las dosis de fósforo, puede conllevar a resultados similares en la producción de maíz en suelos de baja oferta nutricional como lo son los suelos de la Estación Experimental La Iguana. En la actualidad no hay reportes sobre contenidos de minerales en la tusa, sin embargo, Méndez *et al.*, (2004) y Minalet *et al.*, (2007) recomiendan utilizar la tusa que contenga más minerales para minimizar la cantidad de minerales complementarios en la producción de bloques alimenticios para el ganado.

Tabla 71. Contenido de cobre en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Cobre en la tusa (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	187.8 a (37.7)	208.4 a (106.5)	198.3 a (47.9)	200.1 a (22.1)	154.3 a (71.4)	170.5 a (54.7)	186.6 A
54	191.7 a (44.4)	201.7 a (92.3)	215.5 a (31.3)	224.6 a (21.9)	202.8 a (17.8)	165.4 a (19.6)	200.3 A
80	186.1 a (28.7)	208.2 a (87.7)	186.1 a (72.4)	210.4 a (73.2)	160.7 a (12.3)	172.8 a (27.3)	187.4 A
Prom	141.4 A	154.6 A	150.0 A	158.8 A	129.4 A	127.2 A	143.6

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.37%.

## 6.10.9. Manganeso.

**6.10.9.1. Manganeso en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** El manganeso disponible en la solución del suelo y que puede ser absorbido por las raíces o microorganismos edáficos se encuentra en forma iónica como Mn<sup>2+</sup>, según Navarro y Navarro (2000), este elemento también puede ser absorbido también como quelato. En esta forma iónica es como lo toman los HMA para llevarlo a la planta, gracias a los transportadores del grupo ZIP que incluye los transportadores de Zn (ZrT1) y Fe (IrT1) y otros elementos más, como lo informa Gaither y Eider (2001), Eide *et al.*, (1996), Rogers *et al.*, (2000) y Zhao y Eide (1996), entre otros; al transportador QSSTITGTYAGQFIMGGFLN (Hall y Williams, 2003) o al transportador SMF1 (Portnoy *et al.*, 2000). La planta lo recibe en sus células radicales para sus funciones vitales (Navarro y Navarro, 2000).

El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre los factores por separado, como tampoco entre las medias de la

interacción de estos factores. A pesar de ello, en la Tabla 72 se puede apreciar que hay una ligera diferencia entre las inoculadas y no inoculadas, cuyas medias fueron 26.6 y 48.8  $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ , respectivamente para el M0 (sin inoculación) y M5 (Consortio de especies nativas), es decir, hay un incremento de hasta 80% de manganeso en las hojas cuando se le hace inoculación micorrízica. Resultado que puede tenerse en cuenta para las prácticas de manejo en suelos de baja oferta nutricional como los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo apreciar en los análisis químicos y en las investigaciones de Lozano *et al.*, (2010).

La comparación de las combinaciones de factores, sin diferencias estadísticas significativas, se pudo encontrar que con las máximas dosis de fósforo ( $80 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) se logran las mayores concentraciones de manganeso en las hojas, cuando se combinan con los morfotipos 5 (consorcio de especies nativas), 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*), con medias de 64.5, 60.0 y  $46.4 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  respectivamente; sin embargo, cuando se utiliza el mismo morfotipo 5 (consorcio de especies nativas), pero con  $27 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$  de fósforo, se logra una concentración de  $46.2 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$  de manganeso en la hoja.

Tabla 72. Contenido de manganeso en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en la hoja opuesta ( $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	26.55 a (10.8)	44.81 a (11.6)	38.23 a (5.09)	39.08 a (5.33)	29.55 a (4.72)	46.27 a (9.96)	37.41 A
54	25.02 a (7.24)	35.21 a (4.78)	39.78 a (6.38)	45.22 a (16.2)	38.55 a (8.73)	35.62 a (8.43)	36.57 A
80	28.40 a (3.50)	33.18 a (13.9)	46.40 a (25.8)	60.06 a (39.6)	44.48 a (12.1)	64.52 a (42.6)	46.17 A
Prom	26.6 A	37.7 A	41.4 A	48.1 A	37.5 A	48.8 A	30.04

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consortio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ). Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 39.23%.

A pesar de las bajas concentraciones de manganeso en el suelo, este elemento en la hoja opuesta del maíz no fue deficitario osciló entre 46.2 – 64,5 mg\*kg<sup>-1</sup>, las cuales están en el rango medio (20 – 200 mg\*kg<sup>-1</sup>) que propone Prochnow *et al.*, (2009), 15 – 300 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Basantes (2012) en su revisión literaria, por encima del valor crítico (15 mg\*kg<sup>-1</sup>) que propone García (2009), todos ellos en la parte aérea de la planta del maíz. Deja entrever que, los HMA contribuyen a la toma de manganeso del suelo, lo cual contradice las afirmaciones de Cardoso y Kuyper (2006), aunque ellos dejan la duda que si los HMA arbusculares hacen lo mismo que las ectomicorrizas, que contribuyen a regular la toma de manganeso por las plantas y evitar con ello efectos tóxicos. La toma de manganeso por el maíz en suelos de baja oferta de P puede verse ayudada por los HMA, ya que estos suelen compensar gran parte de los nutrientes que han de aplicarse cuando en el suelo son deficitarios, toda vez que un bajo contenido de P en el suelo contribuye a que desarrolle mejor la simbiosis micorrízica y esta contribuye en la nutrición de la planta, no solo la simbiosis como tal, sino que se desarrolla mejor el sistema radical de la planta de maíz (Sánchez, 1999; Smith y Read, 2008; Sánchez y Velásquez, 2008).

**6.10.9.2. Manganeso en las hojas al final del ciclo del cultivo.** El factor dosis de fósforo, al igual que el morfotipo utilizado en el ensayo, evaluados por separados o en su interacción, no mostraron diferencias estadísticas significativas, como se puede apreciar en la Tabla 73. En esta Tabla se puede apreciar que el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) sobresale con una media de 73.3 mg\*kg<sup>-1</sup> de manganeso en la hojas al final del ciclo vegetativo, mientras que cuando no se hace la inoculación, estas pueden contener una media de 52.5 mg\*kg<sup>-1</sup>, es decir, con la inoculación micorrízica, se logra aunque sin diferencias significativas, un incremento hasta del 40% en la concentración del manganeso en las hojas del maíz.

En la combinación de factores aunque sin diferencias estadísticas significativa, con dosis de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de P y el morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*), se logran las máximas concentraciones (88.9 mg\*kg<sup>-1</sup>) de manganeso en las hojas al final del ciclo vegetativo. Aunque las concentraciones de manganeso en las hojas al final del cultivo se mantuvieron

entre 30 – 90 mg\*kg<sup>-1</sup>, no hubo deficiencia visibles de manganeso en las hojas, estos rangos están dentro de los 20 – 200 mg\*kg<sup>-1</sup> y 15 – 300 mg\*kg<sup>-1</sup> que reportan Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), respectivamente. Esto refleja la importancia de los HMA no solo los nativos, sino que una inoculación contribuye a la toma de nutrientes del suelo cuando estos son deficitarios, condición que aplica para los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo demostrar en los análisis químicos expuestos en este ensayo, también lo soportan investigaciones de Lozano *et al.*, (2010).

Tabla 73. Contenido de manganeso en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en las hojas (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	55.44 a (31.9)	71.64 a (28.9)	32.97 a (18.9)	57.77 a (22.9)	37.18 a (5.25)	61.33 a (43.4)	52.72 A
27	45.90 a (10.7)	77.89 a (29.9)	57.47 a (6.42)	74.11 a (24.5)	53.98 a (6.89)	67.65 a (16.6)	62.83 A
54	55.13 a (7.66)	56.82 a (4.52)	55.31 a (10.6)	72.53 a (21.7)	62.09 a (20.1)	53.44 a (9.66)	59.22 A
80	53.91 a (5.94)	63.68 a (22.3)	80.17 a (50.6)	88.94 a (38.1)	74.57 a (32.4)	85.05 a (61.3)	74.39 A
Prom	52.59 A	67.51 A	56.48 A	73.34 A	56.95 A	66.87 A	62.29

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 41.36%.

**6.10.9.3. Manganeso en el tallo.** El análisis de las medias de concentración encontradas en este órgano de la planta no se vio afectado significativamente por las dosis de fósforo aplicadas al suelo, como tampoco por el factor morfotipo ni la interacción de estos factores. A pesar de ello, en la Tabla 74 se puede apreciar que con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) se logra la máxima concentración en el tallo, con una media de 21.8 mg\*kg<sup>-1</sup>, pero si no se hace la inoculación micorrízica (morfotipo 0), este valor puede decrecer hasta 15.4 mg\*kg<sup>-1</sup>. Puede por ende, incrementarse la concentración de manganeso en el tallo con el uso de los hongos formadores de micorrizas hasta en un 40%, principalmente es estos suelos de baja oferta en este elemento, ya que son suelos

evolucionados y con mucho material cuarcíticos cuyos aportes de manganeso suelen ser muy bajos (Lozano *et al.*, 2010).

En la Tabla 74 se puede apreciar que con dosis de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y los morfotipos 2 (*Scutellospora calospora*) y 3 (*Glomus leptotichum*), se pueden lograr concentraciones de manganeso en el tallo de 26.0 y 25.0 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente; pero con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), se lograron concentraciones de este elemento de 20.1 mg\*kg<sup>-1</sup>. Aunque en la mayoría de los casos las concentraciones están por debajo de los rangos 20 – 200 mg\*kg<sup>-1</sup> que proponen Prochnow *et al.*, (2009), no se manifestaron síntomas de deficiencias visibles en campo. Esta semejanza estadística permite apoyar que una disminución de la dosis de fósforo y el uso de hongos formadores de micorrizas, se pueden obtener resultados similares en la toma de este elemento, teniendo en cuenta que la investigación se hizo en suelos de muy baja oferta nutricional, como se pudo constatar en los análisis químicos de suelos en este ensayo y en las investigaciones de Lozano *et al.*, (2010), quien sustenta la baja oferta nutricional en los materiales parentales de estos suelos.

Tabla 74. Contenido de manganeso en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en el tallo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	15.05 a (6.72)	20.15 a (2.35)	16.24 a (7.41)	23.14 a (2.47)	24.47 a (2.50)	20.62 a (4.24)	19.94 A
27	14.26 a (4.61)	19.38 a (3.52)	15.17 a (0.22)	20.18 a (6.52)	17.67 a (3.37)	18.90 a (7.94)	17.59 A
54	14.33 a (0.68)	15.53 a (1.71)	15.42 a (3.54)	19.23 a (10.2)	14.57 a (4.93)	13.74 a (2.73)	15.47 A
80	18.06 a (4.42)	17.76 a (7.30)	26.08 a (19.6)	25.01 a (4.44)	19.41 a (6.58)	21.66 a (12.6)	21.33 A
Prom	15.42 A	18.20 A	18.23 A	21.89 A	19.03 A	18.73 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 33.36%.

Las concentraciones de manganeso en el tallo oscilaron entre 20 – 26 mg\*kg<sup>-1</sup>, con base en estos valores, se puede decir que no hubo deficiencia visibles de este elemento a nivel de campo en las plantaciones de maíz, ya que las concentraciones tanto en las hojas como en el tallo, en todos los casos, están dentro de los rangos que se encuentra en la literatura, como lo reportan Prochnow *et al.*, (2009) quien propone que la parte aérea debe contener entre 20 – 200 mg\*kg<sup>-1</sup>, ó 15 – 300 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Basantes (2012) en su revisión literaria, todas estuvieron por encima del valor crítico (15 mg\*kg<sup>-1</sup>) que propone García (2009), por lo que no fue posible que se manifestaran las deficiencias de este elemento a pesar de que el suelo era deficiente según análisis químico de suelos. Aunque Arrieche (2008) en Alfisoles de Yaracuy encontró concentraciones de hasta 123 mg\*kg<sup>-1</sup> de manganeso en la parte aérea del maíz y a pesar de que en su investigación no tenía incluida los HMA, pero sus suelos, eran de mayores concentraciones de manganeso.

**6.10.9.4. Manganeso en la raíz.** Entre las medias del factor morfotipo, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo el mejor, el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), seguido por el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) con medias de 110.0 y 100.9 mg\*kg<sup>-1</sup> de manganeso en las raíces. La respuesta de menor valor fue encontrada en el morfotipo 0 (sin inoculación) con una media de 57.6 mg\*kg<sup>-1</sup> de este elemento en las raíces, como se puede apreciar en la Tabla 75. Con la inoculación micorrízica, se puede incrementar la acumulación de manganeso en las raíces entre un 60 – 100%, que en suelos de baja oferta en este elemento, esto sugiere que los HMA pueden encontrar más elementos nutricionales del suelo en su solución, en la medida que logran explorar mayor volumen edáfico (Smith y Read, 2008).

En el análisis de varianza del factor dosis de P y en la interacción de factores, no se encontraron significativamente diferencias, sin embargo, en la Tabla 75 se puede apreciar que la planta concentró más manganeso en la raíz cuando se combinaron 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), con una media de 182.8 mg\*kg<sup>-1</sup>. La combinación que menos favoreció a la concentración de este elemento en la raíz de maíz,

fue sin inoculación (morfortipo 0) y dosis de 0 y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, cuyas medias de manganeso fueron de 52.9 y 48.6 mg\*kg<sup>-1</sup>.

Tabla 75. Contenido de manganeso en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en la raíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	52.98 a (0.49)	167.53 a (55.6)	98.53 a (29.6)	104.84 a (83.7)	90.97 a (39.1)	98.28 a (42.1)	102.19 A
27	59.92 a (7.12)	92.63 a (12.7)	58.86 a (11.0)	79.50 a (18.6)	182.80 a (17.0)	92.19 a (18.1)	94.32 A
54	48.64 a (25.2)	106.01 a (22.8)	120.07 a (58.0)	110.46 a (13.6)	103.08 a (14.9)	97.93 a (26.2)	97.70 A
80	68.95 a (0.76)	74.09 a (27.4)	126.23 a (43.4)	84.20 a (28.9)	103.19 a (29.9)	107.65 a (45.5)	94.05 A
Prom	57.62 B	110.07 A	100.92 A	94.75 AB	120.01 A	99.01 AB	97.06

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfortipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfortipo (hilera inferior). CV = 35.53%.

**6.10.9.5. Manganeso en el grano.** El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. Se analizaron los factores por separado y no se encontraron diferencias estadísticas significativas, tampoco se encontraron en la interacción de estos factores, esto refleja que la concentración del Mn en el grano puede depender más de otros factores que de la fertilización fosfórica y la micorrización con HMA (Tabla 76). Esta similitud permite por ende, disminuir las dosis de fertilizantes fosfóricos para finalmente obtener concentraciones de Mn en el grano muy similar a las que se obtienen cuando se hace la fertilización con P. A pesar de que hubo una alta colonización (70 – 72%), no se logró que esta influyera en la toma de este elemento para el grano de maíz; sin embargo, los resultados están muy cercanas a los 8 – 12 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta la FAO (2013) para maíces de consumo humano.

Tabla 76. Contenido de manganeso en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en el grano (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	8.72 a (3.60)	9.31 a (4.54)	10.09 a (3.32)	13.36 a (5.83)	9.40 a (1.04)	8.76 a (2.45)	9.94 A
54	7.32 a (1.68)	7.38 a (0.27)	8.40 a (1.31)	8.70 a (0.82)	9.92 a (4.26)	7.30 a (0.73)	8.17 A
80	7.53 a (3.25)	7.72 a (0.70)	7.58 a (3.04)	6.91 a (0.84)	8.84 a (1.48)	9.50 a (0.62)	8.01 A
Prom	7.85 A	8.13 A	8.69 A	9.65 A	9.38 A	8.52 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 29.20%.

En la Tabla 76, aunque sin diferencia estadísticas, se puede apreciar que con la inoculación micorrízica se logran incrementar las concentraciones de manganeso en el grano, como se pudo comprobar en esta investigación con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) que se logra tener una concentración promedio de 9.6 mg\*kg<sup>-1</sup>, en cambio, si no se hace inoculación micorrízica, esta concentración de manganeso puede disminuir hasta 7.8 mg\*kg<sup>-1</sup>, es decir, gracias a los HMA, la concentración de manganeso se puede aumentar hasta en un 22%. Lo cual puede repercutir en tener una planta de maíz mejor nutrida y con ello un grano de mejor calidad, aunque están por debajo de la media que propone la FAO (2013) que son 8 a 12 mg\*kg<sup>-1</sup>, posiblemente la baja oferta del elemento de los suelos de la Estación Experimental La Iguana (Lozano *et al.*, 2010) no permitieron que la planta de maíz concentrar mayor cantidad de este elemento en su grano.

Con la combinación de factores (dosis de fósforo y morfotipos) se pudo lograr aunque sin diferencias estadísticas, que dosis de 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y los morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*), contribuyen a que el grano de maíz almacene más Mn, cuyas medias fueron de 13.3 y 10.0 mg\*kg<sup>-1</sup> de manganeso. En todos los casos, se pudo notar que el incremento de la dosis de P en un mismo morfotipo conduce a la disminución del P en el grano, por lo puede disminuir hasta 6.9 mg\*kg<sup>-1</sup> con el M3

(*Glomus leptotichum*), como se puede apreciar en la Tabla 76. Estos resultados tienden a ser similares a los que reporta Serna (2009) en maíces sembrados en Alfisoles de moderada fertilidad y fertilizados con NPK, quien reporta una media de  $9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de manganeso en el grano de maíz. Sin embargo, estos resultados están por debajo del promedio ( $8 - 10 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) que la FAO (2013) reporta para el grano de maíz para consumo humano, se exceptúan solo dos parcelas que superan este promedio que fueron las que tenían  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y los morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) y 3 (*Glomus leptotichum*) como se dijo antes.

**6.10.9.6. Manganeso en la tusa.** El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. Se analizaron los factores por separado y no se encontraron diferencias estadísticas significativas, tampoco se encontraron en la interacción de estos factores (Tabla 77), condición similar a lo que paso con el manganeso en el grano, sin diferencias a pesar de que hubo alta colonización micorrízica ( $70 - 72\%$ ) en cultivo del maíz, no solo en el inoculado, sino también en el maíz que no se inoculó, cuya media fue superior al 50% de colonización.

Tabla 77. Contenido de manganeso en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Manganeso en la tusa ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	17.00 a (0.73)	19.21 a (5.08)	16.85 a (1.81)	16.07 a (0.60)	17.66 a (3.12)	16.72 a (2.06)	17.25 A
54	15.12 a (0.40)	14.80 a (2.75)	22.24 a (5.04)	20.73 a (3.08)	21.49 a (1.59)	13.86 a (0.53)	18.04 A
80	17.56 a (4.04)	18.16 a (4.24)	17.31 a (1.82)	22.07 a (5.45)	18.29 a (2.62)	17.16 a (4.47)	18.43 A
Prom	16.56 A	17.39 A	18.79 A	19.62 A	19.15 A	15.91 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hileras inferiores). CV = 15.23%.

Entre los morfotipos sobresale, aunque sin diferencias estadísticas, el M3 (*Glomus leptotichum*), 4 (*Acaulospora mellea*) y 2 (*Scutellospora calospora*), con medias de 14.7, 14.3 y 14.0 mg\*kg<sup>-1</sup> de manganeso en la tusa, respectivamente, como se puede apreciar en la Tabla 77. La similitud de concentraciones en este órgano, deja la opción de utilizar cualquiera de los morfotipos si se trata de concentrar manganeso en la tusa, esto resulta útil cuando se tiene dentro del proyecto, la utilización de la tusa para alimentación animal o para producir concentrados, en este sentido, Méndez *et al.*, (2004) y Minalet *et al.*, (2007) consideran una tusa de mejor calidad en la medida que tengan mayor concentración de minerales y con los HMA se puede subsanar en parte ese requerimiento.

En la combinación de factores (dosis de fósforo y morfotipo) se pudo apreciar que el morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, contribuyen a la máxima concentración de manganeso en la tusa del maíz, mientras que con la misma dosis de fósforo y el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) se logra la menor concentración 13.8 mg\*kg<sup>-1</sup>.

#### **6.10.10. Zinc.**

**6.10.10.1. Zinc en la hoja opuesta de la mazorca de la planta de maíz.** El Zn en los suelos agrícolas se encuentra asociado a óxidos e hidróxidos de Fe y Al, arcillas minerales y formas inorgánicas solubles. En la solución del suelo se encuentra en forma iónica como Zn<sup>2+</sup>, regulada por los equilibrios de adsorción/desorción, es un elemento muy soluble y dinámico en el suelo (García *et al.*, 2008). En esta forma iónica es como lo toman los HMA para llevarlo a la planta, gracias a los transportadores del grupo ZIP que incluye los transportadores de Zn (ZrT1) y Fe (IrT1) y otros elementos más, como lo informa Eide *et al.*, (1996), Zhao y Eide (1996), Rogers *et al.*, (2000) y Gaither y Eider (2001), entre otros, así lo ha demostrado también Burleigh *et al.*, (2003) en plantas de *Medicago* sp. Una vez en la planta, esta lo utiliza para fines metabólicos entre la que se resalta la activación enzimática, pero también cataliza procesos como respiración, síntesis de clorofila y proteínas. Con base en esto, visiblemente se puede apreciar que una planta micorrizada

suele ser de mayor vigor, ya que contribuye en la toma de este elemento para sus funciones vitales (Fancelli, 2006; Cruzate y Rivero, 2010).

Tabla 78. Contenido de zinc en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en periodo de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en la hoja opuesta (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	19.3 d (3.19)	55.4 ab (21.4)	50.0 abc (2.81)	65.6 a (11.8)	61.5 a (12.7)	65.4 a (5.77)	52.9 A
54	19.9 d (4.66)	56.5 a (2.16)	71.3 a (9.79)	71.8 a (8.90)	55.5 ab (9.93)	64.5 a (5.45)	56.6 A
80	19.9 d (1.21)	18.6 d (3.91)	19.6 d (13.5)	27.5 bcd (6.87)	20.9 d (3.78)	24.1 cd (9.40)	21.8 B
Prom	19.7 B	43.5 A	46.9 A	54.9 A	45.9 A	51.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 20.86%.

El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. Las concentraciones de zinc en esta hoja se vieron afectadas por las dosis de fósforo aplicada, es decir hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.001$ ), lográndose las mayores concentraciones con las dosis intermedia de fósforo (54 kg\*ha<sup>-1</sup>) con una media de 56.5 mg\*kg<sup>-1</sup> de zinc en la hoja, pero entre esta y la media obtenida con la dosis de fósforo más baja (27 kg\*ha<sup>-1</sup>), no hubo diferencia, es decir son similares estadísticamente, y su media fue de 52.8 mg\*kg<sup>-1</sup> de zinc. Pero entre estas dos y la media alcanzada con la dosis de fósforo más alta (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) si hay diferencias, lográndose reducir a 21.7 mg\*kg<sup>-1</sup>, como se puede apreciar en la tabla 78. Esto indica que con altas dosis de fósforo aplicado al suelo, la planta de maíz disminuye la toma del micro elemento zinc, puede ser por el antagonismo químico del zinc y el fósforo en el suelo (Marschner, 1986; Epstein y Bloom, 2005), formándose fosfato de zinc que es insoluble e inprovechable para las plantas (Malavolta, 2006).

En la comparación de las medias del factor Morfotipo, se pudo observar que también hubo diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.001$ ), redundando esta diferencia entre las micorrizadas y las no micorrizadas, siendo estas últimas las que mostraron la media más baja en concentración de zinc en la hoja opuesta a la mazorca, con una media de  $14.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se puede apreciar en la Tabla 78. Cuando se hace la inoculación, esta media se incrementa entre 2 y 3 veces, siendo el Morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) quien arroja la mayor concentración, con una media de  $41.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de zinc en esta hoja; pero entre esta y el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas), no hay diferencias, la cual tiene una media de  $38.5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Ante la similitud de resultados, podría esperarse utilizar al morfotipo 5 (consorcio de especies nativas), ya que se hace más fácil su multiplicación o producción del inóculo.

En la combinación de factores Dosis de fósforo y Morfotipos, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.001$ ) entre sus medias, siendo las mejores combinaciones dosis de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y los morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*), cuyas medias fueron  $71.7$  y  $71.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de zinc en esta hoja, respectivamente (Figura 6 y Tabla 78). En estas se puede apreciar que las mayores concentraciones de zinc se sesgan hacia las dosis intermedias ( $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y menores ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) de fósforo; mientras que las concentraciones más bajas de zinc están asociadas a las dosis más altas de fósforo en el suelo, lográndose cifras de  $18.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . También es de apreciar en esta Figura, que las menores concentraciones de zinc en esta hoja están asociadas a las parcelas con el morfotipo 0 (sin inoculación), es decir, para tener un mejor contenido de zinc en la hoja opuesta del maíz, bajo condiciones deficitarias de este elemento en el suelo, los HMA podrían ser buenos aliados, toda vez que con ellos se explora un volumen de suelo mucho mayor y la planta toma más zinc (Smith y Read, 2008) ya que este es un elemento de baja movilidad en el suelo (Marschner, 1986; Epstein y Bloom, 2005). Las concentración más bajas que se obtuvieron en esta investigación están relacionadas con el morfotipo 0 (sin inoculación) y estas son similares a los  $21 - 34 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta Cuevas y Walter (2004) en trabajo con maíz sin inoculación micorrízica, por lo que se prevé que el uso de los HMA contribuyen en la toma de zinc del

suelo. En todos los casos, estos hallazgos superan a los  $11 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  encontrados por Arrieché (2008) en Alfisoles venezolanos y sin inoculación micorrízica en maíz. Cuando se comparan con las Tablas reportadas por Prochnow *et al.*, (2009), García (2009), Basantes (2012), quienes consideran que el maíz debe tener entre  $15 - 100 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de zinc en la parte aérea, todos están dentro de este rango, es decir, la planta no manifestó deficiencia de este elemento y así se confirmó en campo por visión directa.

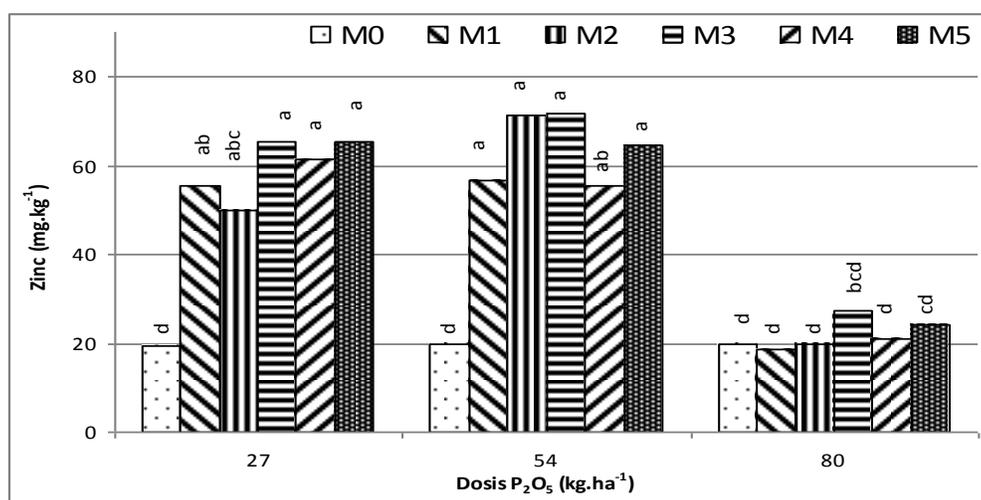


Figura 6. Contenido de zinc en la hoja opuesta a la mazorca del maíz en la interacción morfotipos y dosis de fósforo en el periodo de floración.

**6.10.10.2. Zinc en las hojas al final del ciclo del cultivo.** Estadísticamente no hubo diferencias entre las medias los factores evaluados por separado, como tampoco en la interacción de los mismos. En la Tabla 79 se puede apreciar que el incremento de la fertilización fosfórica no favorece la concentración de zinc en las hojas al final del ciclo vegetativo; por lo que se prevé que hay menos desarrollo de la simbiosis micorrízica y con ello se disminuye la absorción del nutriente, además, altas dosis de fósforo en el suelo hacen deficitario al zinc, ya que químicamente son antagonistas (Marschner, 1986; Epstein y Bloom, 2005).

En la Tabla 79 se puede apreciar que sin inoculación micorrízica, la planta de maíz absorbe en este órgano  $14.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  y con micorrización, esta media se incrementa hasta  $19.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , lo que significa un incremento entre 15 – 35% del nutriente en las hojas al final del ciclo del cultivo, que para suelos de baja oferta en este elemento, la inoculación micorrízica podría ser una buena opción, no solo por que se minimiza costo en compra de fertilizantes fosfóricos, sino porque se altera en menor proporción las condiciones edáficas (Rabie, 2005).

Tabla 79. Contenido de zinc en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en las hojas ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	18.1 a (2.54)	18.3 a (0.81)	17.9 a (0.96)	18.3 a (1.68)	14.7 a (3.15)	14.5 a (2.08)	17.0 A
27	15.8 a (2.44)	18.5 a (4.48)	21.8 a (3.11)	15.8 a (4.44)	18.0 a (6.23)	17.4 a (6.42)	17.9 A
54	13.4 a (1.94)	19.8 a (2.65)	14.3 a (5.37)	17.3 a (9.82)	19.5 a (17.5)	19.7 a (10.1)	17.3 A
80	11.2 a (6.09)	21.0 a (9.63)	16.8 a (7.92)	15.1 a (8.75)	15.1 a (9.10)	16.3 a (15.1)	15.9 A
Prom	14.6 A	19.4 A	17.7 A	16.6 A	16.8 A	17.0 A	17.0

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 37.77%.

Las menores concentraciones de zinc en las hojas al final del ciclo vegetativo fue de  $11.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , que se obtuvieron con el morfotipo 0 (sin inoculación) y  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  fósforo, deja entrever que bajo estas condiciones, aunque se desarrolló la simbiosis (colonización del 70%) esta no favoreció la toma del nutriente, aunque también el antagonismo químico (Marschner, 1986; Epstein y Bloom, 2005) pudo repercutir para que la planta y el hongo lo tomara en menor proporción. Pero cuando se utilizan dosis baja de fertilizante fosfórico, las concentraciones suelen las mayores, alcanzándose cifras de  $21.8 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Es decir, se duplica la concentración de zinc en las hojas, claro, estas son las concentraciones que se tienen al final del cultivo, después que se han redistribuido gran parte a los demás órganos de la planta. Estos hallazgos superan a los  $11 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  encontrado por Arrieche (2008) en

Alfisoles venezolanos y sin inoculación micorrízica en maíz, pero están por debajo de los reportes 21 – 34 mg\*kg<sup>-1</sup> de Cuevas y Walter (2004) en Alfisoles sembrados en maíz. Pero si se comparan con las Tablas que proponen Prochnow *et al.*, (2009), García (2009), Basantes (2012), quienes dicen que el maíz debe tener más de 15 mg\*kg<sup>-1</sup> de zinc en la parte aérea, más del 80% de las parcelas cumplen con esta concentración mínima, es decir, no hubo deficiencia del elemento en el cultivo y así se pudo constatar, no aparecieron síntomas de deficiencias de zinc a nivel de campo en la parte aérea de la planta de maíz.

**6.10.10.3. Zinc en el tallo.** En el análisis estadístico de las medias de los factores evaluados por separados y su interacción, no arrojaron diferencias estadísticas significativas. Sin embargo, con bajas dosis de P aplicadas al suelo se obtienen las mejores concentraciones de Zn en el tallo, con medias de 19.8 mg\*kg<sup>-1</sup> (Tabla 80), podría esperarse en este caso, que la simbiosis micorrízica establecida haya ayudado a incrementar dicha concentración en esta parte de la planta, ya que son los HMA quienes pueden ayudar a encontrar y transportar nutrientes desde partes muy lejanas hacia la planta, en suelos donde hay deficiencias (Smith y Read, 2008), por otro lado, se favorece el desarrollo radical de la planta y ello también contribuye con el incremento de la absorción directa de la solución del suelo.

Tabla 80. Contenido de zinc en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en el tallo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	13.1 a (2.10)	17.3 a (2.63)	15.7 a (1.61)	12.1 a (3.11)	15.1 a (3.30)	16.8 a (2.81)	15.0 A
27	18.8 a (8.27)	19.8 a (12.6)	18.2 a (9.38)	16.1 a (3.10)	24.0 a (5.55)	22.1 a (10.0)	19.8 A
54	21.1 a (5.68)	19.6 a (6.18)	16.4 a (15.4)	17.1 a (12.7)	18.4 a (6.08)	17.1 a (4.19)	18.3 A
80	18.7 a (1.62)	17.5 a (2.31)	15.9 a (5.92)	20.0 a (8.31)	22.5 a (5.50)	20.7 a (7.82)	19.2 A
Prom	17.9 A	18.5 A	16.6 A	16.3 A	20.0 A	19.2 A	18.1

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 39.16%.

Aunque sin diferencias estadísticas significativas, en la Tabla 80 se puede apreciar que las medias de las parcelas que fueron inoculadas con los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 5 (consorcio de especies nativas), fueron las que mayores medias de concentración alcanzaron, con cifras de 19.9 y 19.1 mg\*kg<sup>-1</sup> de zinc en el tallo, respectivamente, dejando la posibilidad abierta a poder escoger un mejor morfotipo de HMA cuando se quiere enriquecer el contenido de Zn en el tallo, que se debe ver reflejado en un mejor desarrollo de la planta.

La comparación de medias en la combinación de los factores dosis de fósforo aplicada y Morfotipos, aunque no hubo diferencias estadísticas significativas entre sus medias, se puede apreciar en la Tabla 80, que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, se logra la mayor concentración de zinc en el tallo, cuya media fue 23.9 mg\*kg<sup>-1</sup>. De los promedios obtenidos en la investigación sobre contenido de zinc en el tallo, solo dos parcelas están por debajo de los 15 mg\*kg<sup>-1</sup> que se tiene como valor crítico en la parte aérea del maíz (García, 2009; Prochnow *et al.*, 2009; Basantes, 2012), el resto de las parcelas están por encima de este valor. Estos valores son similares a los 17 – 35 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Cuevas y Walter (2004) en maíces sembrados en Alfisoles con altos contenidos de zinc en el suelo, pero sin la utilización de HMA, lo que refleja que el uso de los hongos formadores de micorrizas, puede ayudar a la planta de maíz en la toma del zinc cuando este es deficitario en el suelo. En trabajos realizados en Venezuela por Arrieché (2008) encontró en Alfisoles concentraciones de 12 mg\*kg<sup>-1</sup>, solo se compara con el valor más bajo obtenido en esta investigación, es decir, que los HMA ayudan a la toma del zinc del suelo (Sánchez, 1999; Smith y Read, 2008).

**6.10.10.4. Zinc en las raíces.** Aunque en el análisis estadístico no se encontraron diferencias significativas entre las medias del factor dosis de fósforo, se puede apreciar en la Tabla 81, que la mayor concentración (45.6 mg\*kg<sup>-1</sup>) se registró en las parcelas que no fueron fertilizadas con fósforo, estas no desarrollaron mazorca y por ende no gastaron sus reservas en este órgano, de allí que muestran quizás una mayor concentración de este elemento, como lo expone Taiz y Zeiger (2006) en cuanto a que el mayor gasto de

nutrientes está en la formación y llenado del fruto, para este caso es la mazorca. Entre las parcelas fertilizadas con fósforo, se puede notar que las mayores concentraciones de zinc en la raíz ( $33.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ), se obtuvieron cuando se utilizaron las dosis más baja de fósforo ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ), en la que se puede apreciar por ende, que el antagonismo químico que hay entre el fósforo y el zinc repercuten en la nutrición de la planta de maíz, también que a bajas dosis de fósforo, se promueve el desarrollo de la simbiosis micorrízica y esta puede ayudar a movilizar más zinc hacia las raíces (Smith y Read, 2008).

Las medias obtenidas por el factor Morfotipo, no arrojaron diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar en la Tabla 81, que la concentración promedia menor se logra cuando no hay inoculación micorrízica, con cifras de  $22.7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de zinc en las raíces, pero con la inoculación, estas cifras pueden llegar hasta  $42.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), es decir, se puede incrementar las concentraciones de zinc en las raíces hasta casi un 100% más, esto indica que la simbiosis micorrízica ayuda a nutrir mejor a la planta de maíz bajo condiciones de baja oferta de este nutriente en el suelo (Smith y Read, 2008), a pesar de ello, esta diferencia no se puede ver desde el punto de vista estadístico y se puede reflejar en el alto coeficiente de variación (73.39%).

En la combinación de factores dosis de fertilizantes fosfórico y Morfotipos, estadísticamente no se encontraron diferencias significativas entre sus medias, se puede notar sin embargo, que las parcelas sin fertilización fosfórica y que no produjeron mazorca, fueron las que más concentraron zinc en las raíces, con medias de hasta  $68.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , lo cual se debe posiblemente a que en estas parcelas no hubo gasto de sus reservas en el llenado de la mazorca, de allí que hayan almacenado más zinc en sus raíces (Taiz y Zeiger, 2006). Pero en términos generales, se pudo notar que con las dosis más bajas de fósforo, la planta almacena más zinc en sus raíces, como se puede observar en la Tabla 81. Contrariamente, con dosis altas de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), solo puede almacenar  $17.0 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . En esta se resalta que altas dosis de fósforo, pueden inhibir en parte la toma de zinc por parte de la planta, por el antagonismo iónico entre zinc y fosforo (Epstein y Bloom, 2005), el zinc se hace más deficitario y en los

suelos de la Estación Experimental La Iguana que son pobres en este elemento se hace más notoria la deficiencia. Por ser Zn un elemento metálico, se prevé que las concentraciones de este elemento en las raíces, se deba posiblemente a que los HMA contribuyen a inmovilizarlo y con ellos, a la acumulación en este órgano de la planta, esto es coherente con las afirmaciones de Gadd (2007) quien manifiesta que en suelos donde hayan HMA estos inmovilizan al zinc en sus hifas.

Tabla 81. Contenido de zinc en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en la raíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	24.5 a (14.2)	68.3 a (75.3)	33.8 a (10.4)	55.6 a (56.4)	64.5 a (26.4)	27.4 a (4.70)	45.7 A
27	26.6 a (22.0)	32.9 a (21.4)	25.5 a (12.1)	29.9 a (21.8)	51.5 a (27.0)	36.3 a (7.37)	33.8 A
54	20.9 a (4.56)	22.0 a (2.78)	35.1 a (24.4)	30.1 a (10.4)	33.4 a (14.6)	24.1 a (13.0)	27.6 A
80	19.0 a (1.42)	31.9 a (11.1)	33.1 a (13.1)	17.1 a (0.95)	20.1 a (9.13)	32.7 a (13.6)	25.7 A
Prom	22.7 A	38.8 A	31.9 A	33.2 A	42.4 A	30.1 A	33.2

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hileras inferior). CV = 73.39%.

**6.10.10.5. Zinc en el grano.** El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. Entre las que fueron fertilizadas con fósforo y que produjeron grano, no hubo diferencias estadísticas significativas entre sus medias cuando se les evaluaron los factores por separado y la interacción de los mismos, lo que denota que la concentración de Zn en el grano depende más de otros factores que de la fertilización de P y la inoculación micorrízica. A pesar de ello, en la Tabla 82 se puede ver que la dosis media de fósforo (54 kg\*ha<sup>-1</sup>) fue la que más incidió para una mejor concentración de zinc en el grano, con una media de 23.5 mg\*kg<sup>-1</sup>; pero entre ésta y la media lograda con la máxima dosis de fósforo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) que fue de 23.0 mg\*kg<sup>-1</sup>, lo que podría esperarse, que una disminución de P en el suelo del 33% no afectaría la cantidad de Zn en el grano. Estas semejanzas en cifras deja claro que los HMA

pueden ayudar a la toma del Zn de la solución del suelo, toda vez que es un elemento de baja movilidad, incrementándose su absorción en la medida que se hacen inoculaciones, sin diferencias estadísticas significativas.

Tabla 82. Contenido de zinc en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en el grano (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	16.5 a (0.32)	21.9 a (9.58)	23.9 a (10.6)	26.4 a (16.3)	25.0 a (4.47)	22.2 a (13.1)	22.6 A
54	19.9 a (3.31)	22.7 a (10.9)	23.6 a (4.07)	24.7 a (4.46)	23.7 a (16.0)	26.5 a (15.6)	23.6 A
80	19.2 a (8.09)	26.2 a (13.5)	21.3 a (13.7)	19.0 a (6.05)	24.2 a (2.20)	28.6 a (4.96)	23.1 A
Prom	18.5 A	23.6 A	22.9 A	23.3 A	24.3 A	25.7 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 44.73%.

Las concentraciones de Zn en el grano oscilaron entre 16.4 y 28.6 mg\*kg<sup>-1</sup>, sin diferencias estadísticas significativas, como se puede apreciar en la Tabla 82. Estas concentraciones son similares a las 21 – 37 mg\*kg<sup>-1</sup> que encontraron Cuevas y Walter (2004) en maíces fertilizados con NPK y con contenidos moderados de zinc en el suelo, pero sin el uso de HMA. Esto refleja que a pesar de tener suelos de baja oferta de zinc, con la inoculación micorrízica se pueden lograr resultados aceptables. Sin embargo, cuando se comparan estos valores con los 42 mg\*kg<sup>-1</sup> que reporta Serna (2009) en maíces sembrados en Alfisoles de fertilidad moderada, o con el promedio (46 mg\*kg<sup>-1</sup>) que reporta la FAO (2013), suelen estar muy por debajo, lo que indica que los suelos no tienen la cantidad suficiente para atender este requerimiento, aun cuando las HMA cooperan en la toma del elemento, como se pudo notar en los análisis químico de suelos. Por otro lado, la fertilización fosfórica contribuye en cierto modo a hacer deficitario al zinc del suelo, ya que se forman fosfatos de zinc y estos no son aprovechables por las plantas.

**6.10.10.6. Zinc en la tusa.** El análisis de varianza se hizo solo con las parcelas donde se produjo mazorca, es decir, en las que fueron fertilizadas con P. Entre las parcelas fertilizadas con fósforo, no hubo diferencias estadísticas significativas, entre las medias de los factores por separado, como tampoco en la interacción. Se resalta en la Tabla 83 que la dosis intermedia de fósforo ( $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) es la que mejor contribuye en la concentración de Zn en la tusa, con una media de  $23 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . En cuanto a los morfotipos, M3 (*Glomus leptotichum*) es quien sobre, con una media de  $18.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras que M0 (sin inoculación) fue la me menos convino en la investigación, cuya media fue de  $24.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , a pesar del alto grado de colonización, esta no se vio reflejada en la concentración de Zn en la tusa. En general, las concentraciones de Zn en la tusa oscilaron entre 12.4 y  $33.6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , cifras que son similares a los  $24 - 34 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que reporta Cuevas y Walter (2004) en maíces fertilizados con NPK en suelos con moderada concentración en el suelo, pero sin el uso de HMA.

Tabla 83. Contenido de zinc en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Zinc en la tusa ( $\text{mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ )						
0	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0 (0.00)	0.0
27	17.4 a (6.55)	26.7 a (11.1)	17.5 a (5.81)	32.7 a (24.3)	17.1 a (6.99)	17.4 a (3.83)	21.5 A
54	16.8 a (0.76)	17.4 a (7.57)	27.3 a (20.7)	25.5 a (10.7)	33.7 a (27.3)	17.8 a (7.72)	23.1 A
80	12.5 a (3.95)	13.1 a (11.0)	15.1 a (13.8)	14.7 a (8.63)	17.4 a (9.25)	15.7 a (6.16)	14.8 A
Prom	15.5 A	19.0 A	19.9 A	24.2 A	22.7 A	16.9 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 58.75%.

### 6.10.11. Molibdeno.

**6.10.11.1. Molibdeno en la hoja opuesta a la mazorca de la planta de maíz.** El molibdeno disponible para las raíces y microorganismos edáficos se encuentra en forma de  $\text{MoO}_4^{2-}$ . En el suelo este elemento es de mediana movilidad, pero de alta movilidad en la planta (Navarro y Navarro, 2000). No está claro el mecanismo que utiliza el HMA para su toma, pero pudiese ser por interceptación del elemento mediante el conjunto de hifas, como también puede tomar otros elementos de baja movilidad en el suelo (García *et al.*, 2008). En la planta, este elemento es de alta movilidad, lo que permite responder a aplicaciones cuando deficiencias en ella se observan (Navarro y Navarro, 2000).

Las concentraciones de molibdeno en la hoja opuesta de la mazorca del maíz fueron influenciadas por el factor dosis de fósforo aplicada al suelo, entre sus medias hubo diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), lográndose la máxima concentración de  $0.20 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  cuando se utilizaron  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, mientras que con la dosis inferior de fósforo ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) se logró la concentración más baja, cuya media fue de  $0.12 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como puede apreciar en la Tabla 84. En todos los casos, los contenidos están dentro del rango  $0.1 - 0.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que proponen García (2009), Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012) para la parte aérea de la planta de maíz. En suelos de baja oferta de este elemento, se pudo notar que las concentraciones de molibdeno en la hoja opuesta de la mazorca tienen una relación directa con las dosis de fósforo aplicadas. Es de anotar, en las parcelas cuya concentración se reporta como nula, se debe a que estas no produjeron mazorca, por ende no hubo muestreo en las mismas.

En el análisis del factor Morfotipo, también se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre sus medias. La diferencia radica entre las micorrizadas y las no micorrizadas. En las no micorrizadas (morfotipo 0) se obtuvo una media de  $0.05 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  de molibdeno en esta hoja, pero cuando se hacen las inoculaciones micorrízicas, esta concentración se incrementa hasta más de 4 veces. Esto se debe posiblemente al incremento del volumen edáfico de exploración por parte de los HMA (Smith y Read,

2008). Entre los morfotipos no hay diferencias de significancia, pero se puede notar que con los morfotipos 3 (*Glomus leptotichum*) y 2 (*Scutellospora calospora*) se tienen las máximas concentraciones de molibdeno en esta hoja, con medias de 0.23 y 0.22 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente; y la media más baja de estos, se obtuvo con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), como se puede observar en la tabla 84. El hecho de utilizar a los HMA, se tienen buenos resultados en suelos de baja oferta de molibdeno, como se pudo lograr en suelos de la Estación Experimental la Iguana, que son suelos que en términos generales, son de baja oferta nutricional por los materiales parentales que lo conforman (Lozano *et al*, 2010) y así se pudo constatar en los análisis químico de suelos.

Tabla 84. Contenido de molibdeno en la hoja opuesta a la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo en época de floración.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Molibdeno en la hoja opuesta (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.07 c (0.06)	0.23 ab (0.14)	0.13 ab (0.04)	0.13 ab (0.06)	0.05 c (0.01)	0.12 ab (0.05)	0.12 B
54	0.08 c (0.06)	0.23 ab (0.06)	0.27 ab (0.01)	0.32 a (0.14)	0.14 ab (0.05)	0.09 c (0.03)	0.19 A
80	0.01 c (0.00)	0.19 ab (0.08)	0.29 a (0.01)	0.25 ab (0.01)	0.22 ab (0.03)	0.23 ab (0.01)	0.20 A
Prom	0.05 B	0.21 A	0.22 A	0.23 A	0.13 AB	0.14 AB	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 40.16%.

Las medias resultantes de la combinación de los factores dosis de fósforo y morfotipos, también arrojaron diferencias estadísticas significativas (p<0.05), lográndose las máximas concentraciones de molibdeno (0.321 mg\*kg<sup>-1</sup>) cuando se utilizó el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, seguida por la combinación de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 2, con una media de 0.288 mg\*kg<sup>-1</sup>, sin embargo, esta misma dosis, pero sin inoculación micorrízica, arroja la concentración más baja, cuya media fue de 0.014 mg\*kg<sup>-1</sup>, dejando entrever estas diferencias, que el uso de HMA también contribuyen a que la planta del maíz tome más molibdeno del suelo, principalmente cuando este es

deficitario, como lo señala el análisis químico de suelo y que este elemento de baja movilidad en el suelo. En términos generales, se nota que con dosis moderadas de fósforo se logran las máximas concentraciones de molibdeno en esta hoja, siempre acompañadas de una inoculación micorrízica, como se puede apreciar en la Tabla 84, es decir, los HMA contribuyen en la toma de molibdeno por parte de la planta de maíz, lo cual se debe posiblemente al incremento del volumen edáfico explorado en la simbiosis micorrízica (Smith y Read, 2008). De acuerdo a las Tablas de comparación que publicaron Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), las concentraciones que se obtuvieron en esta hoja denotan que solo en 4 parcelas hubo deficiencias, sin embargo, no fueron visibles a nivel de campo por visión directa. Estos contenidos moderados de molibdeno en esta hoja a pesar de que el suelo es de baja oferta, se debe posiblemente a la acción micorrízica que contribuyó en la toma del elemento (Sánchez, 1999).

**6.10.11.2. Molibdeno en las hojas al final del ciclo del cultivo.** La concentración final de molibdeno en las hojas al finalizar el cultivo del maíz, se vieron afectadas por las dosis de fósforo aplicadas al suelo, entre cuyas medias se encontraron diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), siendo la dosis de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo con la que se obtiene la máxima concentración promedia de  $0.190 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras que con la dosis más baja ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ), esta concentración se disminuye a  $0.171 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se observa en la Tabla 85. Esta diferencia deja entrever que cuando se aplican dosis moderadas de fósforo y se forma la simbiosis micorrízica, esta puede ayudar a concentrar más molibdeno en las hojas, ya que se explora un volumen de suelo mayor (Smith y Read, 2008), por otro lado, el P contribuye en un mejor desarrollo de la planta, lo que a su vez puede contribuir a absorber más Mo de la solución del suelo.

En la comparación de las medias del factor morfotipo, al igual que la interacción de los factores, no se encontraron diferencias estadísticamente significativas, pero se puede apreciar en la Tabla 85, que las concentraciones de molibdeno en las hojas osciló entre  $0.165$  y  $0.183 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  sin inoculación y morfotipo 2 (*Scutellospora calospora*), respectivamente. Mientras que en las combinaciones de factores, también sin diferencias

de significancia estadística, se puede observar que sin fertilización fosfórica y sin inoculación micorrízica, se obtiene la concentración más baja de molibdeno en las hojas, cuya media fue de  $0.162 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , pero las mayores concentraciones se lograron en la combinación de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  y los morfotipos 2 (*Scutellospora calospora*), 4 (*Acaulospora mellea*) y 1 (*Scutellospora pellucida*), cuyas medias fueron iguales a  $0.201 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . En todos los casos, las concentraciones obtenidas en esta investigación, están dentro del rango ( $0.1 - 0.2 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ) que proponen García (2009), Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), es decir no se presentaron deficiencias en las hojas del maíz. Es de anotar, los suelos son pobres en este elemento y la oferta del mismo es baja, que sin ayuda de un ente externo, la planta de maíz seguramente mostraría deficiencias de molibdeno, pero como fueron micorrizadas por inoculación e incluso, en forma nativa, esto ayudó a que la planta absorbiera el elemento y no mostrase la deficiencia del mismo.

Tabla 85. Contenido de molibdeno en las hojas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Molibdeno en las hojas (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.16 a (0.02)	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.17 a (0.01)	0.17 a (0.00)	0.18 AB
27	0.17 a (0.01)	0.17 a (0.00)	0.17 a (0.00)	0.18 a (0.01)	0.17 a (0.01)	0.17 a (0.01)	0.17 B
54	0.17 a (0.01)	0.20 a (0.02)	0.20 a (0.01)	0.18 a (0.03)	0.20 a (0.05)	0.19 a (0.02)	0.19 A
80	0.17 a (0.01)	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.01)	0.18 a (0.01)	0.18 a (0.01)	0.19 a (0.02)	0.18 AB
Prom	0.17 A	0.18 A	0.18 A	0.18 A	0.18 A	0.18 A	0.18

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 10.46%.

**6.10.11.3. Molibdeno en el tallo.** No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias de los factores evaluados por separado, como tampoco en la interacción de los factores. Las concentraciones de este elemento en el tallo al final del ciclo vegetativo oscilaron entre  $0.12$  y  $0.19 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se parecía en la Tabla 86. Estas cifras están dentro del rango  $0.1 - 0.3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$  que exponen García (2009), Prochnow *et*

*al.*, (2009) y Basantes (2012), para que una planta de maíz no manifieste deficiencias, lo cual se logró posiblemente a la acción de los HMA, no solo las inoculadas, sino las nativas que también ejercieron una alta tasa de colonización que superó el 50%, de lo contrario, seguramente se hubiese presentado deficiencias, ya que los suelos de la Estación Experimental La Iguana son de baja oferta en este elemento, como se pudo constatar en el análisis químico de suelos, y así lo confirman las investigaciones de Lozano *et al.*, (2010).

Tabla 86. Contenido de molibdeno en el tallo del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Molibdeno en el tallo (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.17 a (0.03)	0.14 a (0.03)	0.14 a (0.01)	0.17 a (0.01)	0.14 a (0.02)	0.17 a (0.06)	0.16 A
27	0.13 a (0.10)	0.13 a (0.05)	0.17 a (0.01)	0.17 a (0.09)	0.15 a (0.03)	0.19 a (0.07)	0.16 A
54	0.16 a (0.03)	0.19 a (0.00)	0.19 a (0.00)	0.19 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.18 A
80	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.19 a (0.00)	0.18 a (0.00)	0.17 a (0.00)	0.18 A
Prom	0.16 A	0.16 A	0.17 A	0.18 A	0.16 A	0.18 A	0.17

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 24.11%.

**6.10.11.4. Molibdeno en la raíz.** En la comparación de las medias del factor dosis de fósforo aplicadas al suelo, se encontraron diferencias estadísticas significativas (p<0.05), lográndose la máxima concentración de molibdeno en las parcelas P0 (sin fertilización fosfórica), con una media de 0.166 mg\*kg<sup>-1</sup>, posiblemente esto se deba a que estas plantas no produjeron mazorca y lo que se iba a gastar en el llenado de esta (Taiz y Zeiger, 2006), seguramente quedó almacenado en el tallo y raíces, principalmente. Entre las parcelas fertilizadas con fósforo, no hubo diferencias significativas, pero se pudo notar que con 27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo se obtiene la mayor concentración de estas, con una media de 0.144 mg\*kg<sup>-1</sup>, como se puede apreciar en la Tabla 87.

En la comparación de las medias del factor morfotipo, al igual que la combinación de factores, no hubo diferencias estadísticas significativas, pero en la Tabla 87 se puede apreciar que cuando se hace inoculación micorrízica, hay un ligero incremento en la concentración del molibdeno en la raíz, lo que deja entrever que en este caso, los HMA podrían estar cooperando en la toma del elemento, ya que son suelos de baja oferta en este nutriente. En general, las concentraciones de Mo en la raíz osciló entre 0.12 y 0.18 mg\*kg<sup>-1</sup>; cifras que están dentro del rango que proponen García (2009), Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), para que una planta de maíz no manifieste síntomas de deficiencias de este elemento, el cual debe estar entre 0.1 – 0.3 mg\*kg<sup>-1</sup>.

Tabla 87. Contenido de molibdeno en la raíz del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Molibdeno en la raíz (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.15 a (0.02)	0.18 a (0.06)	0.17 a (0.01)	0.16 a (0.01)	0.18 a (0.03)	0.16 a (0.00)	0.17 A
27	0.13 a (0.01)	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.15 a (0.00)	0.15 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.14 B
54	0.13 a (0.01)	0.13 a (0.00)	0.15 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.14 B
80	0.13 a (0.02)	0.15 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.15 a (0.00)	0.14 a (0.01)	0.15 a (0.01)	0.14 B
Prom	0.13 A	0.15 A	0.15 A	0.15 A	0.15 A	0.15 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 14.02%.

**6.10.11.5. Molibdeno en el grano.** Las concentraciones de molibdeno en el grano se vieron afectada por las dosis de fósforo aplicada al suelo, entre las medias se encontraron diferencias estadísticas significativas (p<0.05), lográndose la mayor concentración (0.151 mg\*kg<sup>-1</sup>) de molibdeno en el grano, con la dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo. Mientras que la menor concentración (0.138 mg\*kg<sup>-1</sup>) se logró cuando se utilizaron 80 kg\*ha<sup>-1</sup>, como se ilustra en la Tabla 88, a pesar de no que hubo diferencias, deja entrever que el uso de HMA puede contribuir en la toma de molibdeno por la planta de maíz y concentrarlo en el grano.,

como lo afirma Sánchez (1999), Sánchez y Velásquez (2008) y Smith y Read (2008), entre otros.

Aunque entre las medias del factor morfotipo y la interacción de factores, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, se puede apreciar en la Tabla 88, que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se lograron las mayores concentraciones de molibdeno en el grano, con una media de  $0.15 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , mientras que sin la inoculación se baja a  $0.14 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ . Estas diferencias tan pequeña, deja suelta la opción de utilizar cualquiera de los morfotipos si de acumular molibdeno en el grano se trata, es decir aunque todos contribuyen a un ligero incremento, con cualquiera de ellos se obtienen similares resultados, esto es coherente con las afirmaciones de Sánchez (1999), Sánchez y Velásquez (2008), Smith y Read (2008), en lo que refiere que con el uso de HMA se puede incrementar la concentración de elementos nutricionales en la planta.

Tabla 88. Contenido de molibdeno en el grano de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Hierro en la hoja opuesta (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.15 a (0.00)	0.15 AB
54	0.15 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.01)	0.15 a (0.01)	0.16 a (0.02)	0.15 a (0.00)	0.15 A
80	0.13 a (0.00)	0.13 a (0.01)	0.14 a (0.01)	0.14 a (0.00)	0.15 a (0.00)	0.14 a (0.01)	0.14 B
Prom	0.14 A	0.14 A	0.14 A	0.14 A	0.15 A	0.14 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 7.14%.

En general, las concentraciones de molibdeno oscilaron entre  $0.13$  y  $0.16 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , como se aprecia en la Tabla 88. Se puede apreciar en esta Tabla, que las mejores concentraciones de molibdeno en el grano se logran con dosis de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo y los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 2 (*Scutellospora calospora*), cuyas medias fueron

0.162 y 0.154 mg\*kg<sup>-1</sup>, respectivamente. Mientras que las concentraciones mínimas de este elemento en el grano, están relacionadas con las aplicaciones altas de fósforo en el suelo (80 kg\*ha<sup>-1</sup>) y los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 0 (Sin inoculación) cuyas medias fueron 0.134 para ambos. Es de anotar que hay poca información sobre molibdeno en el grano de maíz, Ramírez (1995) reporta concentraciones de 0.3 – 0.5 mg\*kg<sup>-1</sup> en semilla de maíz en Venezuela, cifras que están muy por encima de los valores encontrados en esta investigación, lo cual se debe posiblemente a la baja oferta nutricional de los suelos de la Estación Experimental la Iguana (Lozano *et al.*, 2010) y como se pudo corroborar en los análisis químicos del ensayo.

**6.10.11.6. Molibdeno en la tusa.** Aunque no hubo diferencias estadísticas significativas entre las medias de las parcelas que fueron fertilizadas con fósforo, tampoco en las medias del factor morfotipo e interacción de factores, se puede apreciar en la Tabla 89 que las concentraciones de Mo en la tusa oscilaron entre 0.12 y 0.14 mg\*kg<sup>-1</sup>. Es decir, bajo las condiciones del ensayo, las dosis de fertilización fosfórica al igual que los morfotipos evaluados, tiene poca influencia en la concentración de molibdeno en la tusa del maíz. No se puede desconocer que el simple hecho de inocular, se incrementa la concentración de Mo en la tusa, aunque sin diferencias estadísticas, lo cual puede ser útil cuando se planea utilizarlos en manejo de suelos. Estas cifras están dentro del rango que proponen García (2009), Prochnow *et al.*, (2009) y Basantes (2012), para que una planta de maíz no manifieste síntomas de deficiencias de este elemento, el cual debe estar entre 0.1 – 0.3 mg\*kg<sup>-1</sup>. Este elemento como mineral en la tusa suele ser de importancia si este órgano se va a utilizar en la alimentación animal o como sustrato en la producción de bloques alimenticios, ya que cuanto más ricos son en minerales, suelen de ser de mejor calidad (Méndez *et al.*, 2004; Minalet *et al.*, 2007).

Tabla 89. Contenido de molibdeno en la tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Molibdeno en la tusa (mg*kg <sup>-1</sup> )						
0	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00 (0.00)	0.00
27	0.13 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.13 a (0.00)	0.14 a (0.01)	0.13 a (0.00)	0.13 A
54	0.13 a (0.00)	0.14 a (0.01)	0.14 a(0.00)	0.14 a (0.00)	0.14 a (0.01)	0.12 a (0.00)	0.13 A
80	0.13 a (0.00)	0.13 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.14 a (0.00)	0.13 a (0.00)	0.14 A
Prom	0.12 A	0.13 A	0.13 A	0.13 A	0.13 A	0.13 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 6.36%.

## 6.11. SÍNTESIS DE LA ABSORCIÓN DE NUTRIENTES

En la investigación quedó claro que la inoculación de HMA contribuye para que la planta de maíz tome en mejor proporción los elementos de la solución del suelo, de manera directa mediante sus hifas o indirecta en la medida que contribuye a un mejor desarrollo radical del maíz. La simbiosis suele ser más eficiente cuando los suelos son de bajos contenidos de P, lo cual es condición para que forme dicha simbiosis micorrízica, como lo explican Smith y Read (2008), Sánchez y Velásquez (2008), entre otros. Con el incremento del volumen de exploración edáfico se mejora la absorción de los nutrientes presentes en él, lo que se vio reflejado en la investigación, en la que se resalta que el comportamiento y dinámica de cada morfotipo fue distinto, unos con mejores respuestas a unos elementos más que a otros.

Aunque en la mayoría de los casos no hubo diferencias estadísticas significativas, se pudo notar que el consorcio de especies nativas (M5) junto con el Morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) fueron quizás los que sobresalen en la toma de nutrientes, aunque el morfotipo 1 (*Scutellospora pellucida*) y 2 (*Scutellospora calospora*) dieron buenos

resultados en la toma de P y N, los demás mostraron quizás un promedio un poco inferior pero sin diferencias significativas.

También se pudo notar que los mejores resultados de absorción de nutrientes se lograron cuando se aplicaron  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$ , es decir, con esta dosis de P se promovió el desarrollo de la simbiosis micorrízica y con ello se mejoró la toma de nutrientes, obteniéndose valores similares a los que se absorbieron con dosis de  $80 \text{ kg*ha}^{-1}$ . Esto significa que una reducción del 33% de la dosis de P en los planes de fertilización en presencia de inoculación micorrízica pueden lograr resultados similares en el cultivo del maíz bajo las condiciones de suelos de baja oferta nutricional como los de la Estación Experimental La Iguana.

Se pudo constatar también que los HMA contribuyen a que la planta de maíz acumule mayor cantidad de nutrientes trazas en sus raíces, a pesar de ser suelos de baja oferta en estos elementos y que en los planes de fertilización no se incluyeron, lo cual deja claro que los HMA contribuyen en la toma y transporte de elementos trazas hacia la raíz del maíz y de éste hacia la parte aérea de la misma. En este sentido, Marschner y Dell (1994) exponen que con el uso de HMA se puede incrementar la absorción de todos los elementos que la planta requiere para su nutrición, siendo quizás el P el que más se favorece, pudiéndose incrementar hasta en un 80% su absorción con dichos hongos, en un segundo lugar estaría el cobre con un incremento del hasta del 60%, en tercer lugar estaría el nitrógeno y zinc con un incremento del hasta el 25%, mientras que el potasio solo puede incrementarse en un 10%. Otros elementos que también relacionan estos autores que se pueden incrementar en la absorción en presencia de HMA, son magnesio, hierro y boro, aunque no manifiestan en qué proporción se pueden incrementar su absorción. Con base en estos aciertos, Plenchette *et al.*, (1983), Harrison (1997) consideran que los planes de fertilización en presencia de HMA se pueden disminuir entre 50 – 80%.

## 6.12. PARÁMETROS DE CRECIMIENTO Y DESARROLLO DEL MAÍZ.

**6.12.1. Germinación y emergencia.** Se utilizó semilla comercial HIMECA 3005, la cual fue lavada en su totalidad con abundante agua, con el fin de extraerle al máximo los fungicidas protectores de semilla, por lo que los HMA podrían ser controlados por los protectores de la semilla, esto sirvió al mismo tiempo para tener una semilla seleccionada, cuya germinación evaluada en el laboratorio y en papel húmedo fue del 100%, lo cual se debió posiblemente a en el lavado se extrajeron todas las semilla vanas que en la superficie del agua se encontraban. Méndez *et al.*, (2007) reporta porcentajes de germinación del maíz HIMECA 2003 a los 12 días del 96%, sin embargo, a los 4 días solo alcanza 82%, es de resaltar estos autores no hicieron clasificación de semilla. En el mismo sentido, Viloría y Méndez, (2011), reporta valores entre 39 y 89% de germinación de maíces venezolanos evaluados en el año 2011, diferencias que relaciona este autor a distintas calidades de maíces que se comercializan en la república de Venezuela. En términos generales, se considera de buena calidad la semilla utilizada en esta investigación, toda vez que supera los porcentajes de germinación de las semillas comerciales en el país.

La emergencia evaluada en campo fue del 96%, el 4% restante se debió posiblemente a que el grano haya quedado muy profundo, o en su efecto, haya sido sepultado por acción de las lluvias y la fragilidad del suelo a soltarse producto de su granulometría arenosa. No hubo necesidad de resiembra, ya que no hubo ausencia de plantas en ningún sitio. Trabajos realizados en suelos venezolanos por Laynez *et al.*, (2007) reportan emergencia del maíz en un 67%, con la salvedad que ellos no clasificaron semilla de maíz, con base en estos resultados, podría considerarse una excelente emergencia, la cual ocurrió entre los 4 y 6 días después de la siembra, lo que está acorde a los reportes de Méndez *et al.*, (2007), Laynez *et al.*, (2007), Viloría y Méndez, (2011), entre otros.

**6.12.1. Altura de planta.** La planta de maíz creció entre 82 y 215 cm, siendo esta última la máxima altura de planta alcanzada por las plantas inoculadas con el morfotipo 4

(*Acaulospora mellea*), seguido por el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) con 200.3 cm, cuando recibieron  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ , como se ilustra en la Tabla 90. Estadísticamente se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.01$ ) cuando se compararon las medias de alturas del factor dosis de fósforo aplicada, siendo  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$  la mejor dosis para alcanzar la mayor altura de la planta, en esta diferencia se refleja cuán importante es el fósforo para el crecimiento de maíz en estos suelos, toda vez que a mayor dosis de fósforo, mayor es la altura lograda para esta planta. La dosis de menos conveniencia fue la de P0 (sin aplicación de fósforo), donde la planta escasamente creció 91 cm y se mantuvo de color verde hasta el final de la investigación (final del ciclo del cultivo del maíz).

En el caso de las medias del factor morfotipos, estas arrojaron que no hay diferencias estadísticas significativas, sin embargo, se puede observar que con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) las plantas crecieron más, con una media de 170.3 cm, mientras que con los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 0 (sin inoculación) las plantas tienen iguales crecimientos en promedio, con una media de 158.1 cm, como se muestra en la Tabla 90. Al no haber diferencias sugiere que cualquier morfotipo recomendarse para evaluar esta variable o altura de planta.

Tabla 90. Altura de la planta de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

$\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Altura de las plantas (cm)						
0	98.3 a (5.50)	82.0 a (10.1)	86.0 a (22.1)	94.3 a (36.7)	94.7 a (11.6)	90.7 a (5.77)	91.0 c
27	174.0 a (16.0)	174.0 a (12.5)	172.3 a (19.6)	166.0 a (15.5)	174.0 a (18.5)	170.0 a (15.5)	171.7 B
54	189.3 a (8.96)	193.0 a (4.58)	182.7 a (20.7)	191.7 a (31.3)	197.7 a (6.50)	175.3 a (8.50)	188.3 A
80	173.0 a (13.0)	183.7 a (18.8)	197.3 a (15.5)	186.0 a (12.0)	215.0 a (21.9)	200.3 a (5.77)	192.6 A
Prom	158.7 A	158.2 A	159.6 A	159.5 A	170.3 A	159.1 A	160.9

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 10.58%.

El bajo crecimiento en las parcelas donde no se hizo fertilización fosfórica refleja que los suelos son pobres en este elemento y que las cantidades existentes en el mismo, no son suficientes para la demanda que la planta requiere en su crecimiento, por otro lado, el fósforo es vital para multiplicación celular y sin éste, el crecimiento se ve afectado negativamente, que posiblemente fue lo que pudo haber pasado en estas parcelas sin fertilización fosfórica, esto concuerda con las publicaciones de Reyes *et al.*, (2002), Casanova (2002), Lora (2010), quienes sostienen que el fósforo es vital para el crecimiento de las plantas, más aun en estos suelos de bajo contenido en P.

En todos los casos, el crecimiento estuvo por debajo de los 240 cm que reporta Rincón y Ligarreto (2008) y Rincón *et al.*, (2012) en suelos del piedemonte llanero colombiano, o los 234 cm que reporta Uribe y Dzib (2006) en suelos degradados en México, en ambos casos, utilizaron suelos evolucionados y degradados (Alfisol) y fertilizados con NPK. Uribe *et al.*, (2007) en un Alfisol de Yucatán México, reportan que el maíz inoculado con hongos formadores de micorrizas alcanzaron altura de la planta de 242 cm, esta altura la incrementaron en 8 cm más con el uso de solubilizadores de P, el ensayo fue hecho en suelos pobres en P ( $4 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ). Pero esta dentro del rango 150 – 204 cm que se reporta Matheus (2004) en maíz HIMECA 2000 sembrado en suelos degradados venezolanos fertilizados químicamente y con abono orgánico procedente de la industria azucarera.

Esta pequeña diferencia en crecimiento se debe, entre otras cosas, a la baja oferta nutricional que el suelo de Santa María de Ipire (Estación Experimental La Iguana) brindó a las plantas de maíz, a pesar de que se le fertilizó con N-P-K, no fue suficiente para el crecimiento de este cultivo, lo que deja entrever que hay otros elementos que limitan el crecimiento de la planta de maíz. A ello se le suma el lixiviado de nutrientes en el perfil, producto de las lluvias y ayudado por la buena permeabilidad que ofrecen estos suelos, cuyo material parental en su mayoría está conformado por cuarcíticos (Lozano *et al.*, 2010).

**6.12.2. Área foliar.** Estadísticamente se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre las medias del factor dosis de fósforo, siendo  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  la mejor, con una media de área foliar de  $6977.9 \text{ cm}^2 \cdot \text{planta}^{-1}$ , mientras que en las parcelas que no fueron fertilizadas con fósforo, se obtuvo el área foliar menor ( $1506.4 \text{ cm}^2 \cdot \text{planta}^{-1}$ ), dejando entrever que el fósforo es un factor importante en la parte foliar del cultivo del maíz, como se puede apreciar en la Tabla 91. El hecho de que la planta aun siga dando respuesta positiva con el incremento de las dosis de fósforo aun cuando se hayan aplicado  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , deja la impresión que el suelo aun siguió siendo deficiente en este elemento, a pesar de que hubo inoculaciones de HMA, que sin ellos, posiblemente se hubiese disminuido esta media, esto es coherente con las investigaciones de Smith y Read (2008), Sánchez y Velásquez (2008), Barea *et al.*, (2008), quienes a través de sus investigaciones exponen que el uso de HMA contribuyen no solo en el crecimiento y desarrollo de la planta, sino, en el rendimiento o producción de fruto.

Tabla 91. Área foliar del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Área foliar (cm <sup>2</sup> /planta)						
0	1774.5 a (141.6)	1320.8 a (914.4)	1286.5 c (239.5)	1565.0 a (692.2)	1814.0 a (853.3)	1277.5 a (656.4)	1506.4 C
27	4941.0 a (214.3)	5559.8 a (2065.2)	4392.5a (747.8)	4519.5 a (1043.2)	4723.2 a (512.5)	5214.0 a (1173.3)	4891.7 B
54	5088.0 a (332.5)	4436.0 a (1600.6)	6091.8 a (1139.5)	6718.5 a (2328.0)	5303.3 a (1494.8)	4901.6 a (708.9)	5423.2 B
80	4970.0 a (1370.9)	7056.5 a (1604.3)	7689.5 a (708.5)	7406.5 a (1423.0)	7724.5 a (981.6)	7020.1 a (905.6)	6977.9 A
Prom	4193.4 A	4593.3 A	4865.1 A	5052.4 A	4891.2 A	4603.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hiler inferior). CV = 24.47%.

Con base en esta observación, se puede afirmar que bajo las condiciones de estos suelos de los llanos centro orientales y en particular los de la Estación experimental La Iguana, que son pobres en fósforo, en el cultivo de maíz se puede reducir la aplicación de fósforo a  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  en presencia de HMA, para el caso del área foliar, variable que podría

ser útil cuando el maíz sea sembrado con fines de ensilaje, ya que se cosecha la biomasa y en estado verde, pero si la finalidad del cultivar es cosechar grano, con  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  y en presencia de HMA se pueden lograr excelentes resultados.

Rincón *et al.*, (2012) reportan en suelos similares en los llanos orientales de Colombia área foliar de  $5261 \text{ cm}^2.\text{planta}^{-1}$ , cifras similares se lograron en esta investigación con  $27 \text{ kg*ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$  y sin importar si hubo o no inoculación micorrízica. Ahora cuando se aplicó mayor dosis fosfórica, el área foliar se incrementó notoriamente en más del 20%, lo cual se debió posiblemente al fraccionamiento de nitrógeno que se hizo a lo largo del cultivo de maíz, ya que en esta investigación se hicieron 3 aplicaciones, mientras que Rincón *et al.*, (2012) solo hicieron 2. Sin embargo, el área foliar del maíz obtenida en la Estación Experimental la Iguana se asemeja a los  $4300 \text{ cm}^2.\text{planta}^{-1}$  que reporta Uribe y Dzib (2006) en Alfisoles, degradados y pobres en fósforo. También Uribe *et al.*, (2007) reportan área foliar similar de 3025 a  $5780 \text{ cm}^2.\text{planta}^{-1}$  en maíces sembrados en suelos de bajo contenido de P ( $4 \text{ mg*kg}^{-1}$ ) y con HMA.

**6.12.3. Biomasa.** La producción de biomasa (masa seca, parte aérea) en esta investigación fue baja, osciló entre  $12.4$  y  $189.2 \text{ g.planta}^{-1}$ , que en una población de  $55000 \text{ plantas.ha}^{-1}$ , equivale a una producción de  $83.7$  y  $1135.1 \text{ kg*ha}^{-1}$  de materia seca. En el análisis estadístico se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) entre las medias del factor dosis de fósforo, siendo  $80 \text{ kg*ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$  la mejor dosis utilizada en donde la planta respondió mejor en la producción de biomasa, con una media de  $155.1 \text{ g.planta}^{-1}$ ; y la que menos respondieron fueron aquellas donde no se hizo fertilización, con una media de  $18.0 \text{ g.planta}^{-1}$ . En esta diferencia se refleja la importancia del fósforo en el cultivo del maíz, cuanto más fósforo hay en el suelo, más biomasa se produce, y cuando hay poco P, se requiere la presencia de hongos formadores de micorrizas, como se puede apreciar en la Tabla 92. Esto es coherente con las investigaciones de Azcón *et al.*, (2000), Bucking y Shachar-Hill (2005), Bucher (2007), Smith y Read (2008), Sánchez y Velásquez (2008), entre otros, quienes reportan que bajo condiciones de baja oferta fosfórica en el

suelo, los HMA pueden ser una opción, ya que estos hongos pueden explorar un mayor volumen de suelos y aportar P a la planta.

Tabla 92. Materia seca aérea total del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
		Materia seca aérea total (g.planta <sup>-1</sup> )					
0	26.0 a (5.00)	20.6 a (9.73)	12.4 d (5.83)	18.5 a (7.35)	12.5 a (6.84)	18.4 a (6.40)	18.1 C
27	96.1 a (15.8)	91.7 a (32.9)	124.4 a (35.6)	85.5 a (33.8)	97.3 a (20.4)	99.0 a (16.0)	99.0 B
54	133.3 a (17.8)	158.9 a (50.4)	125.8 a (5.45)	136.0 a (13.9)	132.2 a (41.8)	148.5 a (27.0)	139.1 A
80	135.3 a (14.7)	154.7 a (40.7)	140.2 a (36.8)	152.3 a (4.76)	189.2 a (9.51)	159.4 a (22.3)	155.2 A
Prom	97.7 A	106.5 A	100.7 A	98.1 A	107.8 A	106.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 22.89%.

En la Tabla 92 se puede apreciar que sobresalen los morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) ó 5 (Consorcio de especies nativas) con 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, cuyas medias fueron de 189.2 y 159.3 g.planta<sup>-1</sup>, respectivamente. Rincón *et al.*, (2012) en trabajos similares en los llanos orientales colombianos reporta 21.4 g.planta<sup>-1</sup> como producción de biomasa seca en plantas de maíz, los resultados en esta investigación sin la fertilización fosfórica, suelen ser similares, pero cuando el maíz fue fertilizado con fósforo, en todos los casos, la producción de materia seca fue superior a la que reporta Rincón, *et al.*, (2012), lo cual se debe posiblemente a que en esta investigación hubo fraccionamiento de la fertilización nitrogenada, lo que pudo mejorar su eficiencia en la toma de este elemento por parte de la planta, toda vez que la textura liviana de estos suelos contribuye a pérdidas de este elemento no solo por lixiviados, sino por volatilización en la medida que son suelos de poca cobertura vegetal (Solorzano, 2009). Sin embargo, todos estos resultados están por debajo de los 208 g.planta<sup>-1</sup> que reporta Delgado (2002) en Mollisoles venezolanos, lo cual se debe a que los suelos utilizados por Delgado (2002) tienen mejores potenciales agronómicos, por lo que podría ser este un valor óptimo en la variable de materia seca.

Trabajos realizados por Parra (2012) en suelos del Guárico, encontró que los HMA mejoran la producción de biomasa y absorción de nutrientes, cuando los suelos poseen nutrimentos disponibles, de lo contrario, por mucho que se esfuerce el micosimbionte, no logra tomar dichos nutrientes en un suelo con escasez (Smith y Read, 2008).

### 6.13. PARÁMETROS DE PRODUCCIÓN

**6.13.1. Largo de mazorca.** El desarrollo de las mazorcas en todas las parcelas fue bajo, de tamaño corto, lo que finalmente se tradujo en un rendimiento bajo. Quizás producto de la baja oferta nutricional, todas las plantas produjeron una sola mazorca, con la excepción de las parcelas que no fueron fertilizadas con fósforo que no produjeron mazorca. El factor dosis tuvo un efecto directo en el tamaño de la mazorca, la comparación de sus medias arroja que hay diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo que con la máxima dosis de fósforo ( $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) se logra la mayor longitud de la mazorca, con una media de 11.4 cm, mientras que con la dosis inferior ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) se logró una media de 10.1 cm, es decir, hubo una relación directa entre dosis de P y longitud de mazorca. Las parcelas sin fertilización fosfórica, no produjeron mazorca (Tabla 93). En este sentido, López *et al.*, (2008), Lora (2010) manifiestan que el P es un elemento vital para producción de frutos, pudo ser quizás el factor baja disponibilidad de P en el suelo la causal del poco desarrollo de la mazorca.

Con el morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) se logró el mayor tamaño de la mazorca, con una media de 11.4 cm. Contrariamente, con el Morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) se obtuvo la mazorca más pequeña del ensayo, con una media de 10.1 cm. Hay una variación cercana al 10% entre las medias del factor morfotipo, que realmente no suele ser de mucha importancia de manera individual, hay que evaluarla junto con las demás variables componentes del rendimiento. Sin embargo, Vidal-Martínez *et al.*, (2001) consideran que la producción de grano del maíz depende en cierta manera de la longitud de la mazorca, ya que puede incrementarse el número de granos en función del largo de la misma.

Tabla 93. Longitud de mazorcas del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Promedio
	Largo de la mazorca (cm)						
0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
27	9.36 a (2.01)	10.69 a (1.41)	10.73 a (1.10)	8.83 a (2.95)	10.42 a (1.41)	10.94 a (1.60)	10.16 B
54	11.06 a (1.20)	11.67 a (1.33)	12.44 a (0.70)	10.74 a (0.92)	10.43 a (2.80)	11.77 a (0.95)	11.35 AB
80	12.43 a (1.40)	11.33 a (1.64)	10.01 a (2.35)	10.98 a (0.70)	12.61 a (1.21)	11.59 a (0.10)	11.49 A
Promedio	10.9 A	11.2 A	11.0 A	10.1 A	11.1 A	11.4A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 14.30%.

En la combinación de factores dosis de fósforo y morfotipos, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre las medias, pero se puede apreciar en la Tabla 93, que dosis de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se obtiene una mazorca de 12.5 cm. La longitud de la mazorca juega un papel importante en la producción final del grano, se prevé que el número de granos se incrementa con la longitud de la mazorca (Vidal-Martínez *et al.*, 2001). Estos valores están por debajo de los 13.2 cm que reporta Mora (2010) en mazorcas de maíz híbrido amarillo, también están por debajo de los 13.5 cm que reporta Matheus (2004), Izaba y Acevedo (2009), también en maíz híbrido. Esto se debe a que los suelos de la Estación Experimental La Iguana son pobres en fertilidad química, por lo tanto, las mazorcas crecieron poco a pesar de que fueron fertilizadas con N-P-K y se les inoculó HMA.

**6.13.2. Diámetro de la mazorca.** Las mazorcas cosechadas tuvieron un diámetro bastante pequeño (medido en el centro de la mazorca), reflejando un insuficiente desarrollo, en la que se pudo notar que los factores dosis de fósforo, morfotipos e interacción de los mismos, no influyeron estadísticamente de manera significativa, aunque con la dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo se logró el mayor diámetro, con una media de 3.1 cm y con las dosis de

27 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo, se logró el diámetro más bajo, 2.9 cm. Las parcelas que no fueron fertilizadas, no produjeron mazorca, por eso, su diámetro está consignado como cero (Tabla 94). Este pequeño diámetro de mazorca puede ser respuesta de baja oferta nutricional que ofrecen los suelos de la Estación Experimental La Iguana, como se pudo constatar en los análisis químicos de suelos de este ensayo.

Tabla 94. Diámetro de la mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Promedio
	Diámetro de la mazorca (cm)						
0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
27	2.86 a (0.37)	2.81 a (0.15)	3.00 a (0.45)	2.63 a (0.55)	2.89 a (0.26)	2.99 a (0.23)	2.86 A
54	3.17 a (0.00)	3.27 a (0.51)	2.96 a (0.11)	2.98 a (0.05)	3.04 a (0.35)	3.17 a (0.25)	3.10 A
80	3.07 a (0.40)	3.25 a (0.50)	2.85 a (0.40)	2.96 a (0.11)	3.55 a (0.47)	2.86 a (0.32)	3.09 A
Promedio	3.0 A	3.1 A	2.9 A	2.8 A	3.1 A	3.0 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 11.69%.

Aunque estadísticamente no hubo diferencias significativas entre las medias del factor Morfotipo, se puede observar en la Tabla 94, que con el uso del morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se logra el máximo diámetro (3.1 cm) de la mazorca y el menor (2.8 cm) cuando se utiliza el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*). Este parámetro suele ser importante en la medida que cuanto más gruesa es la mazorca, más hileras y granos suele tener, por ende más producción, como lo sustenta Vidal-Martínez *et al.*, (2001). Cuando se combinan los factores dosis de fósforo y morfotipos, entre sus medias, tampoco hubo diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar en la Tabla 94, que con dosis de fósforo de 80 kg\*ha<sup>-1</sup> y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), se logra el mejor diámetro, con una media de 3.5 cm. Posiblemente no sea suficiente esta dosis para la producción de maíz en estos suelos de la Estación Experimental La Iguana. Esto es coherente con lo expuesto por Epstein y Bloom (2005), López *et al.*, (2008), Lora (2010), en cuanto a que el

P es un elemento vital en la formación y desarrollo del fruto (mazorca). Estos resultados están por debajo de los 4.8 cm que reporta Mora (2010) en sus investigaciones con maíz híbrido amarillo en suelos degradados pero fertilizados con NPK, también están por debajo de los 3.8 - 4.2 cm que Izaba y Acevedo (2009) encontraron en un maíz híbrido en Nicaragua, en ambos casos, son maíces desarrollados en suelos de moderada fertilidad, pero fueron fertilizados con NPK. También están por debajo de los 3.4 – 3.3 cm que reporta Matheus (2004) en maíces venezolanos.

**6.13.3. Hileras por mazorca.** Entre las parcelas fertilizadas y produjeron grano, hubo diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ) entre las medias del factor dosis de fósforo, como se puede apreciar en la Tabla 95, siendo superior la dosis  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo con una media de  $(11.6 \text{ hileras} \cdot \text{mazorca}^{-1})$ , mientras que con la dosis de  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, éste número de hileras por mazorca decrece a 10.7. Se pudo notar que hay una relación directa entre dosis de fósforo y número de hileras en la mazorca. Cuanto más hileras tenga la mazorca, más grano se tendrá y por ende mayor producción (Matheus, 2004), producto de un mejor desarrollo de la planta de maíz.

Tabla 95. Número de hileras por mazorca del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis $\text{P}_2\text{O}_5$ ( $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Promedio
	Número de hileras por mazorca (unidades)						
0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
27	10.86 a (0.61)	10.12 a (0.40)	11.31 a (0.55)	10.31 a (1.99)	10.89 a (0.36)	11.26 a (0.92)	10.7 B
54	11.72 a (1.00)	12.33 a (0.35)	11.02 a (0.45)	11.39 a (1.17)	10.56 a (1.69)	11.70 a (1.17)	11.4 AB
80	12.01 a (1.11)	12.13 a (1.05)	11.30 a (1.00)	10.86 a (0.49)	12.56 a (1.07)	11.14 a (1.47)	11.6 A
Promedio	11.5 A	11.5 A	11.2 A	10.8 A	11.3 A	11.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 9.36%.

En el análisis de las medias del factor morfotipo, al igual que la interacción de los factores, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar en

la Tabla 95, que con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) se logra el menor número de hileras en la mazorca, con una media de 10.8; mientras que con el M0 (sin inoculación) se obtiene el máximo número de hileras, con una media de 11.5 hileras.mazorca<sup>-1</sup>. Es de anotar, que esta característica fisiológica suele ser más genética que respuesta del medio, por lo que un buen plan de nutrición ayudaría a que el maíz exprese mejor su potencial genético, así lo expone Pioneer (2013) en su boletín técnico donde destacan la importancia de colocar los nutrientes en cantidad suficiente a la planta del maíz para que estos caracteres genéticos se puedan expresar libremente en su totalidad.

El número de hileras en la mazorca osciló entre 10.1 y 12.5, cifras inferior a las 13 hileras.mazorca<sup>-1</sup> que reporta Tzi y Asan (2012), menores que 14.5 hileras.mazorca<sup>-1</sup> que consiguió Demera (2011), también por debajo de 13.9 que Mora (2010) reporta para maíz híbrido amarillo y también por debajo de los 14 – 16 que Izaba y Acevedo (2009) consiguió en un maíz híbrido en Nicaragua, en todos estos casos, los suelos son de mejor calidad en fertilidad, además de ello, contaron con planes de fertilización complementaria en NPK. Es de anotar, que el número de hileras de la mazorca es una característica genética y no es alterada por factores externos inducidos en el manejo del cultivo, sin embargo, lo que se logra con estas prácticas (fertilización y morfotipos micorrízicos) es contribuir a un mejor desarrollo de la mazorca (Pioneer, 2013), de allí que se hayan encontrados pequeñas diferencias numéricas.

**6.13.4. Granos por hilera.** Esta es una característica que depende no solo del tamaño de la mazorca, sino también del tamaño y forma del grano (Vidal-Martínez *et al.*, 2001). En el análisis estadístico entre las medias del factor dosis de fósforo, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, pero se puede observar en la Tabla 96, que con dosis de 54 kg\*ha<sup>-1</sup> se logra el mayor número de granos en las hileras de la mazorca, con una media de 12.2 granos, mientras que con la dosis más baja, se logra la menor media, 9.8 granos.hileras<sup>-1</sup>. Mientras que entre las medias del factor morfotipo, se encontraron diferencias estadísticas significativas (p<0.05), siendo el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) el que más incide en el número de granos en las hileras, con una

media de 13.3 granos, mientras que sin inoculación micorrízica, se obtienen 7.2 granos.hilera<sup>-1</sup>, esto indica que con el uso de HMA, se contribuye a un mejor desarrollo de la mazorca y con ellos a un mejor llenado de los granos, que finalmente se traduce en rendimiento. Posiblemente las plantas micorrizadas puedan aprovechar esa condición y hacer un llenado del grano más exitoso.

Tabla 96. Granos por hilera en la mazorca de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Promedio
	Número de granos por hileras (unidades)						
0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
27	6.73 a (1.11)	8.76 a (3.94)	8.51 a (0.70)	15.62 a (9.09)	8.92 a (2.39)	10.52 a (0.55)	9.84 A
54	7.14 a (0.66)	11.53 a (2.77)	12.38 a (0.75)	11.94 a (3.21)	17.25 a (6.06)	13.58 a (1.72)	12.30 A
80	7.94 a (1.20)	11.12 a (2.62)	11.11 a (1.05)	11.33 a (2.02)	13.91 a (3.00)	13.58 a (0.89)	11.50 A
Promedio	7.27 b	10.47 ab	10.67 ab	12.96 a	13.36 a	12.56 ab	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 28.79%.

En la combinación de factores dosis de fósforo y morfotipos, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre sus medias, sin embargo, en la Tabla 96, se puede apreciar que con 54 kg\*ha<sup>-1</sup> y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) se logra el mayor número de granos.hileras<sup>-1</sup>, con una media de 17.2 granos; mientras que el menor número de granos en las hileras, está relacionado con las parcelas no-micorrizadas, cuyos valores fueron de 6.7 y 7.1 granos.hilera<sup>-1</sup>, cuando se utilizaron respectivamente dosis de 27 y 54 kg\*ha<sup>-1</sup> de fósforo. La cantidad de granos en la hilera va a depender por ende de la longitud de la mazorca principalmente, dado que se tuvo una mazorca de menor tamaño, el número de granos está por debajo de los reporta Izaba y Acevedo (2009) en maíz híbrido, quien encontró entre 25 – 30 granos.hilera<sup>-1</sup>.

**6.13.5. Relación grano/tusa.** Aunque no hay diferencias estadísticas significativas entre las medias del factor dosis, se puede apreciar en la Tabla 97, que la mejor relación se logra cuando se utiliza la dosis intermedia de fósforo ( $54 \text{ kg*ha}^{-1}$ ), con una media de 3.7, mientras que con la dosis máxima utilizada en esta investigación ( $80 \text{ kg*ha}^{-1}$ ) la relación decrece a 3.4. Caso similar ocurrió con el factor morfotipo, tampoco hubo diferencias estadísticas significativas entre sus medias, pero se puede apreciar en la Tabla 97, que sin la inoculación micorrízica, se tiene la menor relación, cuya media fue de 2.5, mientras que con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), se puede llegar a 4.6, casi el doble, esto refleja la utilidad del uso de los hongos formadores de micorrizas, se lleva más peso al grano que a la tusa. Estos datos concuerdan con los reportados por Arrechúa (2012), Chassigne *et al.*, (2012) quienes encontraron relaciones grano/tusa superiores a 1, lo que se traduce en mejor rendimiento de grano.

Tabla 97. Relación grano/tusa del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Promedio
	Relación grano/tusa (adimensional)						
0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
27	2.96 a (0.66)	2.39 a (0.85)	2.90 a (0.87)	6.84 a (4.72)	2.92 a (0.30)	3.71 a (0.65)	3.62 A
54	2.21 a (0.10)	3.22 a (0.20)	3.43 a (0.43)	3.68 a (0.10)	5.73 a (2.91)	4.32 a (0.40)	3.76 A
80	2.53 a (0.40)	3.44 a (0.28)	3.73 a (0.65)	3.37 a (0.36)	3.61 a (0.30)	4.29 a (0.60)	3.50 A
Promedio	2.56 B	3.03 AB	3.33 AB	4.64 A	4.07 AB	4.08 AB	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 37.58%

En el análisis de las medias de la combinación de factores dosis de fósforo y morfotipos, no se encontraron diferencias estadísticas significativas, pero se puede apreciar que la mayor relación se encontró en las parcelas con el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*) y  $27 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo, con una media de 6.8, le siguen dos parcelas con  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo y los morfotipos 4 (*Acaulospora mellea*) y 5 (consorcio de especies nativas), con

medias de 5.7 y 4.3, respectivamente (Tabla 97). Esto refleja el efecto positivo del uso de los hongos formadores de micorrizas en el cultivo del maíz, ya que indica que el grano pesa más que la tusa, así lo reporta también Mora (2010) quien encontró relaciones de grano/tusa en maíz híbrido amarillo en suelos agrícolas ecuatorianos de 3.2 a 4.1. Trabajos similares Arrechua (2012) reporta relaciones de 4.8 – 6.0 en maíz híbrido. En todos los casos, se puede observar que siempre fue mayor de 1, es decir, el peso del maíz es mayor que el de la tusa.

**6.13.6. Peso de mil granos.** Con esta variable se busca encontrar mediante comparaciones, el grano con mayor densidad y se expresa con base en mil granos o semillas. En el análisis de las medias del factor dosis de fósforo, se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), siendo la dosis  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  la que mayor peso le contribuye al grano, con una media de 426.1 g, aunque entre esta y la media (418.0 g) arrojada por la dosis de  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo no hay diferencias, pero entre estas y la alcanzada con la dosis de  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  si hay diferencias, siendo ésta la más baja, con una media de 394.8 g, como se puede apreciar en la Tabla 98. Esto indica que con una disminución del 33% de la dosis del fósforo en el suelo, se puede lograr un grano de mayor peso, a pesar de que estos suelos son de baja oferta en este elemento. Posiblemente con una dosis media a baja de P la simbiosis micorrízica haya sido más eficiente en el llenado del grano de maíz, ya que con bajos tenores de P en el suelo, los HMA suelen hacer mejor la simbiosis (Smith y Read, 2008).

El máximo peso de estos, se logró con la dosis de  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), con una media de 457.5 g, seguidas por las parcelas con las dosis de  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  con los morfotipos 0 (sin inoculación), 1 (*Scutellospora pellucida*) y 5 (consorcio de especies nativas), con medias de 451.6, 446.8 y 445.6 g, respectivamente. Mientras que las medias más bajas de este parámetro evaluado, se lograron con las dosis más bajas de fósforo ( $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ ) y el morfotipo 3 (*Glomus leptotichum*), con una media de 371.2 g. Esto indica que el peso del grano no solo depende del fósforo en el suelo, sino también del ente que lo transporta, y estos son los hongos formadores de micorrizas. Estos

datos son coherentes con los ensayos que reporta Sánchez (1999) en cuanto a que los HMA son organismos que contribuyen grandemente en la formación y llenado de frutos en suelos donde la oferta de nutrientes suele baja.

Tabla 98. Peso de mil granos de maíz micorrizado y fertilizado con varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Peso de mil granos (g)						
0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
27	418.7 a (9.51)	392.1 a (38.7)	406.9 a (41.0)	371.2 a (25.6)	388.9 a (15.6)	391.4 a (5.05)	394.9 B
54	451.7 a (25.4)	446.8 a (56.1)	394.5 a (13.8)	405.2 a (45.2)	413.2 a (65.5)	445.7 a (31.2)	426.2 A
80	420.3 a (13.2)	412.1 a (29.8)	379.1 a (41.6)	430.2 a (30.3)	457.5 a (66.6)	408.9 a (40.8)	418.0 AB
Prom	430.2 A	417.0 A	393.4 A	402.2 A	419.8 A	415.3 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 7.75%.

En todos los casos los promedios logrados en esta investigación (371.2 – 457.5 g) están por encima de los 211 g que reporta Ferraris y Couretot (2009) en maíces sembrados en suelos agrícolas de Argentina, que ofrecen mejores condiciones de fertilidad. También supera los 271 g que Ferraris y Couretot (2011) reportan para otros ensayos en suelos agrícolas argentinos. Pero son similares a los 251 – 300 g que Demera (2011) encontró en maíces híbridos en Ecuador, también son similares a los 348 – 392 que encontró Mora (2010) en maíz híbrido amarillo en suelos agrícolas Ecuatorianos. Estos resultados dejan entrever que los HMA contribuyen en el peso del grano del maíz, ya que las parcelas que no fueron inoculadas, estas resultaron estar colonizadas al final del cultivo, en forma natural con los hongos nativos presentes en esos suelos, como lo relacionan trabajos similares, el maíz puede ser micorrizado en forma natural, ya que es una planta micotrófica (Montaño *et al.*, 2001; Faggioli y Freytes, 2008).

**6.13.7. Rendimiento.** El análisis del factor dosis de fósforo arrojó que hay diferencias estadísticas significativas entre sus medias ( $p < 0.05$ ), siendo  $54 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  la mejor dosis, cuya media de fue de  $3325.9 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , aunque entre esta y la dosis de  $80 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  no hay diferencias, con esta se lograron  $3241.0 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , pero la dosis de  $27 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  de fósforo, fue la que mostró la media más baja,  $2100 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , cifra que está muy cercana a la media de rendimiento en la zona de sabanas del Guárico, que son  $2000 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$  (Vielma *et al.*, 2005), como se puede observar en la Tabla 99. Esta diferencia denota que el uso del fósforo en estos suelos contribuye a la producción del cultivo del maíz, y con una dosis intermedia y la ayuda de morfotipos micorrízicos, se pueden tener resultados aceptables en la producción de maíz, toda vez que con ellos la planta se ayuda en su nutrición (Smith y Read, 2008).

Tabla 99. Rendimiento del maíz micorrizado y fertilizado con varias dosis de fósforo al final del ensayo.

Dosis $\text{P}_2\text{O}_5$ $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$	M0	M1	M2	M3	M4	M5	Prom
	Rendimiento ( $\text{kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ )						
0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
27	1574.0 c (154.1)	1691.3 c (1023.1)	2265.6 abc (303.7)	2573.0 abc (508.8)	2095.3 bc (674.9)	2400.7 abc (263.0)	2100.0 B
54	2076.4 bc (253.6)	3571.3 abc (1276.0)	2953.8 abc (21.06)	3145.1 abc (713.4)	4121.2 ab (153.8)	4087.6 ab (620.7)	3325.9 A
80	2182.7 bc (145.5)	3302.7 abc (1196.2)	2821.3 abc (848.1)	3242.4 abc (886.2)	4384.0 a (1100.5)	3513.0 abc (498.7)	3241.0 A
Prom	1944.4 B	2855.1 AB	2680.2 AB	2986.8 A	3533.5 A	3333.8 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey ( $p < 0.05$ ), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior). CV = 24.12%.

En las comparación de las medias del factor morfotipo se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ), la diferencia es más marcada entre inoculadas y no inoculadas, siendo éstas últimas las que tienen el menor promedio,  $1944.4 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ . Pero entre las micorrizadas, no hay diferencias, aunque se puede observar que el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) fue el que presentó la mejor media, con cifra de  $3533.5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ , seguida del morfotipo 5 (consorcio de especies nativas) con  $3333.3 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ . Esto sugiere

que en suelos de baja oferta en fósforo y con el uso de los HMA, se puede mejorar la media de producción entre un 30 y 80%, según el morfotipo y la cantidad de fósforo presente en el suelo, ya que con la simbiosis micorrízica, la planta se ayuda en la nutrición en términos generales, como lo afirma Sánchez (1999), Smith y Read (2008), Sánchez y Velásquez (2008), Barea *et al.*, (2008).

Aunque estadísticamente no se haya encontrado diferencias significativas entre las medias de las combinaciones de los factores dosis de fósforo y morfotipos, en la Tabla 99 y Figura 7, se puede apreciar que los rendimientos oscilaron más bajos se logran cuando no se hacen inoculaciones micorrízicas y/o se utilizan dosis de fósforo muy bajas. Con dosis de  $27 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo y los morfotipos 1 (*Scutellospora pellucida*) y 0 (sin inoculación), se obtuvieron los rendimientos más bajos, con medias de  $1574.0$  y  $1691.2 \text{ kg*ha}^{-1}$ , respectivamente; pero los mejores rendimientos se lograron con el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*) y 5 (consorcio de especies nativas), con medias de  $4121.2$  y  $4087.6 \text{ kg*ha}^{-1}$ , respectivamente. Aunque los máximos rendimientos se obtuvieron con la dosis de  $80 \text{ kg*ha}^{-1}$  de fósforo y el morfotipo 4 (*Acaulospora mellea*), con una media de  $4384.0 \text{ kg*ha}^{-1}$ . Estas diferencias son de gran utilidad ya que al disminuir el 33% de la dosis de fósforo ( $27 \text{ kg*ha}^{-1}$ ) en presencia del hongo micorrízico, los rendimiento se disminuyen en solo un 6%, que para este caso, equivale a  $262.2 \text{ kg}$  de grano.

Publicaciones relacionadas indican que los suelos de las sabanas del Guárico tiene una media de rendimiento de  $2670 \text{ kg*ha}^{-1}$  (Vielma *et al.*, 2005), cantidad superada en esta investigación con una dosis intermedia de  $54 \text{ kg*ha}^{-1}$  e inoculación micorrízica, con cualquier de ellos, se supera dicha media, pero si no se inocula y se utiliza la misma dosis de fósforo, esta media estaría por debajo del promedio que reporta Vielma *et al.*, (2005), es decir, que para tener buenos resultados en las sabanas del Guárico, el uso de HMA es una opción en la medida que se trabajen con dosis bajas de fósforo, esto es coherente con los reportes de Sánchez (1999), Sánchez y Velásquez (2008) cuando afirman que baja dosis de fósforo en el suelo pueden ser subsanadas con inoculaciones de HMA, ya que estos hongos tienen la habilidad de explorar mayor volumen de suelo (Smith y Read, 2008). Para obtener

buenos resultados en los rendimientos del maíz, es necesario que hayan suficientes cantidades de nutrientes disponibles en el suelo, entre ellos el fósforo quizás sea uno de los más limitantes de los rendimientos (Bunemann *et al.*, 2004) en los suelos de la Estación Experimental La Iguana.

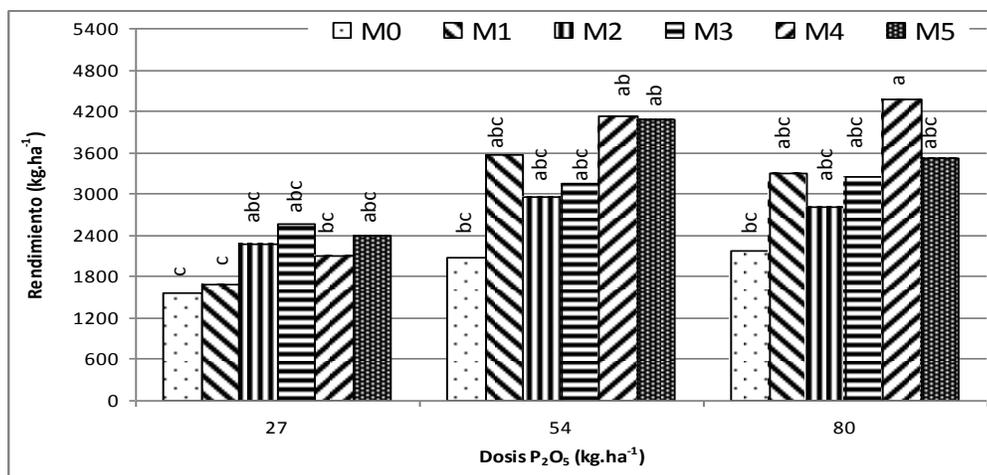


Figura 7. Rendimiento de grano de maíz en las interacciones de morfotipos y dosis de fósforo al final del ensayo. M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ ) en la interacción dosis y morfotipos, prueba de comparación de medias por Tukey, CV = 24.12%.

Con el uso de los HMA en presencia de dosis moderadas de fósforo, se pudo incrementar el rendimiento del maíz en términos generales, ya que son suelos pobres de P, esto concuerda con los hallazgos que reporta Uribe *et al.*, (2007) en Alfisoles mexicanos que también son pobre en P, quien con el uso de HMA y dosis de 33 a 100 kg\*ha<sup>-1</sup> de P pudo mejorar los rendimientos del maíz, aunque no pudo superar las medias obtenidas cuando utilizó solubilizadores de fósforo, ya que estos suelos suelen ser fijadores de P. Gracias a la eficiencia de los morfotipos micorrízico utilizados en la Estación Experimental La Iguana, se superaron los 2441 kg\*ha<sup>-1</sup> que Uribe *et al.*, (2007) obtuvo en suelos mexicanos utilizando HMA en maíz, ambos con bajo contenido de P. En este sentido, Cardoso y Kuyper (2006) afirma que los suelos del trópico suelen ser deficientes en

fósforo, y una alternativa para aprovechar lo poco que hay, dentro de un programa de sostenibilidad y que conlleva una alteración ínfima del medio edáfico, es el uso de hongos formadores de micorrizas.

## 7. CONCLUSIONES

- Los hongos Glomeromycota encontrados en esta zona de estudio, son factibles de multiplicar bajo condiciones de vivero.
- En el corto tiempo de ensayo a nivel de campo (5 meses), no se alteraron las propiedades físicas del suelo evaluadas (humedad, distribución granulométrica, conductividad hidráulica), excepto los macroagregados ( $> 0.25$  mm) estables al agua, incrementándose su proporción posiblemente por efecto de la acción de los hongos formadores de la simbiosis micorrízica.
- Con la aplicación de fósforo en los suelos de la Estación Experimental La Iguana, se mejoran los factores de crecimiento del cultivo de maíz: altura de planta, biomasa y área foliar, como también los factores de producción tales como tamaño de mazorca y producción de grano.
- Con el uso de los hongos Glomeromycota nativos de estos suelos, se incrementó la eficiencia de la toma de fósforo y demás nutrientes por parte de la planta de maíz, lo que se tradujo en un incremento del rendimiento en la producción de grano.
- Con el uso de los hongos Glomeromycota nativos de estos suelos, se puede reducir hasta en un 33% la fertilización fosfórica sin que esto repercuta en los rendimientos de producción de grano.
- La especie *Acaulospora mellea* y el consorcio de especies de hongos Glomeromycota nativas, son potenciales microorganismos que se pueden utilizar en la producción de biofertilizantes, útiles para la producción de maíz en suelos de sabanas del Guárico con bajos tenores de fósforo en el suelo.

- Bajo las condiciones edafoclimáticas de los suelos de sabana del Guárico se puede incrementar la producción de maíz implementando dentro del plan de manejo de suelos, el uso de hongos formadores de micorrizas en forma consorcio de las especies nativas (mezcla de todos los morfotipos nativos presentes) y si se opta por el uso de estos hongos en forma monoespecífica, la especie *Acaulospora mellea*, es una buena opción.

## BIBLIOGRAFÍA

- Abbot, L. y Robson, A. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizal. *Agriculture Ecosystems and Environment*, 35: 121-150.
- Acuña, O., Peña, W., Serrano, E., Pocasangre, L., Rosales, F., Delgado, E., Trejos, J., y Segura, A. 2006. La importancia de los microorganismos en la calidad y salud de suelos. XVII Reuniao Internacional de Associacao para Cooperacao nas Pesquisas sobre Banana no Caribe e na América Tropical. Santa Catalina – Brasil: Acorbat. Pp. 223 – 233.
- Adams, M. 1995. Fundamentos de química de suelos. Caracas: CDCH, Universidad Central de Venezuela. 390p.
- Aguilera, L., Gutierrez, J. y Moreno, R. 1998. Vesiculo arbuscular mycorrhizae associated with saltbushes *Atriplex* spp. (Chenopodiaceae) in the Chilean arid zone. *Revista Chilena de Historia Natural*, 71: 291-302.
- Aldana, A. 2005. Agricultura orgánica. Santa Fe de Bogotá: Centro Nacional de Medios para el aprendizaje, Universidad Nacional de Colombia. 191p.
- Altieri, M. 1999. Agroecología. Bases científicas para una agricultura sustentable. Montevideo: Nordan-comunidad. 340p.
- Altieri, M. y Yurjevic, A. 2013. La agroecología y el desarrollo rural sostenible en América Latina. Online [www.valsalice.edu.co](http://www.valsalice.edu.co) [consultado, junio 2013]
- Alvarado, C., Dasgupta-Schubert, N., Ambriz, E., Sánchez-Yáñez, J. y Villegas, J. 2011. Hongos micorrízicos arbusculares y la fitorremediación de plomo. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 27(4) 357-364.

- Amézquita, E. 2001. Propiedades físicas y el manejo productivo de los suelos. pp. 11 – 30. En: García, A. y Valenzuela, I. (Eds). Manejo productivo de suelos para cultivos de alto rendimiento. Santa Fe de Bogotá: SCCS.
- Anthofer, J. y Kroschel, J. 2002. Partial macronutrient balances of mucuna/maize rotations in the forest savannah transitional zone of Ghana. Pp. 87 – 97. In: Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N. y Merckx, R. (Eds). Integrated plant nutrient management in sub-Saharan Africa: from concept to practice. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture.
- Arines, J. 1991. Aspectos físico – químicos de la fijación y movilización biológica de nutrientes en el suelo y su incidencia en la formación y efectos de las micorrizas VA. Pp. 203-220. En: Olivares, J. y Barea, J. (Eds). Fijación y movilización biológica de nutrientes. Volumen II. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Madrid.
- Arrechua, A. 2012. Fertilización del híbrido de maíz (*Zea mays*) INIAP H553 con fuentes nitrogenadas en el Cantón Ventanas. Tesis Ingeniero Agropecuario. Unidad de Estudios a Distancia. Universidad Estatal Técnica de Quevedo. 60p.
- Arrieche, I. 2008. Efecto de la fertilización orgánica y química en suelos degradados cultivados con maíz (*Zea mays* L.) en el estado Yaracuy, Venezuela. Tesis Ph.D. Departamento de Ciencias Agroforestales. Universidad de Valladolid. 210p.
- Azcón, R. 2000. Papel de la simbiosis micorrízica y su interacción con otros microorganismos rizosférico en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. Pp. 1 – 15. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (Eds). Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. México: Mundiprensa.
- Azcón-Aguilar, C. y Barea, J. 1980. Micorrizas. Investigación y Ciencia, 47: 8–16.
- Azcón-Aguilar, C., García-García, F. y Barea, J. 1991. Germinación y crecimiento axénico de los HVA. Pp. 129 – 147. En: Olivares, J. y Barea, J. (Eds). Fijación y movilización biológica de nutrientes. Parte II. Madrid: Consejo Superior de Investigaciones Científicas, CSIC – Press.
- Azcón-Bieto, J. y Talón, M. 2008. Fundamentos de Fisiología vegetal. Segunda edición. Madrid: McGraw-Hill – Interamericana. 134p.

- Bago, B., Chamberland, H., Goulet, A., Vierheilig, H., Lafontaine, J. y Piche, Y. 1996. Effect of nikkomycin Zn, a chitin-synthase inhibitor, on hyphal growth and cell wall structure of two arbuscular-mycorrhizal fungi. *Protoplasma*, 192: 80 – 92.
- Bago, B., Pfeffer, P. y Schachar-Hill, Y. 2001. Could the urea cycle be translocating nitrogen in the Arbuscular mycorrhizal symbiosis?. *New Phytologist*, 149: 4 – 8.
- Barbazán, M., Bautes, C., Beux, L., Bordoli, M., Cano, J., Ernest, O., García, A., García, F. y Quincke, A. 2011. Fertilización potásica en cultivos de secano sin laboreo en Uruguay: rendimiento según análisis de suelos. *Agrociencias Uruguay*, 15(2): 93 – 99.
- Barceló, J., Nicolás, G., Sabater, B. y Sánchez, R. 2000. *Fisiología vegetal*. 2da edición. España: Ediciones Pirámide. 355p.
- Barchiesi-Ferrari, C. y Anrique, R. 2012. Síntesis de proteína microbiana en novillos alimentados con ensilado de hierba y maíz extruido. *Chilean Journal Agriculture Research*, 72(4): 535-540.
- Barea J. 2003. Las micorrizas arbusculares componente clave en la productividad y estabilidad de agroecosistemas. Departamento de Microbiología del Suelo y Sistemas Simbióticos, Estación Experimental del Zaidín, Granada, España. 50 p.
- Barea, J. y Jeffries, P. 1995. Arbuscular mycorrhizal in sustainable soil-plant systems. Pp 521 – 550. In: Varma, A. y Hock, B. (Eds.). *Mycorrhiza, structure, function, molecular biology and biotechnology*. Wiley, New York.
- Barea, J., Escudero, J. y Azcón-Aguilar, C. 1980. Effects of introduced and indigenous VA mycorrhizal fungi on nodulation, growth and nutrition of *Medicago sativa* in phosphate-fixing soils as affected by fertilizer. *Plant and Soil*, 54(2): 283-296.
- Barea, J., Ferrol, N., y Azcón-Aguilar, R. 2008. Mycorrhizal symbioses. In *The ecophysiology of plant-phosphorus interactions*. Series Plant Ecophysiology, 7: 143-163.
- Barea, J., Pozo, M., Azcón, R., Azcón-Aguilar, C. 2005. Microbial co-operation in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, 56(417): 1761 – 1778.

- Barroetaveña, C. y Rajchenberg, M, 2003. Las micorrizas y la producción de plántulas de *Pinus ponderosa* Dougl. ex Laws. en la Patagonia, Argentina. *Revista Bosque*, 24(1): 17-33
- Barry, C. y Moore, P. 2007. *Biogeography. An ecological and evolutionary approach.* United State of America: Blackwell Publishing. 498p.
- Barthes, B. y Roose, E. 2002. Aggregate stability as an indicator of soil susceptibility to runoff and erosion: validation at several levels. *Catena*, 47: 133 – 149.
- Basantes, E. 2012. Efecto de la aplicación de dos niveles de nitrógeno y dos niveles de fosforo en el rendimiento del cultivo de maíz Var. Chillos, en un suelos franco-arcilloso limoso, sector de Sangolqui. Diplomado Superior en Metodología de la Investigación Científica. Escuela Politécnica del Ejército. Ecuador. 70p.
- Bautes, C., Barbazán, M. y Beux, L. 2009. Fertilización potásica inicial y residual en cultivos de secano en suelos sobre Areniscas Cretácicas y transicionales. *Informaciones Agronómicas del Cono Sur*, 41: 1 – 8.
- Beck, D., y Vindbaek, T. 2001. Occurrence of vesicular–arbuscular mycorrhiza in aquatic macrophytes from lakes and streams. *Aquatic Botany*, 71: 141–148.
- Begon, M., Townsend, C. y Harper, J. 2006. *Ecology. From individuals to ecosystems.* Fourth edition. Australia: Blackwell Publishing. 740p.
- Benizri, E., Baudoin, E. y Guckert, A. 2001. Root colonization by inoculated plant growth-promoting rhizobacteria. *Biocontrol Science and Technology*, 11: 557 – 575.
- Bethlenfalvay, G. 1992. Mycorrhiza and crop productivity. *Mycorrhizae in sustainable agriculture.* American Society of Agronomy, 54: 1-27.
- Bi, Y., Li, X., Christie, P., Hu, Z. y Wong, M. 2004. Growth and nutrient uptake of arbuscular mycorrhizal maize in different depths of soil overlying coal fly ash. *Chemosphere*, 50: 863–869.
- Boddington, C. y Dodd, J. 2000. The effect of agricultural practices on the development of indigenous Arbuscular mycorrhizal fungi I. Field studies in an Indonesian Ultisol. *Plant and Soil*, 218(2): 137 – 144.

- Bone, F., Rubio, R. y Morales, A. 2008. Arbuscular mycorrhizal fungi and soil aggregation. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 8(2): 9 – 18.
- Bonfante, P. y Genre, A. (2008). Plants and Arbuscular Mycorrhizal Fungi: an Evolutionary-developmental Perspective. *Trends in Plant science*, 13(9): 492-498.
- Borie, F., Rubio, R. y Morales, A. 2008. Arbuscular mycorrhizal fungi and soil aggregation. *Journal Soil Science Plant and Nutrition*, 8(2): 9-18.
- Borie, F., Rubio, R., Morales, A. y Castillo, C. 2000. Relación entre densidad de hifas de hongos micorrizógenos arbusculares y producción de glomalina con las características físicas y químicas de suelos bajo cero labranza. *Revista Chilena de Historia Natural*, 73(4): 749-756.
- Borie, F., Rubio, R., Rouanet, J., Morales, A., Borie, G. y Rojas, C. 2006. Effects of tillage systems on soil characteristics, glomalin and mycorrhizal propagules in a Chilean Ultisol. *Soil & Tillage Research*, 88: 253–261.
- Bossuyt, H., Deneff, K., Six, J., Frey, S., Merckx, R. y Paustian, K. 2001. Influence of microbial population and residue quality on aggregate stability. *Applied Soil Ecology*, 16: 195 – 208.
- Brady, N. y Weil, R. 1996. *The nature and properties of soils*. 20 editions. United States of America: Prentice-Hall Inc. 882p.
- Bravo, C., Lozano, Z., Hernández, R., Piñango, L. y Moreno, B. 2004. Efecto de diferentes especies de coberturas sobre las propiedades físicas de un suelo de sabana con siembra directa de maíz. *Bioagro*, 16(3): 163 – 172..
- Bucher, M. 2007. Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. *New Phytologist*, 173: 11-26.
- Bucking, H. y Shachar-Hill, Y. 2005. Phosphate uptake, transport and transfer by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* is stimulated by increased carbohydrate availability. *New Phytologist*, 165(3): 899-912.
- Bunemann, E., Smithson, P., Jama, B., Frossard, E. y Oberson, A. 2004. Maize productivity and nutrient dynamic in maize-follow rotations in Western Kenya. *Plant and Soil*, 264: 195 – 208.

- Burleigh S., Kristensen, B. y Bechmann, I. 2003. A plasma membrane zinc transporter from *Medicago truncatula* is up-regulated in roots by Zn fertilization, yet down-regulated by arbuscular mycorrhizal colonization. *Plant Molecular Biology*, 52: 1077-1088.
- Burrows, R. 2014. Glomalin Production and Infectivity of Arbuscular-Mycorrhizal Fungi in Response to Grassland Plant Diversity. *American Journal of Plant Sciences* 5: 103-111.
- Caballero, M., González, C., Cedeño, O. y Castellanos, S. 2012. Conferencia Internacional sobre utilización de los Bosques tropicales del Mundo. Online <http://ibsa.mx/~inifap4/index.php/Forestales/article/view/925> [Consultado, marzo 2013].
- Cabrales, E. 2008. *Materia Orgánica del suelo*. Montería: Centro de Publicaciones Universidad de Córdoba. 80p.
- Cabrales, E. 2008. *Reacción del suelo: manejo de suelos ácidos y salinos*. Montería: Centro de Publicaciones Universidad de Córdoba. 130p
- Caldeira, S., Chaves, G. y Zambolim, L. 1983. Associação de micorriza vesicular arbuscular com café, limão-rosa e capim-gordura. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira*, 18(3): 223- 228.
- Cardona, G., Peña-Venegas, C. y Arcos, A. 2008. Ocurrencia de hongos formadores de micorriza arbuscular asociados a ají (*Capsicum sp.*) en la Amazonia colombiana. *Agronomía Colombiana*, 26(3): 459-470.
- Cardoso, I. y Kuyper, T. 2006. Mycorrhizas and tropical soil fertility. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 116: 72–84.
- Carreón, Y., Gómez, N. y Martínez, M. 2008. Las micorrizas arbusculares en la protección vegetal. *Biológicas*, 10: 60-70.
- Casanova, E. 2002. Fertilización, nutrición y sustentabilidad de praderas. *Venezuelos*, 7(1-2):33-37.
- Casanova, E. 2002. El uso de rocas fosfóricas y su efecto en la productividad de carne y leche en Venezuela. Pp. 99 – 106. En: R. Tejos, W. García, C. Zambrano, L. Mancilla y N. Valvuená (Eds.). VIII Seminario Manejo y Utilización de Pastos y Forrajes en Sistemas de Producción Animal. Barinas – Venezuela.

- Castillo-Caamal, J., Caamal-Maldonado, J., Jiménez-Osornio, J., Bautista-Zúñiga, F., Amaya-Castro, M. y Rodríguez-Carrillo, R. 2010. Evaluación de tres leguminosas como coberturas asociadas con maíz en el trópico subhúmedo. *Agronomía Mesoamericana*, 21(1): 39-50.
- Castro, H. y Gómez, M. 2010. Fertilidad de suelos y fertilizantes. Pp. 217 – 279. En: Burbano, H. y Silva, F. (Eds). *Ciencias del suelo, principios básicos*. Santa Fe de Bogotá: SCCS.
- Celik, I., Ortas, I. y Kilic, S. 2004. Effects of compost, mycorrhiza, manure and fertilizer on some physical properties of a Chromoxerert soil. *Soil & Tillage Research*, 78: 59 – 67.
- Chalk, P., Souza, R., Urquiaga, S., Alves, B. y Boddey, R. 2006. The role of arbuscular mycorrhiza in legume symbiotic performance. *Soil Biology & Biochemistry*, 38: 2944–2951
- Chassaigne, A., Barrientos, V., y Hernández, A. 2012. Obtención de una población de maíz para la tolerancia a factores adversos en tres estados de Venezuela. *Bioagro*, 24(3): 221 – 226.
- Chen, B., Li, X., Tao, H., Christie, P. y Wong, M. 2003. The role of arbuscular mycorrhiza in zinc uptake by red clover growing in a calcareous soil spiked with various quantities of zinc. *Chemosphere*, 50: 839–846.
- Chen, B., Roos, P., Zhu, Y. y Jakobsen, I. 2008. Arbuscular mycorrhizas contribute to phytostabilization of uranium in uranium mining tailings. *Journal of Environmental Radioactivity*, 99: 801 – 810.
- Chen, X., Wu, Ch., Tang, J. y Hu, S. 2005. Arbuscular mycorrhizae enhance metal lead uptake and growth of host plants under a sand culture experiment. *Chemosphere*, 60: 665–671.
- Chicco, C y Godoy, S. 2005. Deficiencias minerales y condiciones asociadas en la ganadería de carne de las sabanas de Venezuela. *Primer Curso Internacional Sobre Avances en la Nutrición de los Rumiantes en Venezuela*. Maracay – Venezuela. Pp. 101-128.

- Chicco, C. y Godoy, S. 2002. Nutrición mineral de los bovinos de carne en Venezuela. XVIII Cursillo sobre Bovinos de Carne. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Central de Venezuela. Maracay, Venezuela. pp. 135-155.
- CONVECAR. 2013. La sabana venezolana y la producción animal. Online: [www.convecar.org.ve](http://www.convecar.org.ve) [consultado febrero 2013].
- Cornejo, P., Meier, S. y Borie, F. 2008. Utilización de hongos micorrízicos arbusculares como alternativa para la recuperación de suelos contaminados por actividades mineras. *Gestión Ambiental*, 16: 13-26.
- Cornejo, P., Sieverding E. y Borie, F. 2008. Arbuscular mycorrhizal communities associated to four metallophytes in a Mediterranean ecosystem affected by copper mining. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 8: 215-216.
- Corredor G, Otálvaro D, y Álvarez, C. 2003. Metodologías empleadas para el estudio de micorrizas arbusculares. Programa Nacional de Recursos Biofísicos, CORPOICA, Santa Fe de Bogotá, 2003, 45p.
- Corredor, G. 2003. Micorrizas arbusculares: Aplicación para el manejo sostenible de los agroecosistemas. Programa Nacional De Recursos Biofísicos, CORPOICA, Santa Fé de Bogotá, 2003, pp. 12 – 17.
- Corredor, H. 2006. Micorrizas Arbusculares: Aplicación para El Manejo Sostenible de los Agroecosistemas. Santa Fe de Bogotá: CORPOICA. 12p.
- Correndo, A. y García, F. 2012. Concentración de nutrientes en plantas como herramienta de diagnóstico: cultivos extensivos. *IPNI Archivo Agronómico*, 14: 1 – 8.
- Covacevich, F., Echeverría, H. y Aguirrezabal, L. 2001. Comparación de dos técnicas de cuantificación de infección micorrítica. *Ciencia del Suelo*, 19(2): 155 – 158.
- Covacevich, F., Marino, M. y Echeverría, H. 2006. The phosphorus source determines the arbuscular mycorrhizal potential and the native mycorrhizal colonization of tall fescue and wheatgrass. *European Journal of Soil Biology*, 42: 127–138.
- Cruz, Y., García, M., Hernández. J. y León, Y. 2012. Influencia de las micorrizas arbusculares en combinación con diferentes dosis de fertilizante mineral en algunas características morfológicas de las plántulas de tabaco. *Cultivos Tropicales*, 33(3): 23-26.

- Cruzate, G. y Rivero, A. 2010. Variabilidad espacial y temporal de P y Zn en siembra directa y la relación con algunas propiedades de un suelo en Paraná, Entre Ríos. XXII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo. Rosario, Santa Fe. CD-Rom.
- Cubilla, M. 2014. Manejo del suelo, fertilidad y nutrición de la soja para aumentar la capacidad productiva en la región oriental del Paraguay. *Informaciones Agronomicas*, 13: 1 – 6.
- Cuenca, G. y Meneses, E. 1996. Diversity patterns of arbuscular mycorrhizal fungi associated with cacao in Venezuela. *Plant and Soil*, 183: 315 – 322.
- Cuenca, G., Cáceres, A., Oirdobro, G., Hasmy, Z. y Urdaneta, C. 2007. Las micorrizas arbusculares como alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia*, 32(1): 23 – 29.
- Cuenca, G., De Andrade, Z., Lovera, M., Fajardo, L. y Meneses, E. 2004. The effect of two arbuscular mycorrhizal inocula of contrasting richness and the same mycorrhizal potential on the growth and survival of wild plant species from La Gran Sabana, Venezuela. *Canadian Journal of Botany*, 82: 582–589.
- Cuevas, G. y Walter, I. 2004. Metales pesados en maíz (*Zea mays* L.) cultivado en un suelo enmendado con diferentes dosis de compost de lodo residual. *Revista Internacional Contaminación Ambiental*, 20(2): 59-68.
- Dandan, Z. y Zhiwei, Z. 2007. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. *Applied Soil Ecology*, 37: 118 – 128.
- Daniels, A. 1984. Ecology of VA mycorrhizal fungi. pp. 35-55. En: Powell, C. y Bagyaraj, D. (Eds) VA Mycorrhiza. CRC Press, Florida.
- De Armas, L. 2005. Sistema de pastoreo en sabanas de *Trachypogon* en el estado Bolívar. IX Seminario de Pastos y Forrajes. Hato la Vergareña C.A, La Paragua, Estado Bolívar, Venezuela. CD-Rom.
- Delgado, R. 2002. Evaluación de crecimiento del maíz y absorción de nitrógeno bajo diversas condiciones de disponibilidad del elemento en un Mollisol de Venezuela. *Agronomía Tropical*, 52(1): 5-22.

- Delgado, R., Núñez, M. y Velásquez, L. 2004. Acumulación de materia seca, absorción de nitrógeno, fósforo y potasio por el maíz en diferentes condiciones de manejo de la fertilización nitrogenada. *Agronomía Tropical*, 54(4): 371 – 389.
- Demera, E. 2011. Comportamiento productivo del híbrido de maíz DEKALB 5005 fertilizado orgánicamente en época seca. Tesis Ingeniero Agropecuario. Unidad de Estudios a Distancia. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. 60p.
- Depablos, L., Godoy, S., Chicco, C. y Ordoñez, J. 2009. Nutrición mineral en sistemas ganaderos de las sabanas centrales de Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 27(1): 25-37.
- Diaz, G., Azcón-Aguilar, C. y Honrubia, M. 1996. Influence of arbuscular mycorrhizae on heavy metals (Zn and Pb) uptake and growth of *Lygeum spartum* and *Anthyllis cytisoides*. *Plant and Soil*, 180: 241 – 249.
- Dodor, D. y Tabatabai, M. 2003. Effect of cropping systems on phosphatase in soil. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 166: 7 – 13.
- Domínguez, D., Vázquez, H., Reyes, B., Arzaluz, J., y Martínez, A. 2013. Isolation and purification of ectomycorrhizal fungus *Helvella lacunosa* in different culture media. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 16: 51 - 59
- DRYNET. 2013. Una iniciativa global, dando futuro a las tierras áridas. Online [www.dry-net.org](http://www.dry-net.org) [Consultado febrero, 2013].
- Eide, D., Broderius, M., Fett, J. y Guerinot, M. 1996. A novel iron-regulated metal transporter from plants identified by functional expression in yeast. *Proceeding of the National Academy of Sciences USA*, 93: 5624 – 5628.
- Epstein, E. y Bloom, A. 2005. Mineral nutrition of plant: principles and perspectives. Second edition. Sunderland: Sinauer Associates, Inc. 380p.
- Espinoza, F., Argenti, P., Urdaneta, G., Araque, C., Fuentes, A. Palma, J. y Bello, C. 2004. Uso del forraje de maíz (*Zea mays*) hidropónico en la alimentación de toretes mestizos. *Zootecnia Tropical*, 22(4): 303-315.
- Eyal, I. 2008. Microelementos en la agricultura. *Red Hidroponía*, 38: 1 – 11.
- Ezawa, T., Cavagnaro, T., Smith, F. y Ohtomo, R. 2004. Rapid accumulation of polyphosphate in extraradical hyphae of an Arbuscular mycorrhizal fungus as

- revealed by histochemistry and polyphosphate kinase/luciferase system. *New Phytologist*, 161: 387 – 392.
- Faggioli, V. y Freytes G. 2008. Micorrización natural de maíz y su relación con la absorción de fósforo del suelo en diferentes sistemas de labranzas y fertilización. XXI Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo, Resúmenes CD-Rom.
- Fancelli, A. 2006. Micronutrientes en la fisiología de las plantas. Pp 11-27. En: Vázquez, M. (Eds). *Micronutrientes en la agricultura*. Buenos Aires: Asociación Argentina de la Ciencia del Suelo – AACCS. 207pp.
- FAO. 2013c. Recursos fotogenéticos, o se usan o se pierden. En: Comisión de recursos genéticos para la alimentación y la agricultura. Online. [http://www.fao.org/fileadmin/templates/nr/documents/CGRFA/factsheets\\_plant\\_es.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/templates/nr/documents/CGRFA/factsheets_plant_es.pdf) [consultado, junio 2013]
- FAO. 2013d. El Consejo Internacional de Cereales baja la estimación de cosecha global de trigo. *Agronoticias de América Latina y del Caribe*. Online <http://www.fao.org/agronoticias/agro-noticias/detalle/es> [consultado, mayo 2013].
- FAO. 2013a. El maíz en la nutrición humana. Online <http://www.fao.org> [consultado marzo 2013].
- FAO. 2013b. Permeabilidad del suelo. Online [www.fao.org/fi/CDrom/FAO\\_Training](http://www.fao.org/fi/CDrom/FAO_Training) [consultado, febrero 2013].
- Farahani, H., Labaschi, M. y Hamidi, A. 2008. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi, phosphorus and water stress on quantity and quality characteristics of coriander. *Advances in Natural and Applied Science*, 2: 55-59.
- Ferraris, G. y Couretot, L. 2009. Respuesta del maíz a la fertilización complementaria con nitrógeno, zinc, boro y otros nutrientes aplicados por vía foliar. Online: [www.engormix.com](http://www.engormix.com) [citado marzo 2013].
- Ferraris, G. y Couretot, L. 2011. Tecnologías para la aplicación de microelementos en maíz. Dosis y sistemas de aplicación de zinc en combinación con fuentes nitrógeno-azufradas. Resultados Campañas 2008/09 Y 2009/10. Online: [www.profertilnutrientes.com.ar](http://www.profertilnutrientes.com.ar) [citado marzo 2013].

- Florentino, A. 2007. Método para evaluar la estabilidad de los agregados de suelo por tamizado en húmedo (Equipo Eijkelkamp)- Modificado. Laboratorio de Física de Suelo. Instituto de Edafología, Facultad de Agronomía, Universidad Central de Venezuela. 4p.
- Flores, E. y Ramos, F. 2008. Trabajo especial de grado: Adsorción de P en suelos ácidos de sabanas de pedogénesis constante. Trabajo de grado Técnico Superior Universitario, mención Química. Departamento de Química. Universidad Central de Venezuela. 72p.
- Flórez, C y Cuenca, G. 2004. Crecimiento y dependencia micorrízica de la especie pionera y polenectarífera *Oyedaea verbesinoides* (tara amarilla), Asteraceae. *Interciencia*, 29(11): 632 – 637.
- Franke-Snyder, M., Douds, D., Galvez, L., Phillips, J., Wagoner, P., Drinkwater, L. y Morton, J. 2001. Diversity of communities of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi present in conventional versus low-input agricultural sites in eastern Pennsylvania, USA. *Applied Soil Ecology*, 16: 35–48.
- Frey, D. y Schuepp, H. 1993. Acquisition of nitrogen by external hyphae of Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Zea mays* L. *New Phytologist*, 124: 221 – 230.
- Fuentes, J. 1999. El suelo y los fertilizantes. Madrid: Ministerio de Agricultura y Alimentación – Ediciones Mundiprensa. 353p.
- Gadd, G. 2007. Geomycology: biogeochemical transformations of rocks, minerals, metals and radionuclides by fungi, bioweathering and bioremediation. *Mycological Research*, 3: 3 – 49.
- Gadkar, V., Schwartz, R., Kunik, T. y Kapulnik, Y. (2001). Arbuscular mycorrhizal fungal colonization, factors involved in host recognition. *Plant Physiology*, 127: 1493–1499.
- Gaither, L. y Eide, D. 2001. Eukaryotes zinc transporter and their regulation. *BioMetals*, 14: 251 – 270.
- Galindo, A. 2010. Estrategias silvopastoriles para las sabanas inundables de la región de la Orinoquia, Arauca. Colombia. Conferencia Centro para la Investigación en Sistemas Sostenibles de Producción Agropecuarias. Arauca: CIPAV. 24p.

- Garbaye, J. 1991. Biological interactions in the mycorrhizosphere. *Experientia*, 47: 370-375.
- García, A., Flores-Román, D., García-Calderón, N. y Ferrera-Cerrato, R. 2008. Efecto de enmiendas orgánicas, higuera y micorrizas sobre las características de un tepetate. *Terra Latinoamericana*, 26(4): 309-315.
- García, F. 2009. Micronutrientes: deficiencias y requerimientos de cultivos extensivos. Encuentro de Nutrición. Valdivia, Temuco y Los Ángeles. Online <http://www.ipni.net/ppiweb> [consultado marzo 15 2013].
- García, J., Sanchez, C., y Garces, R. 1999. Manejo de suelos algodonereros en los Valles del Sinú y en las Sabanas de Sucre. P. 41 – 46. En: CORPOICA, 1999. Manejo integ- 46rado de suelos y aguas. Monteria: CORPOICA.
- García-Garrido, J., Tribak, M.; Rejón-Palomares, A.; Ocampo, J. y García-Romero, I. (2000). Hydrolitic enzymes and ability of arbuscular mycorrhizal fungi to colonize roots. *Journal of Experimental Botany*, 51: 1443–1448.
- Genre, A.; Chabaud, M.; Faccio, A.; barker, D. y Bonfante, P. (2008). Prepenetration Apparatus Assembly Precedes and Predicts the Colonization Patterns of Arbuscular Mycorrhizal Fungi within the Root Cortex of Both *Medicago truncatula* and *Daucus carota*. *The Plant Cell*, 20:1407-1420.
- George, E., Haussler, K., Vetterlein, G., Gorgus, E. y Marschner, H. 1992. Water and nutrient translocation by hyphae of *Glomus mosseae*. *Canadian Journal of Botany*, 70: 2130 – 2137.
- Gianinazzi, S. 1991. Vesicular-arbuscular (endo)-mycorrhizas: cellular biochemical and genetics mycorrhizal roots. *Plant and Soil*, 71: 197-209.
- Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. 1978. Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhizal II. Soluble alkaline phosphatase specific to mycorrhizal infection in onion roots. *Physiological Plant Pathology*, 12: 45 – 53.
- Gil, A., y Alvarado, C. 2012. Sabanas del mundo. Vicerrectorado de Investigaciones y Postgrado, Universidad de Yacambu, Venezuela. Online. <http://www.slideshare.net/angelgil82/presentacin-sabanas-del-mundo> [Consultado, marzo 2012].

- Giovanetti, M, y Mosse, B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist*, 84:489-500.
- Gómez, Y. y Paolini, J. 2011. Variación en la actividad microbiana por cambio de uso en suelos en sabanas, Llanos Orientales, Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 59(1): 1 – 15.
- Gomez-Guiñan, Y. 2004. Actividad de las fosfatasa s ácidas y alcalinas (extracelulares e intracelulares) en hongos de la rizosfera de *Arachis hypogaea* (Papilionaceae). *Revista de Biología Tropical*, 52(1): 287 – 295.
- González, F., Gutiérrez, C., Hidalgo, C., Moreno, I., Moreno, P. y Rosas, G. 2013. Mecanismos de agregación en suelos volcánicos arenosos. Online <http://www.amemi.org/Docs> [consultado, febrero 2013].
- González, M. 2005. Estudio de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados en el hongo formador de micorrizas arbusculares *Glomus intraradices*. Tesis Ph.D. Bioquímica, Departamento de Microbiología del suelo y sistemas simbióticos de la Estación Experimental del Zaidín. Universidad de Granada - España. 193p.
- González, M., Cerrato, R. y Rodríguez, M. 1993. Manual de Agromicrobiología. México: Trillas. 142p
- Grand, L. y Harvey, A. 1982. Quantitative measurement of ectomycorrhizae on plant roots. Pp: 157-164. In: Schenk, N. (ed.), *Method and Principles of Mycorrhizal Research*. St. Paul, Minnesota: APS Press..
- Groombridge, B., y Jenkins, M. 2002. World Atlas of Biodiversity: Earth's Living Resources in the 21st Century. USA: University of California Press, Berkeley, California. 340p.
- Guerra, B. 2008. Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. *Tecnología en Marcha*, 21(1): 191-201.
- Guerrero, E. 1996. Micorriza: Fundamentos Biológicos y Estado del Arte. Pp. 3-46. En: E. Guerrero, C. Azcón, J. Barea, B. Moyersoen (Eds). *Micorrizas. Recurso Biológico del Suelo*. Santa Fe de Bogotá: Fondo FEN.

- Guerrero, E. 1996. Perspectivas de Manejo de la Micorriza Arbuscular en Ecosistemas Tropicales. Pp. 181 – 208. En: Guerrero, E. Azcón, C., Barea, J. y Moyersoen B. (Eds). Micorrizas. Recurso Biológico del Suelo. Santa Fe de Bogotá: Fondo FEN.
- Hall, L. y Williams, L. 2003. Transition metal transporters in plants abstract. Journal of Experimental Botany, 54: 2601 – 2613.
- Hao, H., You-Lu, B., Li-Ping, Y., Qing-Bo, K., Yan-Li, L., Lei, W., y Zhi-Yong, W. 2010. Response of Element Distribution of Various Organs of Maize to Fertilizer Application. Agricultural Sciences in China, 9(3): 401-407.
- Harley, J. 1989. The significance of mycorrhiza. Mycological Research, 92: 129-139.
- Harley, J. y Harley, E. 1987. A check list of mycorrhiza in the British flora. New Phytologist, 105: 1-102.
- Harrier, L. y Watson, C. 2003. The role of fungi in sustainable cropping systems. Advances in Agronomy, 79: 185 – 225.
- Harrison, M. 1997. The Arbuscular mycorrhizal symbiosis. England: Academic Press, Inc. 280p.
- Hartemink, A. 2003. Soil fertility decline in the tropics with case studies on plantations. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture. 374p.
- Hernández, I. y López, D. 2000. Dinámica del fósforo en el estrato herbáceo de una sabana de *Trachypogon* sometida a quema y pastoreo. Acta Biológica Venezolana, 20:53-66.
- Hernández, R. y López, D. 2002. El tipo de labranza como agente modificador de la materia orgánica: un modelo para suelos de sabana de los llanos centrales venezolanos. INCI, 27(10): 529-536.
- Hernández, R., Lozano, Z., Bravo, C. Morales, J., Toro, M., Ramírez, E., Castro, C., Rivero, C. y Ojeda, A. 2012. Manejo agroecológico de sabanas bien drenadas con unidades de producción cereal-ganado. Mimeografiado Congreso Latinoamericano de Ciencias del Suelo, Mar del Plata, Argentina.
- Hernández-Hernández, R. 2008. Dinámica y manejo de la materia orgánica en suelos de sabanas bien drenadas. Acta Biológica Venezolana, 28(1): 69 – 84.

- Hernández-Hernández, R. y Ruíz, O. 2007. Biomasa y actividades microbianas en agregados del suelo de sabana con dos texturas contrastantes manejados bajo sistemas conservacionistas. Resúmenes XVII Congreso Latinoamericano de la ciencia del Suelo. México. CDrom.
- Herrera, P., Birbe, B., Colmenares, O., Hernández, R., Bravo, C. y Hernández, D. 2008. Sistemas de producción con ganadería de doble propósito en condiciones de sabanas bien drenada. *Acta Biológica Venezolana*, 28(1): 29 – 38.
- Hodson, E. y Guerrero, E. 1987. Estudio de la asociación micorrizal en *Decussocarpus rospigliossi* (Pilger) De *Laubenfels* (pino romerón). Informe de Investigación. Universidad Javeriana-F.P.I.T (Banco de la República), Bogotá. 96p.
- Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. *Revista Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 66: 133-144.
- Huang, H., Zhang, S., Wu, N., Luo, L. y Christie, P. 2009. Influence of *Glomus etunicatum*/*Zea mays* mycorrhiza on atrazine degradation, soil phosphatase and dehydrogenase activities, and soil microbial community structure. *Soil Biology & Biochemistry*, 41: 726–734.
- Ibaza, R. y Acevedo, G. 2009. Aplicación de diferentes grosores de mulch para el control del Coyolillo (*Cyperus rotundus* L.) en el cultivo del maíz (*Zea mays* L.). *Nexo Revista Científica*, 21(2): 42-47.
- IGAC. 2006. Métodos analíticos del laboratorio de suelos. 6ª edición. Santa Fe de Bogotá: Instituto Geográfico Agustín Codazzi, IGAC. 648p.
- INIA. 2013. Balance hídrico año 2011, Estación Agrometeorológica El Tigre, Estado Anzoátegui. Online <http://agrometeorologia.inia.gob.ve/> [consultado, mayo 2013]
- Instituto de Edafología. 1993. Métodos de análisis de suelos y plantas utilizados en el laboratorio general del Instituto de Edafología. Maracay: Universidad Central de Venezuela sede Maracay. 89p.
- INVAM. 2010. International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi. “INVAM”. Online: <http://invam.caf.wvu.edu/>. [Consultado, enero de 2010].
- INVAM. 2013. *Scutellospora pellucida*. Online: [www.invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy.htm](http://www.invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy.htm). [Consultado, mayo 11 de 2013].

- Iwuafor, E., Aihou, K., Jaryum, J., Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N., Lyasse, O., Deckers, J. y Merckx, R. 2002. On-farm evaluation of the contribution of sole and mixed applications of organic matter and urea to maize grain production in the savannah. Pp. 185 – 199. In: Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N. and Merckx, R. (Eds). Integrated plant nutrient management in sub-Saharan Africa: from concept to practice. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture.
- Johansen, A., Jakobsen, I. y Jensen, E. 1992. Hyphal transport of  $^{15}\text{N}$ -labelled nitrogen by a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and its effect on depletion of inorganic soil N. *New Phytologist*, 122: 281 - 288.
- Johansen, A., Jakobsen, I. y Jensen, E. 1993. Hyphal transport by a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi of N applied to the soil as ammonium or nitrate. *Biology and Fertility of Soils*, 16: 66 – 70.
- Johnson, C., Tilman, D. y Wedin, D. 1992. Plant and Soil controls on mycorrhizal fungal communities. *Ecology*, 73: 2034-2042.
- Joner, E. y Johansen, A. 2000. Phosphatase activity of external hyphae of two arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycological Research*, 104: 81-86.
- Joner, E., Leyval, L. y Colpaert, J. 2006. Ectomycorrhizas impede phytoremediation of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) both within and beyond the rhizosphere. *Environmental Pollution*, 142: 34 – 38.
- Khalil, A., Barceló-Quintal, I., Cetina-Alcalá, V., Laure, A., Pérez-Nieto, J. y Borja-Salín, M. 2006. Absorción de cobre y características de *Leucaena leucocephala* asociada con *Glomus* spp. y *Rhizobium* en suelo contaminado del Río Lerma, México. *Terra Latinoamericana*, 24 (3): 347-354.
- Kosuta, S., Winzer, T. y Parniske, M. 2005. Arbuscular mycorrhiza. Pp. 87-95. In: Márquez, J. (Eds). *Lotus japonicus* Handbook. Netherlands: Springer.
- Kyveryga, P. y Blackmer, T. 2013. 4R Management: Differentiating Nitrogen Management Categories on Corn in Iowa. *Better Crops*, 97(1): 4 – 6.
- Labrador, J. 2008. La materia orgánica en los agrosistemas. México: Ministerio de Agricultura y Pesca – Mundi-prensa. 180p.

- Lainez, J. 1984. Como tomar muestras de hojas para el análisis químico en algunos cultivos. Quito: INIAP, Boletín Informativo 4.
- Lastra, O. 2010. Sodio en plantas C4. Pp. 151 – 158. En: Gonzales, J. y Chueca, A. C4 y CAM. Características generales y uso en programas de desarrollo de tierras áridas y semiáridas. Madrid: Ministerio de Ciencia e Innovación.
- Lau, P., Pérez, E., Molina, C., Fernández, L. y Blones, J. 2003. Diseño de una trampa de caída para la captura de pequeños roedores y comparación de sus eficiencias con trampas tipo Sherman en una sabana de *Trachypogon*, Venezuela. *Acta Biológica Venezolana*, 23(4): 23-30.
- Layne, J., Méndez, J. y Mayz-Figueroa, J. 2007. Efecto de la salinidad del suelo sobre la germinación de semillas de maíz de diferentes pesos en el oriente venezolano. *Temas Agrarios*, 12(2): 62 – 73.
- Li, Y., Peng, J., Shi, P. y Zhao, B. 2009. The effect of Cd on mycorrhizal development and enzyme activity of *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices* in *Astragalus sinicus* L. *Chemosphere*, 75: 894–899.
- Liao, J., Lin, X., Cao, Z., Shi, Y. y Wong, M. 2003. Interactions between arbuscular mycorrhizae and heavy metals under sand culture experiment. *Chemosphere*, 50: 847–853.
- Lobo, D. y Pulido, M. 2006. Métodos e índices para evaluar la estabilidad estructural de los suelos. *Venesuelos*, 14: 22 – 37.
- López, D. y Ojeda, A. 1996. Alternativas en el manejo agroecológico de los suelos de las sabanas del norte de Suramérica. *Ecotrópico*, 9(2): 101 – 117.
- López, I., Alfonso, N., Gómez, N., Navas, M. y Yáñez, P. 2008. Manual de alternativas de recomendaciones de fertilizantes para cultivos prioritarios en Venezuela. Maracay: INIA. 400p.
- López, J. Toro, M. y López, D. 2001. Micorrizas arbusculares y actividades enzimáticas en la rizósfera de *Trachypogon plumosus* Ness en tres sabanas de suelos ácidos. *Acta Biológica Venezolana*, 21(2):49-57.
- López, J., García, O., Grima, J., Ballesteros, B. y Pérez, M. 2013. Técnicas de biorrecuperación in situ en acuíferos contaminados por metales pesados. Online:

[http://www.igme.es/internet/web\\_aguas/igme/publica/con\\_recu\\_acuiferos/021.pdf](http://www.igme.es/internet/web_aguas/igme/publica/con_recu_acuiferos/021.pdf)

[consultado, junio 2013]

- López, M. 2010. Manejo agroecológico del sistema sorgo-frijol, efecto sobre la fertilidad del suelo y microorganismos con potencial para biofertilizar agrosistemas venezolanos. Tesis Ph.D. Ciencias del Suelo. Programa de Postgrado, Universidad Central de Venezuela. 218p.
- López, M., Bolívar, A., Salas, M y De Gouveia, M. 2006. Prácticas conservacionistas y rotación con quinchoncho alternativas sustentables para los agroecosistemas de sabanas de Guárico, Venezuela. *Agronomía Tropical*, 56(1): 75 – 109.
- López, M., López De Roja, I., España, M., Izquierdo, A. y Herrera, L. 2007. Efecto de la fertilización inorgánica sobre la disponibilidad de nutrimentos en el suelo, nivel nutricional de la planta y hongos micorrízicos arbusculares en plantaciones de *Theobroma cacao* L. *Agronomía Tropical*, 57(1): 31 – 43.
- López, M., Martínez, R., Brossard, M., Bolívar, A., Alfonso, N., Alba, A. y Pereira, H. 2008. Efecto de biofertilizantes bacterianos sobre el crecimiento de un cultivar de maíz en dos suelos contrastantes venezolanos. *Agronomía Tropical*, 58(4): 390 – 401.
- López-Gutiérrez, J.C., Toro, M. y López-Hernández, D. 2004. Arbuscular mycorrhiza and enzymatic activities in the rhizosphere of *Trachypogon plumosus* in three acid savanna soils. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 103: 405-411.
- Lopez-Hernández, D., Toro, M. and Lopez-Gutierrez, J. 2011. Role of Microbial, Enzymatic and Pedofauna Activities in Making Good the Adaptation of *Trachypogon* to Phosphorus Depleted Environments. En: Miransari, M. (Ed), *Soil Nutrients*, Nova Science Publishers.
- Lora, R. 2010. Propiedades químicas del suelo. Pp. 77 – 137. En: Burbano, H. y Silva, F. (Eds) *Ciencias del Suelo, principios básicos*. Santa Fe de Bogotá: SCCS.
- Loué, A. 1988. *Los microelementos en la agricultura*. Madrid: Ediciones Mundi-prensa. 355p.

- Lovera, M. y Cuenca, G. 2007. Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y potencial micorrízico del suelo de una sabana natural y una sabana perturbada de la Gran Sabana, Venezuela. *Interciencia*, 32(2): 108 – 114.
- Lozano, Z. 2007. Indicadores de calidad de la materia orgánica de un suelo bajo agricultura conservacionista. Tesis Ph.D. Ciencias del Suelo. Programa de postgrados, Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. 230p.
- Lozano, Z., Mogollón, A., Hernández, R., Bravo, C., Ojeda, A., Torrez, A., Rivero, C. y Toro, M. 2010. Cambios en las propiedades químicas de un suelo de sabana luego de la introducción de pasturas mejoradas. *Bioagro*, 22(2): 135 – 144.
- Lozano, Z.; Lobo, D. y Pla, I. 2000. Diagnóstico de limitaciones físicas en inceptisoles de los Llanos Occidentales venezolanos. *Bioagro*, 12(1):15-24.
- Madejon, P., Ramírez, J., Corrales, I., Barceló, J., y Poschenrieder, Ch. 2009. Copper-induced oxidative damage and enhanced antioxidant defenses in the root apex of maize cultivars differing in Cu tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 67(2): 415-420.
- Malavolta, E. 2006. Relación entre el fósforo y el zinc. *Informaciones Agronómicas*, 63: 12 – 14.
- Manyong, V., Makinde, K. y Ogungbile, A. 2002. Agricultural transformation and fertilizer use in the cereal based systems of the Northern Guinea Savannah, Nigeria. Pp. 75 – 87. In: Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N. y Merckx, R. (Eds). *Integrated plant nutrient management in sub-Saharan Africa: from concept to practice*. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture.
- Marschner, H. 1986. *Mineral nutrition of higher plants*. Second edition. USA: Academic Spress. 674p.
- Marschner, H. y Dell, B. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil*, 159(1): 89 – 102.
- Marschner, H., Sas, L., Romheld, V. y Mercik, S. 2003. Effect of nitrogen forms on growth and chemical changes in the rhizosphere of strawberry plants. *Physiologiae Plantarum*, 25: 241-247.

- Martínez-García, L. 2011. Micorrizas arbusculares en ecosistemas semiáridos. Respuesta a factores de estrés ambiental. *Ecosistemas*, 20(2): 117 – 120.
- Marzec, M., Muszynska, A., Gruszka, D. 2013. The role of Strigolactones in nutrient-stress responses in plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 14: 9286 – 9304.
- MAT. 2013. Meta de producción de maíz se estima en 850 mil hectáreas. En: Prensa MAT 01-03-13. Online <http://www.rnv.gov.ve>. [Consultado, mayo 2013].
- Matheus, J. 2004. Evaluación agronómica del uso de compost de residuales de la industria azucarera (Biofertilizante) en el cultivo de maíz (*Zea mays L.*). *Bioagro*, 16(3): 219 – 224.
- McGonigle T., y Miller, M. 1993. Mycorrhizal development and phosphorus absorption in maize under conventional and reduced tillage. *Soil Science Society American Journal*, 57: 1002-1006.
- McGonigle, T., Miller, M., Evans, D., Fairchild, G. y Swan, J. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 115:495-501.
- Méndez, G., Ríos de Álvarez, L., Combellas, J., Colmenares, O. y Álvarez, R. 2004. Uso de tusa de maíz en dietas que contienen gallinaza sobre el comportamiento productivo de ovinos en crecimiento. *Zootecnia Tropical*, 22(1): 15-27.
- Méndez, J., Ysavit, L. y Merazo, J. 2007. Efecto de la colocación de semillas de maíz (*Zea mays L.*) en la estufa a 100 °C sobre la germinación bajo condiciones de invernadero. *Revista Tecnológica ESPOL*, 20(1): 237-244.
- Microfertiliza. 2006. Manual técnico para la fertilización de cultivos. Santa Fe de Bogotá: Produmedios. 117p.
- Mills, H. y Benton, J. 1996. *Plant analysis Handbook II. A practical sampling, preparation, analysis and interpretation guide.* USA: Micro-Macro Publishing. 217p.
- Minatel, L., Underwood, S., Postma, G., Dallorso, M. y Carfagnini, J. 2007. Reproducción experimental de la deficiencia de cobre en bovinos mediante el empleo de altos

- niveles de molibdeno y sulfato en la dieta. *Revista Argentina de Producción Animal*, 27(2): 179 – 183.
- Miyasaka, S. y Habte, M. 2001. Plant mechanisms and mycorrhizal symbiosis to increase phosphorus uptake efficiency. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 32(7-8):1101 – 1147.
- Molina, M., Mahecha, L. y Medina, M., 2005. Importancia del manejo de hongos micorrizógenos en el establecimiento de árboles en sistemas silvopastoriles. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 18(2): 162-175.
- Monasterio, P., Pierre, F., Tablante, J. y Maturét, W. 2010. Rendimiento del maíz en los estados productores de Venezuela (1960 al 2007). *INIA-Hoy*, 7: 288 – 291.
- Monasterio, P., Velásquez, L., Alejos, G., Lugo, L., Maturét, W., Tablante, J., Rodríguez, L. y Araujo, D. 2007. Propuesta para la evaluación fenológica del cultivo de maíz en Venezuela. *INIA Divulga*, 10: 59 – 63.
- Montaño, N., Quiroz, V. y Cruz-Flores, G., 2001. Colonización micorrízica arbuscular y fertilización mineral de genotipos de maíz y trigo cultivados en un Andisol. *Terra Latinoamericana*, 19(4): 337 – 344.
- Montenegro, H. y Malagón, D. 2000. *Propiedades físicas de los suelos*. Santa Fe de Bogotá: Instituto Geográfico Agustín Codazzi, IGAC. 814p.
- Monton-Bermea, O. 2006. Contenido de metales pesados en suelos superficiales de la ciudad de México. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 9(1):45-47.
- Mora, E.; Toro, M. & López-Hernández, D. (2012) A survey of arbuscular mycorrhiza, Rhizobium and phosphorus solubilizing bacteria presence in low nutrient native savannas in Central Venezuela (Estación Experimental La Iguana). En: Miransari, M. (Ed.) *Soil Microbiology*, Nova Science Publishers.
- Mora, J. 2010. Evaluar la eficiencia de la fertilización foliar orgánica sobre el comportamiento agronómico en dos híbridos de maíz (*Zea mays* L) sembrados bajo condiciones de riego en la zona de ventanas. Tesis Ingeniero Agrónomo. Facultad Ciencias Agropecuaria. Universidad Técnica de Babahoyo. Ecuador. 95p.

- Morton, J. y Redecker, D. 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two genera Archaeospora and Para*Glomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, 93:181-195.
- Morton, J. y Benny, G. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, *Glomales*, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two new families, *Acaulosporaceae* and *Gigasporaceae*, with an emendation of *Glomaceae*. *Mycotaxon*, 37: 471-491.
- Morton, J., Bentivenga, S. y Bever, J. 1995. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in arbuscular endomycorrhizal fungi (*Glomales*, Zygomycetes). *Canadian Journal of Botany*, 73(1): 25 – 32.
- Mosquera-losada, M. y González-Rodríguez, A. 2001. Fertilización nitrogenada y potásica en pradera mixta II: Efecto sobre el nivel de microelementos. *Pastos*, XXXI(2): 233-248.
- Murphy, J. y Riley, J. 1982. A modified single solution method for determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta*, 27:31-36
- Mycovitro. 2013. Guía Mycovitro de plantas micorrízica. Online: [www.mycovitro.com](http://www.mycovitro.com) [citado: febrero 2013].
- Navarro, S. y Navarro, G. 2000. Química agrícola. Madrid: Mundiprensa. 760p
- Newman, E. 1988. Mycorrhizal links between plants: their functioning and ecological significance. *Advances in Ecological Research*, 18: 243-270.
- Newman, E., Devoy, C., Easen, N. y Fowles, K. 1994. Plant species that can be linked by VA mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 126: 691-693.
- Nziguheba, G., Merckx, R. y Palm, C. 2002. Contribution of organic residues to soil phosphorus availability in the highlands of western Kenya. Pp. 133 – 143. In: Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N. y Merckx, R. (Eds). *Integrated plant nutrient management in sub-Saharan Africa: from concept to practice*. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture.
- O'Connor, P., Smith, S. y Smith, F. 2002. Arbuscular mycorrhizas influence plant diversity and community structure in a semiarid herbland. *New Phytologist*, 154(1): 209–218.

- OCW. 2013. Estimación de la densidad aparente. Online: [www.Ocw.upm.es](http://www.Ocw.upm.es) [consultado, febrero 2013]
- Oehl, F., Oberson, A., Sinaj, S. y Frossard, E. 2001. Organic phosphorus mineralization studies using isotopic dilution techniques. *Soil Science Society of American Journal*, 65: 780 – 787.
- Olsson, P., Van-Aarle, I., Allaway, W., Ashford, A. y Rouhier, H. 2002. Phosphorus effects on metabolic processes in monoxenic arbuscular mycorrhizal cultures. *Journal of Biological Chemistry*, 279: 4278 – 4284.
- Osorio W. y Casamitjana, M. 2011. Toma de muestras de suelo para evaluar la fertilidad del suelo. *Suelos Ecuatoriales*, 41(1): 23 – 28.
- Osorio, W. 2011. Microorganismos del suelo y su efecto sobre la disponibilidad de nutrientes en suelos ácidos del trópico. *Suelos Ecuatoriales*, 41(1): 74 – 91.
- Otero, J., Ordoñez, N. y Díez, M. 2012. La *Vanilla* y los hongos formadores de micorrizas. *Orquideología*, XXIX(1): 56 – 69.
- Pagani, A., Echeverria, H., Sainz- Rozas, H. y Barbieri, P. 2008. Dosis óptima económica de nitrógeno en maíz bajo siembra directa en el sudeste bonaerense. *Ciencia Suelo*, 26(2): 183 - 193.
- Palenzuela, J., y Barea, J. 2002. Técnicas empleadas en el estudio de las micorrizas de plantas endémicas del tornillar dolomítico del Parque de la Sierra de Baza. *Acta Granatense*, 2: 125 – 138.
- Parra, C. 2012. Efecto del *Rhizobium* y micorrizas arbusculares en el desarrollo de *Cajanus cajan* en presencia de abonos verdes, en suelos naturales de la localidad de Espino estado Guárico. Tesis M.Sc. Ciencia del Suelo. Programa de postgrados, Universidad Central de Venezuela. 70p.
- Pattinson, G., Hammill, K., Sutton, B. y Mcgee, P. 2006. Simulated fire reduces the density of arbuscular mycorrhizal fungi at the soil surface. *Mycological Research*, 103(4): 491-496
- Pawlowska, T., Blaszkowski, J. y Rühling, A. 1996. The Mycorrhizal Status of Plants Colonizing a Calamine Spoil Mound in Southern Poland. *Mycorrhiza*, 6: 499–505

- Pawłowska, T., Chaney, R., Chin, M. y Charvat, I. 2000. Effects of Metal Phytoextraction Practices on the Indigenous Community of Arbuscular Mycorrhizal Fungi at a Metal-Contaminated Landfill. *Applied and Environmental Microbiology*, 66(6): 2526 – 2530.
- Peña, C., Cardona, G. y Mazorra, A. 2006. Micorrizas arbusculares de la Amazonia colombiana. *Catálogo ilustrado*. Santa Fe de Bogotá: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI. 94p.
- Peña-Venegas, C., Cardona, G., Arguelles, J. y Arcos, A. 2007. Micorrizas arbusculares del sur de la amazonia colombiana y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo. *Acta Amazónica*, 37(3): 327 – 336.
- Pérez-Moreno, J. y Read, D. 2004. Ectomycorrhizal fungi, living ties that bind and nurture plants in nature. *Interciencia*, 29(5):239 – 247.
- Peroza, V. y Pérez, A. 2010. Efecto de parámetros físicos, químico y salinidad sobre la densidad poblacional y la colonización de micorrizas arbusculares en pasto Ángleton en el municipio de Tolú, Sucre, Colombia. *Revista Colombiana Ciencia Animal*, 2(2): 310 – 324.
- Peterson, R., Massicotte, H. y Melville, L. 2004. *Mycorrhizas: Anatomy and Cell Biology*. Canada: NRC Research Press. 182p.
- Phillips, J. y Hayman, M. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*, 55:158-161.
- Pioneer. 2013. Rendimiento del grano del maíz en relación al estrés durante las distintas etapas de desarrollo. *Boletín técnico*. Online <http://www.pioneer.com/CMRoot/International.pdf> [consultado junio 2013]
- Pla, I. 1983. Metodología para la caracterización física con fines de diagnóstico de problemas de manejo y conservación de suelos en condiciones tropicales. Facultad de Agronomía, Comisión de Estudios de Postgrados, Universidad Central de Venezuela. 94p.
- Plenchette, C., Fortin, J. y Furlan, V. 1983. Growth response of several plants species to mycorrhizal in a soil of moderate P-fertility. *Plant and Soil*, 70: 199 – 209.

- Portnoy, M., Liu, X. y Culotta, V. 2000. *Saccharomyces cerevisiae* expresses three functionally distinct homologues of the Nramp family of metal transporters. *Molecular and Cellular Biology*, 20(21): 7893 – 7902.
- Primavesi, A. 1984. Manejo ecológico del suelo: la agricultura en regiones tropicales. 5ta edición. Buenos Aires: Ateneo. 499p.
- Prochnow, L., Moraes, M. y Sttip, S. 2009. Micronutrientes. Simposio de Fertilidad 2009, Argentina. Online <http://projects.ppi-far.org> [consultado marzo 2013].
- Pulido, M.; Lobo, D.; Lozano, Z. y Hernández, R. 2002. Relación entre propiedades físicas de un suelo de los llanos centrales y el desarrollo de raíces de maíz (*Zea mays* L.) en sistemas mejorados maíz- ganado. *Venesuelos*, 10(1y2):61-68.
- Purin, S. y Rillig, M. 2007. The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin: Limitations, progress, and a new hypothesis for its function. *Pedobiologia*, 51: 123 – 130.
- Rabie, G. 2005. Contribution of arbuscular mycorrhizal fungus to red kidney and wheat plants tolerance grown in heavy metal-polluted soil. *African Journal Biotechnology*, 4: 332–345.
- Radhika, K. y Rodrigues, B. 2007. Arbuscular Mycorrhizae in association with aquatic and marshy plant species in Goa, India. *Aquatic Botany*, 86: 291–294.
- Rakshit, A. y Bhadoria, P. 2010. Role of VAM on growth and phosphorus nutrition of maize with low soluble phosphate fertilization. *Acta Agronómica*, 59(1): 119-123.
- Ramírez, M. y Rodríguez, A. 2010. Recognition Signalling Between Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) and Plants. *CORPOICA Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1): 53-60.
- Ramírez, N. 2003. Diversidad de especies y estructura de la vegetación de una comunidad de sabana de los altos llanos centrales venezolanos. *Acta Biológica Venezolana*, 23(2-3): 47-75.
- Ramírez, R. 1995. Relación de la germinación prematura del maíz con el encalado y el molibdeno de la semilla. *Agronomía Tropical*, 45(4): 595-608.

- Ramírez, R. 1981. Nutrición del maíz en Venezuela. IV. Valores estándar y adecuados de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio para interpretación de análisis foliar en maíz. *Agronomía Tropical*, 30(1-6): 125 – 133.
- Rasmussen, N., Lloyd, D., Ratcliffe, G., Hansen, P. y Jakobsen, I. 2000.  $^{31}\text{P}$  NMR for the study de P metabolism and translocation in Arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant and Soil*, 226: 245 – 253.
- Redecker, D., Kodner, R. y Graham, L. 2000. Glomalean Fungi from the Ordovician. *Science*, 289: 1919 – 1921.
- Redecker, D., Schüßler, A., Stockinger, H., Stürmer, S., Morton, J. 2013. An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza*, 23: 515 – 531.
- Regés, R. 2013. Las Micorrizas. Centro De Estudios Ecologicos Argentinos (CDEEA). En <http://cdeea.galeon.com/micorrizas.htm> [citado febrero, 2013].
- Requena, N., Serrano, E., Oco'N, A. y Breuninger, M. 2007. Plant Signals and Fungal Perception During Arbuscular Mycorrhizae Establishment. *Phytochemistry*, 68: 33-40.
- Reta, D., Cueto, J., Mascorro, A. y Santamaria, J. 2007. Rendimiento y extracción de nitrógeno, fósforo y potasio de maíz forrajero en surcos estrechos. *Agricultura Técnica de México*, 33(2): 145 – 151.
- Reyes, I., Álvarez, L., El-Ayoubi, H. y Valery, A. 2008. Selección y evaluación de rizobacterias promotoras del crecimiento en pimentón y maíz. *Bioagro*, 20(1): 37 – 48.
- Reyes, I., Bernier, L. y Antoun, H. 2002. Rock phosphate solubilization and colonization of maize rhizosphere by wild and genetically modified strains of *Penicillium regulosum*. *Microbial Ecology*, 44(1): 39 – 48.
- Rillig, M., Treseder, K., y Allen, M. 2003. Global change and mycorrhizal fungi. Pp. 135 – 160. In: M.G.A., Van der Heijden and Sanders, I. (Eds.). *Mycorrhizal Ecology*. Springer-Verlag, Heidelberg.

- Rincón, A. y Ligarreto, G. 2008. Productividad de la asociación maíz-pastos en suelos ácidos del Piedemonte Llanero colombiano. *Revista CORPOICA – Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 9(1): 73-80.
- Rincón, A., Ligarreto, G. y Sanjuanelo, D. 2012. Growth Of Corn And Grasses (*Brachiaria Sp.*) established In monoculture and associated with acid soils of the piedemont plains of Colombia. Online: [www.corpoica.org.co](http://www.corpoica.org.co) [citado, mayo 12 de 2012]
- Rivera, M., Amézquita, E., Rao, I., Corrales, I. y Chávez L. 2012. Efecto del establecimiento de sistemas agropastoriles en rendimiento de cultivos y características de suelo bajo siembra directa y labranza mínima en suelos ácidos de sabanas. Pp. 243 – 248. XVI Congreso Colombiano de la Ciencia del Suelo. Riohacha: Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo.
- Robles, C y Barea, J. 2003. Respuesta de la planta y del suelo a inoculación con *Glomus intraradices* y rizobacterias en maíz en cultivo intensivo. *Terra Latinoamericana*, 22: 59-69.
- Rodríguez, J. y Castellanos, M. 2012. Desarrollo de acciones para la lucha contra la desertificación y la sequía en el departamento de la guajira. Pp. 53 – 59. XVI Congreso Colombiano de la Ciencia del Suelo. Riohacha: Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo.
- Rodríguez, N., Florentino, A., Torres, D., Yendis, H., y Zamora, F. 2009. Selección de indicadores de calidad de suelo en tres tipos de uso de la tierra en la planicie de Coro estado Falcón. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 26(3): 340-361.
- Rogers, E., Eide, D. y Guerinot, M. 2000. Altered selectivity in an *Arabidopsis* metal transporter. *Proceeding of the National Academy of Sciences USA*, 97: 12356 – 12360.
- Rojas, L., Alfonso, N., Gómez, N., Navas, M. y Yáñez, P. 2001. Manual de alternativas de recomendaciones de fertilizantes para cultivos prioritarios en Venezuela. Serie B, No. 18. Maracay: Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA). 400p.
- Román, F. 2003. Concentración de reguladores del desarrollo vegetal inducidas por hongos endomicorrízicos en dos cultivares de chile (*Capsicum annuum*, L). Tesis

- Ph.D. Facultad Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad de Colima. México. 103p
- Rosado, J., Camacho-Solís, R. y Bourges, H. 1999. Adición de vitaminas y minerales a harinas de maíz y de trigo en México. *Salud Publica Mexicana*, 41:130-137.
- Ruíz, I. 1993. Características nutritivas de hojas verdes y secas de maíz destinado a ensilaje. *Agricultura Técnica (Chile)*, 53(4): 356 – 358.
- Ruíz-Lozano, J., Azcón, R. y Gómez, M. 1996. Alleviation of salt stress by arbuscular-mycorrhizal *Glomus species* in *Lactuca sativa* plants. *Physiology Plantarum*, 98: 767–772.
- Sadzawka, A., Carrasco, M., Demanet, R., Flores, H., Grez, R., Mora, M. y Neamam, A. 2007. Métodos de análisis de tejidos vegetales. 2da edición. Santiago de Chile: Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación La Platina, Santiago de Chile. 120p.
- Salas, R. 2002. Herramientas de diagnóstico para definir recomendaciones de fertilización foliar. Pp. 7 – 19. En: Meléndez, G. y Molina, E. (Eds). *Fertilización Foliar: principios y aplicaciones*. Costa Rica: Universidad de Costa Rica, Centro de Investigaciones Agronómicas.
- Sánchez, I. 2009. Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares asociadas a plantas de especial interés ecológico en ambientes mediterráneos. Tesis Ph.D. Facultad de Ciencias, Universidad de Granada – España. 195p.
- Sánchez, M. 1999. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Palmira – Valle: Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira. 227p.
- Sánchez, M. 2007. Las endomicorrizas: expresión bioedáfica de importancia en el trópico. Palmira – Valle: Universidad Nacional Sede Palmira. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 351p.
- Sánchez, M. y Velásquez, D. 2008. Las micorrizas: el micelio externo de los hongos Formadores de micorriza arbuscular (HMA). Cuadernos Ambientales Numero 12. Palmira – Valle: Universidad Nacional de Colombia. 16 p.

- Sánchez, M., Castillo, M., Zabala, F., Sánchez, D. y Vargas, I. 2009. La micorriza arbuscular (MA) como componente de estabilidad en los agroecosistemas. *Revista Brasileira de Agroecología*, 4(2): 4324 – 4327.
- Sarmiento, G. 1983. The savannas of tropical América. Pp 245 – 288. In: Bourliere, F. (Ed): *Ecosystems of the world XIII. Tropical Savannas*. Amsterdam: Elsevier.
- Sarmiento, G., Pinillos, M., Pereira, M. y Acevedo, D. 2004. Effects of soil water and grazing on vegetation diversity and production in a hyperseasonal savanna in the Apure Llanos, Venezuela. *Journal of Tropical Ecology*, 20: 209-220.
- Schenck, N. y Perez, Y. 1990. *Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi*. 3rd edition. Gainesville: University of Florida. 286 p.
- Schüßler, A. 2010. *Glomeromycota* database. In: Species 2000 & ITIS Catalogue of Life: 2010 Annual Checklist. Online: <http://www.catalogueoflife.org/annual-checklist/2010/info/about> [consultado diciembre 2010]
- Schüßler, A., Schwarzott, D., y Walker, A. 2001. New fungal phylum, the Glomeromycota: Phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105:1413-1421.
- Serna, M. 2009. Evaluación del fertilizante MES-ZN en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en dos localidades de la cuenca alta del litoral ecuatoriano durante la época lluviosa. Tesis Ingeniero Agropecuario. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Técnica Estatal de Quevedo – Ecuador. 82p.
- Serralde, A. y Ramírez, M. 2004. Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Revista CORPOICA*, 5(1): 31 – 40.
- SIAC, 2013. Catálogo de la biodiversidad de Colombia: *Scutellospora pellucida*. Online: [www.siac.net.co](http://www.siac.net.co). [Consultado, marzo de 2013].
- SIAC. 2013. Catálogo de biodiversidad de Colombia. *Acaulospora sp.* Online <http://www.siac.net.co> [Consultado, marzo 2013]
- Sieverding, E. 1991. Vesicular-Arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems. Technical Cooperation-Federal Republic of Germany (GTZ), Germany: Eschborn. 371p.

- Silva, R., Sanabria, D., Marcano, M., Rivas, E., Barrios, R. y Navas, M. 2005. Cambios en las propiedades físicas y químicas de un suelo de sabana bien drenada, con tres sistemas de labranza, en una pastura degradada de *Brachiaria humidicola*. *Zootecnia Tropical*, 23(4):373-392.
- Siqueira, J. y Franco, A. 1998. *Biología do solo. Fundamentos e perspectivas*. Brasilia: MEC Ministerio de Educacao, ABEAS; Lavras: ESAL, Faepe. pp. 125-127.
- Six, J., Bossuyt, H., Degryze, S. y Deneff, K. 2004. A history of research on the link between (micro) aggregates, soil biota, and soil organic matter dynamics. *Soil & Tillage Research*, 79: 7–31.
- Smith, S., Smith, F. y Jakobsen, I. 2003. Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plants irrespective of growth responses. *Plant Physiology*, 133: 16-20.
- Smith, E. y Read, J. 2008. *Mycorrhizal symbiosis*. 3ra edition. New York: Elsevier, Academic Press. 787p.
- Solórzano, P. 2009. *El nitrógeno. Lo verde, lo azul y lo rojo*. Caracas: Agroisleña C.A. 90p.
- Soto, P., Jahn, E. y Arredondo, S. 2002. Población y fertilización nitrogenada en un híbrido de maíz para ensilaje en el valle central regado. *Agricultura Técnica*, 62(2): 255-265.
- Suárez, F., Riera, M., Arebalo, D. 2007. Evaluación de tres plantas graníferas en condiciones de sequía. *Centro Agrícola*, 34(2): 17-21.
- Sylvia, M. 2013. *Mycorrhizal Symbioses*. Online: [www.ifas.ufl.edu](http://www.ifas.ufl.edu) [Consultado febrero 2013].
- Taiz, L. y Zeiger, E. 2006. *Fisiología vegetal, volumen 1*. Madrid: publicaciones de la Universidad Jaume I. 580p.
- Tapia-Goné, J., Ferrera-Cerrato, R., Varela-Fregoso, L., Rodríguez, J., Lara, J., Soria, J., Cuellar, H., Tiscareño, M. y Cisneros, M. 2008. Caracterización e identificación morfológica de hongos formadores de micorriza arbuscular, en cinco suelos salinos del estado de San Luis Potosí, México. *Revista Mexicana de Micología*, 26: 1 – 7.

- Tarafdar, J., Yadav, R. y Niwas, R. 2002. Relative efficiency of fungal intra and extracellular phosphatase and phytase. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 165: 17 – 19.
- Taylor, A. y Alexander, I. 2005. The ectomycorrhizal symbiosis: life in the real world. *Mycologist*, 19(3): 100-117.
- Tejç, Y., Egger K. y Peterson R. 2001. Ectendomycorrhizal associations - characteristics and functions. *Mycorrhiza*, 11(4): 167-177
- Tisdall, J. y Oades, J. 1982. Organic matter and water-stable aggregates in soils. *Journal Soil Science*, 62: 141–163.
- Tisdall, J., Smith, S., Rengasamy, P. 1997. Aggregation of soil by fungal hyphae. *Australian Journal of Soil Research*, 35: 55-60.
- Tobar, R., Azcón, R. y Barea, J. 1994. Improved nitrogen uptake and transport from <sup>15</sup>N-labelled nitrate by external hyphae of Arbuscular mycorrhizal under water-stressed conditions. *New Phytologist*, 126: 119 – 122.
- Toro, M. 2008. *Micorrizas Resumen: apuntes de clases*. Maracay: Universidad Central de Venezuela, mimeografiado. 22p.
- Toro, M. 2011. *Micorrizas arbusculares en ecosistemas de sabana*. *Venesuelos*, 11(1-2): 54 – 66.
- Toro, M. 2003. *Micorrizas arbusculares en ecosistemas de sabana*. *Venesuelos* 11 (1-2): 54-66.
- Toro, M., Alba, A., Casanova, E. y Salas, A. 2000. Estudio de la microflora solubilizadora de fosfatos y las micorrizas arbusculares en una sabana de el sombrero, estado Guárico. *Acta Biológica Venezolana*, 20(1):29-35.
- Toro, M., Bazo, I. y López, M. 2008. *Micorrizas arbusculares y bacterias promotoras de crecimiento vegetal, biofertilizantes nativos de sistemas agrícolas bajo manejo conservacionista*. *Agronomía Tropical*, 58(3): 215 – 221.
- Toro, M., Blones, J. y Hernández, I. 2001. *Dinámica del fósforo y actividad biológica en las micorrizósferas de dos ecosistemas adyacentes con vegetación y suelos contrastantes*. *Acta Biológica Venezolana*, 21(2):21-28.

- Torres, R., Aparicio, R., Pérez, M., Carrasquel, J., Astudillo, L. y Marín, C. 2013. Dinámica de componentes físico químicos en suelos de sabana hiperestacionales de bancos, bajíos y esteros de Mantecal, estado Apure, Venezuela. Online: <http://www.sian.inia.gob.ve> [consultado febrero, 2013].
- Treseder, K. y Turner, K. 2007. Glomalin in Ecosystems. *Soil Science Society of America Journal*, 71(4): 1257 – 1266.
- Trouvelot, A., Kough, J. y Gianinazzi-Pearson, V. 1986. Mesure du taux de mycorrhization VA d'un système racinaire. Recherche de methods d'estimation ayant une signification fonctionnelle. Pp. 101-109. In: Gianinazzi-Pearson, V. y Gianinazzi, S. (Eds). *Physiological and genetical aspects of mycorrhizae*. Paris: INRA.
- Tzi, R. y Asan, J. 2012. Efectividad de tres ureas comerciales aplicadas en forma superficial e incorporada en el híbrido de maíz HAZ 1. Tesis Ingeniero Agrónomo. Departamento de Ciencia y Producción Agropecuaria. Escuela Agrícola Panamericana, Zamorano – Honduras. 50 p.
- Uetake, Y., Kojima, T., Ezawa, T. y Saito, M. 2002. Extensive tubular vacuole system in an Arbuscular mycorrhizal fungi, *Gigaspora margarita*. *New Phytologist*, 154: 761 – 768.
- Uhlmann, E., Gorke, C., Petersen, A. y Oberwinkler, F. 2006. Arbuscular mycorrhizae from arid parts of Namibia. *Journal of Arid Environments*, 64: 221–237.
- UNAL. 2013. Necesidades de Indicadores de la compactación actual. Online. [www.virtual.unal.edu.co/cursos/sedes/palmira/2057/lecciones/subleccion34.html](http://www.virtual.unal.edu.co/cursos/sedes/palmira/2057/lecciones/subleccion34.html) [Consultado, febrero 2013]
- UNIPROT. 2013. *Genus ambispora*. Online: [www.uniprot.org/taxonomy](http://www.uniprot.org/taxonomy). [Consultado, marzo 2013].
- Uribe, G. y Dzib, R. 2006. Micorriza arbuscular (*Glomus intraradices*), *Azospirillum brasilense* y *Brassinoesteroide* en la producción de maíz en suelo luvisol. *Agricultura Técnica en México*, 32(1): 67 – 76.
- Uribe, G., Petit, J. y Dzib, R. 2007. Respuesta del cultivo de maíz a la aplicación de biofertilizantes en el sistema Rosa, Tuma y Quema de suelos Alfisol (Chac lu-um, nomenclatura Maya) en Yucatán, México. *Agricultura Andina*, 13: 3 – 18.

- Urrea, L. y Corcho, L. 2006. Estimación de la diversidad de micorrizas arbusculares en suelos sulfatados ácidos en los municipios de Montería, San Carlos, Cereté y Ciénaga de Oro, departamento de Córdoba. Tesis Biólogo. Universidad de Córdoba. 90p
- USDA. 2013. National Soil Survey Manual (NSSH). Online: <http://soils.usda.gov/technical/handbook>. [Consultado, febrero 2013]
- Valagro, S.P.A. 2004. Los micronutrientes en la nutrición vegetal. Italia: META Srl-corso trento e Trieste. 72p.
- Valdés, M. 2011. El cambio climático y el estado simbiótico de los arboles del bosque. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 2(5): 5 – 14.
- Vance, P, Uhde-Stone, C. y Allan, L. 2003. Phosphorus acquisition and use: critical adaptations by plants for securing a nonrenewable resource. *New Phytologist*, 157: 423–447.
- Varma, A. 1995. Ecophysiology and application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid soils. pp. 561-591. En: Varma, A. y Hock, B. (Eds). *Mycorrhiza: Structure, function, molecular biology and biotechnology*. Berlín: Springer-Verlag,
- Vidal-Martínez, V., Clegg, M., Johnson, B., y Valdivia-Bernal, R. 2001. Phenotypic and genotypic relationships between pollen and grain yield components in maize. *Agrociencia*, 35: 503 – 511.
- Vielma, M., Cerovich, M., Miranda, F. y Marín, C. 2005. Influencia de la semilla certificada de maíz en la productividad de los sistemas de producción de maíz en grano de los estados Portuguesa y Guárico. *Agronomía Tropical*, 55(3): 343 - 361.
- Villate, R. 2012. Manejo biológico de los suelos. pp. 15 – 19. En: XVI Congreso Colombiano de la Ciencia del Suelo. Riohacha: Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo.
- Viloria, H. y Méndez, J. 2011. Emergencia y crecimiento de plántulas provenientes de diferentes lotes de semillas de maíz en dos localidades del Estado Monagas, Venezuela. *Revista Tecnológica ESPOL – RTE*, 24(1): 1-7.

- Vinicio, M. 2002. Mecanismos de absorción de nutrimentos por el follaje. Pp. 1 – 7. En: Meléndez, G. y Molina, E. (Eds). Fertilización Foliar: principios y aplicaciones. Costa Rica: Universidad de Costa Rica, Centro de Investigaciones Agronómicas.
- Vivanco, J., Cosio, E., Loyola-Vargas, V. y Flores, H. 2005. Mecanismos químicos de defensa en las plantas: Los vegetales poseen mecanismos de defensa que reflejen una gran diversidad bioquímica, resultado de interacciones complejas. *Investigación y Ciencia*, 341: 68 – 75
- Walker C. y Sanders, F. 2013. *Scutellopora pellucida*. En: Blaszkowski, J. Adamska, I., Czerniawzka, B., Madej, T. y Ziolo, E. 2005. Saprotrophic, pathogenic, and symbiotic fungi found in Poland. Online: <http://www.zor.zut.edu.pl/Mycota/index.html>. [Consultado mayo 11 de 2013].
- Whitehead, D. 2000. Nutrient elements in grassland: Soil–Plant–Animal Relationships. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture. 384p.
- Wolfe, B. y Van, S. 2012. Subtropical dry forest regeneration in grass-invaded areas of Puerto Rico: Understanding why *Leucaena leucocephala* dominates and native species fail. *Forest Ecology and Management*, 267: 253–261
- Woomer, P., Mukhwana, E. y Lynam, J. 2002. On-farm research and operational strategies in soil fertility management. Pp. 313 – 337. In: Vanlauwe, B., Diels, J., Sanginga, N. y Merckx, R. (Eds). Integrated plant nutrient management in sub-Saharan Africa: from concept to practice. USA: CABI publishing in association with the International Institute of Tropical Agriculture
- Wright, S. and Anderson, R. 2000. Aggregate Stability and Glomalin in Alternative Crop Rotations for the Central Great Plains. *Biology and Fertility of Soils*, 31(3-4): 249-253.
- Xu, Y., Ying, Y., Husaini, A., Wei, J., Liang, L., Quian, L. y Wu, W. 2011. Optimization of potassium for proper growth and physiological response of *Houttuynia cordata* Thunb. *Environmental and Experimental Botany*, 71(2): 292 – 297.
- Zapata, C. 2000. Estimación de algunos indicadores de actividad biológica en suelos bajo diferentes grados de intervención en el ecoparque “Cerro de la Bandera”. Trabajo de

- grado Ingeniero Agónomo. Universidad Nacional, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Palmira-Colombia. 62 p.
- Zapata, R. 2006. Química de los procesos pedogenéticos. Medellín: Universidad Nacional de Colombia sede Medellín. 358p.
- Zapata, R. y Osorio, W. 2010. La materia orgánica del suelo. Pp. 361-390. En: Burbano, H. y Silva, F. (Eds). Ciencias del suelo, principios básicos. Santa Fe de Bogotá: SCCS.
- Zepeda, S., Ambriz, E., Dasgupta-Schuber, N. y Villegas, E. 2010. Efecto de la interacción *Glomus intraradices*-nitrógeno sobre el pH, acumulación de fósforo y desarrollo de *Tagetes erecta* L. bajo condiciones de agobio hídrico. *Biológicas*, 12(1): 52–56.
- Zhao, H. y Eide, D. 1996. The yeast ZRT1 gene encodes the zinc transporter protein of a high-affinity uptake system induced by zinc limitation. *Proceeding of the National Academy of Sciences USA*, 93: 2454 – 2458.

# ANEXOS

**Anexo 1. Balance Hídrico año 2011, Estación de Agroclimatología “El Tigre”, Estado Anzoátegui.** (Tomado de [www.inia.gob.ve](http://www.inia.gob.ve) [marzo 25 de 2012]).



Gobierno Bolivariano  
de Venezuela

Ministerio del Poder Popular  
para la Agricultura y Tierras

Instituto Nacional  
de Investigaciones Agrícolas

## BALANCE HÍDRICO

Lugar: El Tigre

Capacidad de almacenamiento: 100

% Lluvia útil: 70

Coefficiente de tina: 1

<sup>1</sup> Los valores de Eto de los Meses Abril, Mayo, Julio, Agosto, octubre y Diciembre fueron estimados por Penman Montieih

MES	ANO	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC	ANUAL
P (mm)	2011	36	15	49	230	188	126	304	169	316	302	180	45	1960
Evap(mm)		165	159	207	186	166	160	117	122	135	127	122	123	1790
ETO/2		82,7	79,6	103,4	93,0	83,0	80,2	58,5	61,0	67,5	63,5	61,0	61,5	895

Observaciones: Colocar aquí si hubo datos faltantes en el año y cuáles

Almac Dic anterior

0

Mes	P útil (mm)	Eto (mm)	Almac (mm)	ETr (mm)	Def (mm)	Exc (mm)
1	25	165	0	25	140	0
2	10	159	0	10	149	0
3	34	207	0	34	173	0
4	161	186	0	161	25	0
5	131	166	0	131	35	0
6	88	160	0	88	72	0
7	213	117	96	117	0	0
8	119	122	93	122	0	0
9	221	135	100	135	0	79
10	211	127	100	127	0	84
11	126	122	100	122	0	4
12	32	123	9	123	0	0
Anual	1371	1789	498	1195	594	167

12

Comprobación

Sum(P) = Sum(ETr)+Sum(Exc)+Delt: 1362 = 1362

Sum(ETo) = Sum(ETr)+Sum(Def) 1789 = 1789

RED AGROMETEOROLOGÍA DEL INIA  
A. Cortez, R. Parra, B. Lozada

INICIO	FINAL
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	0
0	11
7	11

### DÉFICITS TRIMESTRALES

ENE- MAR	ABR- JUN	JUL- SEP	OCT- DIC
462	132	0	0
3	3	3	3

ENE- MAR	ABR- JUN	JUL- SEP	OCT- DIC
0	0	79	88

### EXCESOS TRIMESTRALES

#### NÚMERO DE MESES HÚMEDOS

6

#### NÚMERO DE MESES CON DÉFICITS

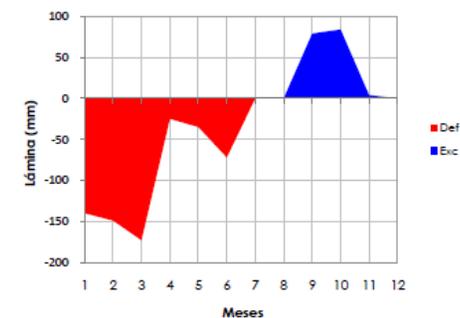
6

#### NÚMERO DE MESES CON EXCESOS

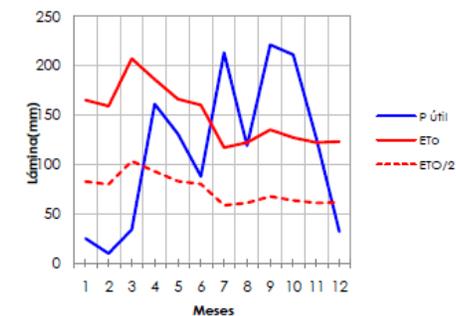
3



### Extracto del Balance Hídrico



### Balance Hídrico



## **Anexo 2. Aislamiento e identificación de esporas de hongos Glomeromycota u hongos formadores de micorrizas.**

Este análisis consistió en aislar las esporas siguiendo la metodología de tamizaje y centrifugación en gradiente de sacarosa descrita por Sieverding (1991) con algunas modificaciones, el procedimiento fue el siguiente:

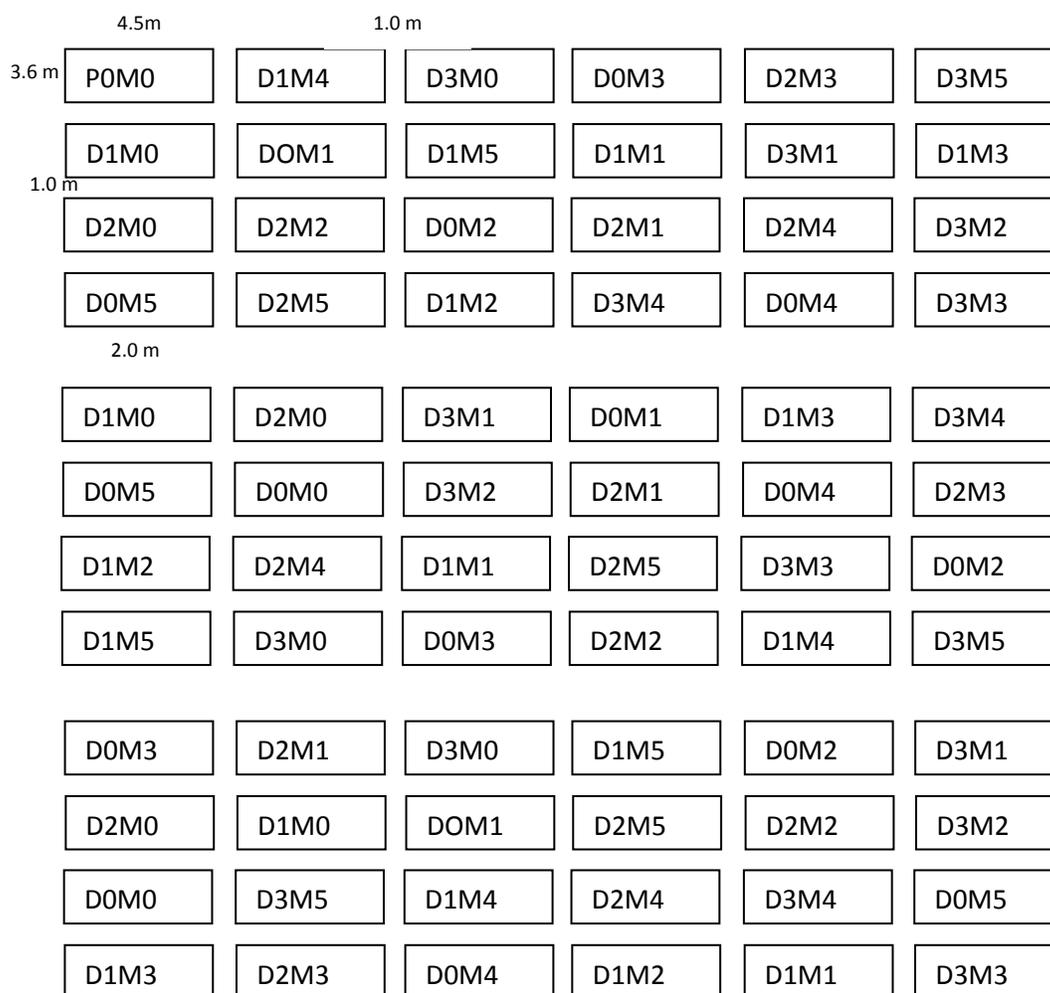
- a. Se pesaron 100 gramos de suelo y se mezclarán con 500 ml de agua potable en un beaker, se agitó manualmente hasta formar la suspensión del suelo (5 min aproximadamente) y se dejó reposar por 2 – 3 minutos.
- b. Se vertió el sobrenadante del beaker (suspensión de suelo en agua) sobre una serie de tamices (160 $\mu$ m, 53  $\mu$ m y 45  $\mu$ m).
- c. Al suelo que queda en el fondo, se le agrega agua potable nuevamente y se agita por 5 minutos aproximadamente, se deja en reposo por 2 – 3 minutos y se vierte a juego de tamices, esta actividad se repite hasta que el sobrenadante quede totalmente transparente.
- d. Al juego de tamices se les lavó posteriormente con un chorro fuerte de agua potable, hasta que todo material del tamiz superior quedara completamente lavado y sin presencia de suelo.
- e. Con la ayuda de un frasco lavador, se pasó el contenido del tamiz fino (0.045 mm) al tubo de centrifugación, y se centrifugó a 3500 RPM por 5 minutos.
- f. Se desecha el sobrenadante del tubo de centrifugación. Al tubo con el material que queda en el fondo, se le agrega por las paredes 20 ml de solución de sacarosa al 20%. Posteriormente, con la ayuda de una pipeta o jeringa se le adicionaron en el fondo del tubo, 20 ml de sacarosa al 60%, lentamente, sin que se formara turbiedad.
- g. Se centrifugaron durante 3 minutos a 3500 RPM, previo tapado de los tubos. El sobrenadante se vertió en un tamiz de 0.054 mm y se le agregó abundante agua destilada, quedando ente tamiz las esporas de los hongos Glomeromycota.
- h. Con la ayuda del frasco lavador, se extrajo el contenido de este tamiz y se llevó a cajas de petri, y con el apoyo de un estereoscopio y/o microscopio, se cuantificaron e identificaron las esporas.
- i. Para la identificación de los géneros, se utilizaron los caracteres descritos por Schenck y Pérez (1990) y colección del Banco Internacional de Micorrizas Vesículo-arbusculares (INVAM, 2013).

### Anexo 3. Distribución de parcelas en campo, diseño experimental bloques al azar con arreglo factorial de dos factores.

Factor A: dosis de fosforo (4 niveles, 0-27-54-80 kg\*ha<sup>-1</sup>)

Factor B: morfotipos (M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas).

TOTAL PARCELAS: 24 de 4,5 m x 3.6 m, en cada bloque, separadas entre sí por 1 m



D0 = 0 kg\*ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>; D1 = 27 kg\*ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>; D2 = 54 kg\*ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>; D3 = 80 kg\*ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>; M0 = Sin inoculación micorrízica; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas.

## **Anexo 4. Metodologías utilizadas en los análisis físicos de suelos del ensayo.**

### **1. Toma y preparación de muestras de suelo sin disturbar**

- a. Coloque los cilindros de 5 cm de diámetro y 5 cm de altura en el equipo toma-muestra Uhland (primero coloque anillo menor, luego el cilindro y por último el anillo mayor).
- b. Coloque el equipo con cuidado en el sitio escogido para el muestreo, previamente limpio de malezas y otros materiales (piedras, madera, etc.).
- c. Introduzca el toma muestra en el suelo con la ayuda del martillo o mazo, deje caer el mazo varias veces hasta que el toma-muestra haya entrado en su totalidad en el suelo, sin que se exceda y cause compactación.
- d. Con cuidado extraiga el toma-muestra que debe salir con los anillos y cilindro.
- e. Con precaución extraiga el juego de anillos y cilindro del toma-muestra, quite los anillos, y sin emparejar, cubra con tela cada lado del cilindro, ayudándose con liga de caucho o goma para sujetar cada pedazo de tela. Envuelva en papel aluminio cada cilindro y guarde la orientación de dicho cilindro según haya salido del suelo.
- f. En el laboratorio, en la menor brevedad posible, empareje con ayuda de agujas, espátula y cepillo cada cilindro, péselo y este sería el peso de suelo húmedo del cilindro, PSH. Consérvele cada lado con su pedazo de tela para evitar pérdidas de suelo. Tenga presente el peso de la tela, cilindro y goma.

### **2. Porosidad y densidad**

- a. Coloque el cilindro en forma vertical con la goma y tela en una bandeja con agua, quedando sumergido hasta 1 cm aproximadamente, espere a que aparezca un brillo en la parte superior del cilindro, esto indica que el suelo está saturado en su totalidad, saque el cilindro con la muestra y péselo, este sería peso del suelo saturado, PSsaturado. Hay que excluir el peso del cilindro, goma y tela.
- b. Saturar la membrana antes de su uso, para este proceso de saturación, se conecta un manguerita al orificio de salida de la membrana cuya alimentación debe estar a 2.5 cm por encima del nivel de la membrana, una vez saturada dicha membrana, se colocan los cilindro con el suelo saturado y la manguerita se baja, cuyo orificio de salida quede a 100 cm por debajo de la posición de la membrana, se deja así hasta que deje de gotear, lo cual puede tardar 24 a 48 horas, y en suelos arcillosos puede tardar más. Pese la muestra con el cilindro, tela y goma, este sería el peso de suelo húmedo a -100 cm, PH100cm. El plato de porcelana, plato poroso o membrana debe ser de 1 bar.
- c. Coloque el cilindro con la muestra de suelo en la estufa o horno a 105 °C por 24 horas o hasta tener un peso constante, sáquelo y péselo estando frío, este es el peso seco de la muestra, PSS
- d. Con el peso de la muestra en húmedo y seco, se calcula la humedad de la muestra, con el peso en seco y el volumen del cilindro se calcula la densidad aparente (DA) del suelo, así:  $DA = PSS/VC$ , donde VC es el volumen del cilindro.

- e. Con el peso del suelo saturado (PHsaturado) y el peso del suelo húmedo a -100cm (PH100cm), se calcula la porosidad macro ( $P_{>15}$ ), así:  $(P_{>15}) = (PH_{saturado} - PH_{100})/VC$ ; donde ( $P_{>15}$ ) es la porosidad mayor de 15 micrómetros, VC es el volumen del cilindro.
- f. Con el peso del suelo saturado (PHsaturado) y el peso del suelo seco a 105 °C, se calcula la porosidad total (EPT), así:  $EPT = (PH_{saturado} - PSS)/VC$

### 3. Conductividad hidráulica saturada

- a. Utilice los cilindros que se utilizaron para porosidad. Con la ayuda de una coma de caucho, colóquelo a cada cilindro.
- b. Coloque los cilindros a saturar en una bandeja, una vez saturados, colóquelos en el porta cilindro del permeámetro y encima del cilindro coloque el sifón y mida el tiempo que tarda en pasar un volumen de 100 ml.
- c. Calcule la conductividad hidráulica  $K_{saturado}$ , así:  $K_{saturado} = V/[A*\Delta T*((H+L)/L)]$ ; donde V es el volumen de agua que pasa,  $\Delta T$  es el tiempo transcurrido para coleccionar el volumen de agua, H es la carga de agua y es constante, L es la altura del cilindro, A es el área de la sección del cilindro.

### 4. Distribución del tamaño de partículas.

- a. Calibre el hidrómetro, para lo cual agregue 50 ml de Calgón en una probeta o cilindro de 1000 ml y complete su volumen con agua destilada. Lea en el menisco superior de la escala del hidrómetro, esta será lectura inicial,  $L_0$ .
- b. Pese 200 g de muestra de suelo seco al aire, tritúrelo con rodillo y páselo por un tamiz de 2 mm. Recoja y pese lo que queda en el tamiz de 2 mm, este es el peso (a).
- c. Pese 40 g de este suelo tamizado y séquelo a 105°C por 24 horas y vuélvalo a pesar, este es el peso (b).
- d. Transfiera esta muestra de suelo seco a la estufa de aproximadamente 40 g a un vaso de agitado y 600 ml de agua destilada y 50 ml de Calgón al 10%, déjelo en reposo por 10 a 15 minutos, luego agite por 5 a 10 minutos en agitador eléctrico.
- e. Vierta todo el agitado (suspensión y suelo) a una probeta o cilindro de sedimentación de 1000 ml y complete su volumen con agua destilada.
- f. Introduzca un agitador manual y agite cuidadosamente desde el fondo varias veces, saque el agitador y anote la hora de inicio. Si se forma espuma por el agitado, agregue unas gotas de alcohol. Inmediatamente introduzca el hidrómetro y haga lectura ( $L_1$ ) cuando hayan transcurrido 30 segundos desde que sacó el agitado.
- g. Haga nuevas lecturas al 1, 3, 10, 30, 90, 270 y 720 minutos, que corresponden a las lecturas  $L_2, L_3, L_4, L_5, L_6, L_7$  y  $L_8$ , respectivamente. En caso de que no se hagan las lecturas en los tiempos precisos, se debe anotar el tiempo real de lectura.
- h. En cada lectura que haga, introduzca con cuidado un termómetro en la suspensión y haga lectura de la temperatura de la misma.
- i. Finalizadas las lecturas con el hidrómetro, vierta todo el contenido en un juego de tamices de 1.0, 0.5, 0.25, 0.10 y 0.05 mm, colocados en ese orden descendente. Lave con abundante agua para que las partículas más finas al tamiz de lavado pase al siguiente tamiz,

hasta llegar al último tamiz. Saque todo el contenido de cada tamiz y viértalo a una capsula de secado y colóquela al horno a 105°C por 24 horas, pese cada uno por separado y estos corresponde a los pesos  $A_1$ ,  $A_2$ ,  $A_3$ ,  $A_4$ , y  $A_5$ , respectivamente de los tamices 1.0, 0.5, 0.25, 0.10 y 0.05 mm.

j. Si se trabaja con más de un cilindro o probeta, se puede utilizar el mismo hidrómetro después que haya hecho la segunda lectura, con la precaución de limpiarlo entre un cilindro y otro.

k. Aplique los siguientes cálculos:

%Esqueleto grueso ( $> 2\text{mm}$ ) =  $20 a/b$

%Partículas 1 – 2 mm =  $100 A_1/b$

%Partículas 0.5 – 1 mm =  $100 A_2/b$

%Partículas 0.25 – 0.50 mm =  $100 A_3/b$

%Partículas 0.10 – 0.25 mm =  $100 A_4/b$

%Partículas 0.05 – 0.10 mm =  $100 A_5/b$

l. Para cada lectura ( $L_1, L_2, \dots, L_n$ ):

m. Ordene la información en Tabla de la siguiente manera:  $t$ ,  $L$ ,  $\theta$ , °C,  $L-L_0$ ,  $P$ ,  $d(\mu)$ , donde  $t$ , es tiempo de cada lectura  $L$ ,  $\theta$  son los parámetros correspondiente a cada lectura ( $L_1, L_2, \dots, L_n$ ),  $P$  es porcentaje acumulativo ( $100 C/b$ ), °C es la temperatura en cada lectura,  $d(\mu)$  es el diámetro de las partículas en micrómetros.

n. Se grafica  $d$  Vs  $P$ ,  $P$  en el eje de las X y  $d$  en las Y.

o. Con esta grafica se puede conocer el peso porcentual un diámetro determinado, por ejemplo para conocer los porcentajes de arena, limo y arcilla para asignar el nombre textural.

### **5. Estabilidad de agregados estable al agua por tamizado en húmedo (equipo Eijkelkamp) modificado.**

Esta técnica separa los agregados mayores y menores a 0.25 mm, considerados para algunos investigadores como macro y micro agregados respectivamente. La ventaja del método es su sencillez, rapidez y precisión. Esta metodología permite trabajar muestras de suelos cuyos agregados tienen un diámetro entre 2 y 4 mm, el procedimiento es el siguiente:



Equipo Eijkelkamp utilizado para el estudio de agregados estables al agua.

- a. Rotular los tamices de 0.25 mm, igualmente se deben pesar y rotular 2 recipientes para secado de muestras.
- b. Pesar 3 g de agregados de suelos secos al aire, cuyo diámetro oscile entre 2 y 4 mm. Paralelamente determinar el contenido de humedad a 105 °C de la muestras, para luego corregir el peso inicial utilizado.
- c. Llenar los recipientes del equipo con 48 ml de agua destilada a temperatura de 22 a 25 °C, de tal manera que el nivel del agua llegue al fondo del tamiz donde están los agregados de suelo.
- d. Vaciar los 3 g de agregados en el tamiz de 0.25 mm y colocar éste en el equipo. Colocar la bandeja porta tamices de tal manera que los tamices lleguen a la parte más baja para su humedecimiento durante 10 minutos.
- e. Subir la bandeja porta tamices a la posición superior y completar el volumen del recipiente a 78 ml, es decir agregar 30 ml de agua mas, de tal manera que se pueda cubrir todo el volumen de agregados presentes en el tamiz cuando éste llegue a la posición inferior o punto más bajo.
- f. Colocar a funcionar el equipo que permite subir y bajar los tamices en un recorrido de 1.3 cm, a una velocidad de 35 veces/minuto durante 6 minutos.
- g. Con cuidado, sacar los envases del equipo que deben contener suelo con diámetro inferior a 0.25 mm que se separó y suspensión de suelo-agua, vierta todo su contenido en un recipiente previamente rotulado y pesado y coloque al estufa a 105 °C para su secado. Para agilizar secado, puede dejar reposar por 30 minutos y sacar parte del sobrenadante antes de meterlo a la estufa de sacado. Este suelo corresponde a los agregados menores de 0.25 mm y su peso sería peso de suelo seco PSS1.
- h. Colocar en cada uno de los envases 75 ml de una solución dispersante (2 g Calgón.litro<sup>-1</sup>) para suelos con pH > 7.0 ó 2 g NaOH.litro<sup>-1</sup> para suelos con pH < 7.0. dejar sumergido los agregados por 5 minutos y luego tamizar por 9 minutos. Si pasado este tiempo, no se disgregan los agregados, ayudar la disgregación con un pincel y luego tamizar por 2 minutos más.

- i. Con la ayuda de un frasco lavador o piseta, extraer todo el material presente en el tamiz, y verterlo en una capsula para secado a la estufa a 105 °C, este material corresponde a las arenas.
- j. El materia que queda en el recipiente del equipo corresponde a los agregados sin arena mayores de 0.25 mm, no se recomienda secar esta muestra por deterioro del horno o estufa.
- k. Para los cálculos, se debe corregir el peso inicial según contenido de humedad, así:
- l. Calculo de humedad  $\%H = 100 \cdot (PMH - PMS) / (PMS)$ , donde PMH es el peso de la muestra húmeda y PMS es el peso de la muestra seca al 105 °C.
- m. Corrección del peso de muestra de agregados  $PM = PAH / (1 + \%H)$ , donde PM es el peso de la muestra de agregado corregidos por humedad, PAH es el peso de agregados que se utilizó inicialmente, generalmente son 3 g.
- n. Agregados menores de 0.25 mm,  $A < 0.25 \text{ mm} = 100 \cdot PSS1 / PM$  (conteniendo las arenas)
- o. Para corregir por arenas, se debe restar del PM el peso de las arenas y el procedimiento es el mismo.
- p. Los agregados estables mayores de 0.25 mm,  $A > 0.25 \text{ mm} = 100 - A < 0.25 \text{ mm}$ .
- q. Diámetro promedio de agregado DPA,  $DPA = (DTS + DTI) / 2$ , donde DTS es el diámetro del tamiz superior, este es el agregado, para este caso es de 4 mm, y DTI es el diámetro del tamiz inferior del equipo que es de 0.25 mm, por tanto el  $DPA = 2.1250 \text{ mm}$
- r. Diámetro promedio ponderado,  $DMP = DPA \cdot (PM - A < 0.25 \text{ mm} - \text{Arenas}) / (PM - \text{arenas})$ , donde arenas es lo que queda en el tamiz de 0.25 mm después que se ha utilizado con el dispersante sódico o Calgón.

## Anexo 5. Metodologías utilizadas en los análisis químicos de suelos del ensayo.

### 1. Reacción del suelo (pH) (Potenciometría).

- Colocar en un frasco (limpio y seco) 30 g de suelo seco al aire y tamizado a 2 mm y añadir 30 ml de agua destilada.
- Agitar por 3 minutos o hasta formar la suspensión.
- Dejar en reposo por 1 hora.
- Agitar nuevamente y medir el pH del suelo directamente en el potenciómetro.

### 2. Materia orgánica del suelo (Walkley y Black).

- Preparar una solución de dicromato potasio ( $K_2Cr_2O_7$ ) al 8%, y otra solución de glucosa ( $C_6H_{12}O_6 \cdot H_2O$ ) al 2,7525%, también disponer de ácido sulfúrico concentrado
- Pesar 0,1 a 0,5 g de suelo seco al aire y tamizado a 2 mm y colocarlo en un tubo de ensayo grande. Se pesa más suelo en la medida que su color sea más negrozco. Anotar el peso exacto del suelo (M).
- Añadir 1 ml de agua destilada a todos los tubos: al de la muestra de suelos al igual que los tubos para curva (4 ó 5 tubos).
- Preparar patrones de sacarosa que tengan menos de 10 mg/litro y agregar 1 ml de cada patrón en su tubo respectivo (estos no llevan suelo) cuya concentración es menor de 10 mg/litro o 10 ppm de C. Cada patrón debe quedar con 2 ml de líquido (1 ml agua mas 1 ml de patrón de concentración conocida).
- Se prepara un Blanco en otro tubo de ensayo y se le agrega 1 ml de agua destilada.
- A todos los tubos (muestra, blanco y patrones para la curva) adicionarles 2 ml de dicromato de potasio al 8% y 3 ml de ácido sulfúrico concentrado (bajo campana de extracción). Se dejan enfriar por 2 ó 3 horas.
- A todos los tubos se les añaden 10 ml de agua destilada, se agitan y se dejan enfriar.
- Se centrifugan a 2500 rpm por 10 minutos.
- Se transfiere el sobrenadante de los tubos de la muestra, los patrones y el blanco a los tubos para medir la absorbancia en un espectrofotómetro (Spectronic 20) a 650 nm usando filtro rojo.
- Cálculos:  $\%CO = (CO_m * 0,1)/(M*0,74)$ ; donde: M = peso de suelo (g),  $CO_m$  = Carbono orgánico de la muestra obtenido de la interpolación en la curva patrón,  $0,1 = g CO \times 100\% / 1000 mg$ ; 0,74 fracción de CO oxidado.
- Materia orgánica del suelo (MOS) se calcula así,  $MOS = \%CO \times 1,724$ , donde 1.724 es el factor de Van Bemmelen en atención a que en promedio, el 58% de la materia orgánica es carbono orgánico.

### 3. Fósforo disponible (Murphy y Riley, 1962).

- Preparar las siguientes soluciones: solución extractora ( $NaHCO_3$  0.5 M), Ácido sulfúrico 5 M, Molibdato de amonio o Reactivo A (6 g de Paramolibdato de amonio  $[(NH_4)_6.Mo_7.O_{24}.4H_2O]$  mas 0.1454 g de Tártrato de Antimonio y potasio

$K(SbO)C_4H_4O_6 \cdot 1/2H_2O$  y disolverlos en 200 ml de agua destilada, agregarle 500 ml de  $H_2SO_4$  5 N y completar el volumen de 1 litro con agua destilada (almacenar en botella de ámbar de vidrio y refrigerar).

b. **Preparar Solución Molibdato - Ácido ascórbico o Reactivo B** (1,056 g de ácido ascórbico en 200 ml de Reactivo A). Esta solución debe ser preparada al momento de su uso. Dura 24 horas máximo.

c. **Preparar solución patrón de fósforo 500 ppm** y de este preparar los patrones para la curva de 0.1 a 3 mg/litro.

d. **Indicador p - nitrofenol 0.25% y disponer de Carbón activado por si hay turbiedad en la suspensión de la muestra de suelo.**

e. **Hacer la curva de calibración**

f. Pesar 1 g de suelo y colocarlo en un envase plástico de 100 ml de capacidad.

g. Añadir 20 ml de solución extractora Olsen y una porción de carbón activado.

h. Agitar durante 30 minutos y filtrar la solución con papel Whatman n° 42, para obtener un extracto incoloro, también se puede centrifugar a 2500 rpm por 10 minutos y se toma el sobrenadante.

i. Trasvasar una alícuota (5 ml) del sobrenadante a un tubo de ensayo y agregarle cuidadosamente gota a gota ácido sulfúrico 5 M con un gotero hasta que la solución quede incolora.

j. Adicionar 2 ó 3 gotas de p - nitrofenol al 0.25 % a todos los tubos (blanco, muestra y los de la curva), luego agregarles 1 ml de la solución de Molibdato - ácido ascórbico (reactivo B), agitar y dejar en reposa por 30 minutos.

k. Agitar de nuevo y verter parte de estas soluciones a las celdas y medir la absorbancia o tramitancia en espectrofotómetro (spectronic 20 con filtro rojo) a una longitud de onda de 660 nm.

l. Cálculos: Fósforo disponible en el suelo ( $mg \cdot kg^{-1}$ ) =  $P_m \cdot V / M$ ; donde: V es el volumen del extractante,  $P_m$  es el fósforo disponible en la muestra, M es el peso de la muestra.  $P_m$  sale de la curva de calibración de los patrones.

#### **4. Capacidad de intercambio catiónico y bases cambiables (Método Del Acetato De Amonio 1N, PH 7).**

a. Preparar las siguientes soluciones: solución de acetato de amonio 1N a pH 7, Ácido clorhídrico (HCl) 2 M; solución de cloruro de sodio (NaCl) acidulado al 10 % (p/v), etanol ( $CH_3CH_2OH$ ) 95%, Solución de hidróxido de sodio (NaOH) 0.1 M, Fenolftaleína al 1% en alcohol etílico y formaldehído 40%.

b. Pesar 5 g de suelo secado al aire y tamizado a 2 mm; colocar en un tubo de centrifuga de 50 ml de capacidad.

c. Adicionar 25 ml de solución de  $NH_4OAc$ , agitar por 30 minutos, y luego centrifugar por 10 minutos a 2500 rpm.

d. Trasvasar el sobrenadante en un balón aforado de 100 ml, utilice papel de filtro Whatman #1 para el filtrado.

e. Agregue al suelo del tubo, 25 ml mas del acetato de amonio, agite nuevamente y centrifugue, vierta este sobrenadante al balón de 100 ml, repetir esta operación hasta

completar 4 lavados. En estos lavados están contenidas las bases cambiables Ca, Mg, K y Na que se medirán por absorción atómica.

**f.** Al suelo que queda en el tubo, agréguele 20 ml de etanol (alcohol etílico), remover el fondo del tubo para desprender el suelo, agitar por 10 minutos y luego centrifugar a 2500 rpm. Desechar el sobrenadante. Repita este procedimiento de lavado 4 veces.

**g.** Adicionar al tubo 50 ml de NaCl acidulado (10% p/v), agitar durante 30 minutos, y centrifugar por 10 minutos a 2500 rpm.

**h.** Vaciar el sobrenadante o decantado en un balón o beaker de 125 ml, adicionar 10 ml de formaldehído, 2 gotas de fenolftaleína y titular con NaOH 0.1 M. esta es la capacidad de intercambio catiónico del suelo.

**i.** Realizar un blanco tomando 5 ml de NaCl, 10 ml de formaldehído, 2 gotas de fenolftaleína y titular con NaOH.

**j.** Cálculos: para la Capacidad de intercambio catiónico (CIC),  $CIC = 20 \cdot (V - B) \cdot \text{Concentración NaOH}$ , Donde: V son los ml de NaOH gastado de la muestra, B son los ml de NaOH gastado del blanco.

**k.** Cálculos para las bases intercambiables: Elemento ( $\text{cmol.kg}^{-1}$  de suelo) =  $Lm \cdot F \cdot \text{Dilución}$ . Donde: Lm es la lectura de la muestra (g/ml), F es el factor que incluye el peso de la muestra, volumen total del extracto y el peso equivalente de cada elemento, estos son:

Ca ( $\text{cmol.kg}^{-1}$  de suelo) =  $Lm \times 0.0998003 \times \text{dilución}$

K ( $\text{cmol.kg}^{-1}$  de suelo) =  $Lm \times 0.0511482 \times \text{dilución}$

Mg ( $\text{cmol.kg}^{-1}$  de suelo) =  $Lm \times 0.0869943 \times \text{dilución}$

Na ( $\text{cmol.kg}^{-1}$  de suelo) =  $Lm \times 0.1644737 \times \text{dilución}$

## 5. Micro elementos catiónico (Fe, Mn, Cu y Zn) (Solución Extractora Carolina del Norte).

a. Preparar la solución extractora Carolina del Norte [6.94 ml de HCl concentrado mas 49.1 ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado y completar volumen de 1 litro].

b. Pesar 10 g de suelo, agregarle 40 ml de sol extractora y agitar por 30 minutos.

c. Filtrar y rotular para lectura directa por espectroscopia de absorción atómica.

d. Medir directamente en el equipo, así: cobre, hierro, zinc, manganeso y molibdeno a las siguientes longitudes de onda: 324.8; 248.3; 213.9; 279.5 y 313.3, respectivamente.

e. Preparar los patrones de curva de cada elemento por separado para lectura por espectroscopia de absorción atómica.

## **Anexo 6. Metodologías utilizadas en los análisis de tejido vegetal (maíz) del ensayo.**

### **1. Preparación del extracto de las muestras (primera digestión)**

- Pesar 0.1 g de tejido vegetal previamente tamizado a 2 mm y seco a 70 °C y verterlo en un tubo para digestión.
- Agregar 3 ml de solución binaria (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>:HClO<sub>3</sub> relación 4:1) al tubo y colocarlo en el bloque digestor a 180-200°C hasta que se torne transparente la solución (2 horas aproximadamente). Inicie con una temperatura de 50 °C, cuando se haya estabilizado la temperatura, incremente otros 50°C mas y así hasta llegar a los 180-200 °C.
- Esta solución resultante de la digestión se diluye a 50 ml u otro volumen conocido, con agua destilada. Para su conservación no es necesario refrigerar. Esta es la solución madre para todas las determinaciones.

### **2. Cuantificación de nitrógeno total en tejidos (método de Kjeldahl).**

- Se toma una alícuota de 10 ml y se vierten a un tubo de destilación, se le adicionan 5 ml de NaOH al 40% y se coloca en el destilador.
- Se recogen 50 ml de destilado en un elermeyer que previamente debe contener 5 ml de ácido bórico al 2% y 5 gotas de indicador mixto (0,025 g de rojo de metilo y 0,125 g de verde de bromocresol en 25 ml de etanol). El color antes de recibir el destilado debe ser rojo-violeta, si es de color verde, indica que contiene amonio, por lo tanto debe rechazarse.
- Estos 50 ml destilado (de color verde oliva a oscuro) se titulan con HCl al 0,01 N y se aplica fórmula matemática para el cálculo del %NT.  $\%NT = (T-B) * N * 1,4 / PM$  donde T y B son los ml de HCl gastado en la titulación de la muestra y blanco, N normalidad del HCl, PM peso de la muestra en g y 1,4 constante de  $0,001L * 14g/eq * 100\%$

### **3. Cuantificación de fósforo total (Murphy y Riley)**

- Se parte de la solución o extracto inicialmente que se diluyó a 50 ml.
- Se toma una alícuota de 5 ml y vierten en un tubo de ensayo.
- Se agregan a este tubo de ensayo, 5 gotas de paranitrofenol al 0,25%, si la solución se torna incolora, se le agregaron gotas de NaOH al 5% y se torna amarilla, se le agregaron gotas de HCl 0,5 N hasta que se torne transparente. El éxito de la cuantificación del P esta en esta parte de la metodología.
- Se le agrega 1 ml de solución B y se completa a un volumen de 50 ml con agua destilada.
- Se lee en un Spectronic a 840 nm, previamente se debe hacer curva de calibración con 0, 0.1, 0.3, 0.5, 1.0, 1.5, 2.0, 3.0, 5.0 de  $mg * kg^{-1}$  de P y se lee en Absorbancia o Transmittancia.
- Preparación de los reactivos
- H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 5N, Diluir 141 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> puro en 1 litro de agua destilada, precaución por la reacción térmica.

- Reactivo A. Disolver 6 g de paramolibdato de amonio  $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}]$  en 100 ml de agua destilada. En otro recipiente disolver 0.1454 g de tartrato antimonio y potasio ( $\text{KSbOC}_4\text{H}_4\text{O}_6$ ) en 50 ml de agua destilada. Transferir ambas soluciones a un balón de 1 litro que contenga 500 ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  5N y completar el volumen a 1 litro con agua destilada. Agitar y guardar en vidrio color ámbar y refrigerar.
- Reactivo B. disolver 1.05 g de Acido ascórbico en 200 ml de Reactivo A. este reactivo se prepara al momento de su uso.

#### 4. Cuantificación de calcio, magnesio, sodio, potasio, hierro, manganeso, cobre, zinc y molibdeno.



Equipo plasma ULTIMA.2 utilizado para la cuantificación de cationes: Ca, Mg, Na, K, Cu, Zn, Fe, Mn y Mo.

- a. De la muestra resultante de la primera digestión, lo que queda después de haber sacado las alícuotas para nitrógeno total y fósforo total, lo sobrante se lleva para lectura directa en el plasma.
- b. Calibre el Plasma (debe hacer personal calificado y conocedor del equipo) y prepare patrones para la curva de calibración, se pueden incluir, para este equipo, todos los elementos al mismo tiempo. Los patrones para curva deben ser 4 ó 5.
- c. Una vez calibrado el equipo con los patrones de la curva de todos los elementos a medir, se procede a hacer las respectivas lecturas. Primeramente se alimenta la base de datos del sistema, indicando los elementos que se van a medir y sus identificaciones, luego se inicia el procedimiento de lectura.
- d. Introduzca la manguerita de succión del equipo primero en la muestra blanco (agua des ionizada), cuando el equipo le indique que cambie de muestra, introduzca la manguerita de succión en la muestra problema, el equipo le indica cuando cambiar para el blanco y así sucesivamente.
- e. El equipo mide todos los elementos al instante y arroja una base de datos, en donde indica las concentraciones encontradas en las muestras de cada elemento.

### Anexo 7. Evaluación de la efectividad del inóculo en el cultivo de maíz en el ensayo.

Para la evaluación del inóculo se utilizó la técnica de coloración o tinción de raíces y su observación al microscopio, técnica que permite la determinación de la presencia de las estructuras del hongo, además visualizar la presencia de hongos patógenos. El proceso de tinción de raíces es el siguiente (González, *et al.* 1993):

- a. Preparación de raíces. Se separaron raíces finas y se lavaron con agua potable.
- b. **Clareo:** Las raíces libres de suelo se colocaron en cápsulas esterilizables, en vaso de precipitado al que se agregó KOH al 10% para cubrirlas, se calentó por 10 minutos.
- c. **Blanqueo:** Se retiró el KOH y se enjuagaron las cápsulas que contenían las raíces con agua destilada. Se agregó H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 10% en cantidades suficientes de manera que cubrieran las raíces por tres minutos, pasado este tiempo se enjuagó con agua destilada.
- d. **Acidificación:** Las raíces se cubrieron con HCl al 10% por tres minutos, el ácido se eliminó y sin enjuagar se procedió a la tinción.
- e. **Tinción:** Las cápsulas con las raíces se cubrieron con la solución colorante (Azul de tripán) y se calentó por 10 minutos.
- f. **Decoloración:** El colorante se elimina y se decolora las raíces con lactoglicerol limpio.
- g. Este método requiere el montaje de raíces teñidas en porta objetos para posteriormente evaluarse al microscopio-óptico.
- h. El porcentaje de colonización se obtiene por las siguientes fórmulas:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de segmentos colonizados}}{\text{N}^{\circ} \text{ de segmentos totales}} \times 100$$

- i. Los arbusculos y vesículas se expresaron en cantidad de unidades presentes en una placa, la cual tenía aproximadamente 40 observaciones cada una.

**Anexo 8. Distribución del tamaño de partículas del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.**

Identificación de la parcela	Arena muy gruesa (2 <sup>-1</sup> mm)	Arena gruesa (1-0.5 mm)	Arena media (0.5-0.25mm)	Arena fina (0.25 – 0.1mm)	Arena muy fina (0.1-0.05mm)	ARENA TOTAL (2-0.05mm)	Limo (0.05 – 0.002mm)	Arcilla (< 0.002)	ISP (%)	Nombre textural
M0P0	0 (0.0)	2,67 (0.5)	9,00 (5.2)	53,67 (3.5)	20,67 (0.5)	86,00 (3.4)	8,00 (1.7)	6,00 (1.7)	0,07 (0.01)	aF
M1P0	0 (0.0)	2,33 (0.5)	15,33 (0.5)	48,00 (3.4)	21,00 (0.0)	86,67 (2.3)	8,00 (1.7)	5,33 (0.5)	0,07 (0.00)	aF
M2P0	0 (0.0)	2,33 (0.5)	6,67 (0.5)	57,00 (1.0)	22,00 (1.0)	88,00 (0.0)	7,33 (0.5)	4,67 (0.5)	0,05 80.00)	aF
M3P0	0 (0.0)	2,67 (0.5)	9,33 (6.6)	54,33 (4.6)	19,67 (0.5)	86,00 (1.7)	9,33 (2.0)	4,67 (0.5)	0,06 (0.01)	aF
M4P0	0 (0.0)	2,67 (0.5)	11,00 (5.2)	53,67 (4.0)	20,67 (2.0)	88,00 (0.0)	7,00 80.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M5P0	0 (0.0)	2,00 (0.0)	10,33 (4.5)	52,33 (3.2)	21,00 (0.0)	85,67 (2.0)	9,33 (2.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M0P27	0 (0.0)	3,33 (0.5)	10,00 (6.2)	51,67 (2.5)	19,00 (1.0)	84,00 (3.4)	9,00 (1.7)	7,00 (1.7)	0,09 (0.01)	aF
M1P27	0 (0.0)	2,67 (0.5)	10,33 (5.7)	51,33 (6.4)	21,67 (1.5)	86,00 (2.0)	9,33 (3.2)	4,67 (1.5)	0,06 (0.02)	aF
M2P27	0 (0.0)	2,67 (0.5)	13,00 (5.2)	52,00 (4.3)	20,33 (1.1)	88,00 (0.0)	7,00 (0.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M3P27	0 (0.0)	2,67 (1.1)	7,67 (2.0)	55,33 (2.0)	20,67 (2.5)	86,33 (1.5)	8,00 (1.7)	5,67 (2.0)	0,07 (0.03)	aF
M4P27	0 (0.0)	2,33 (0.5)	9,00 (2.6)	54,00 (3.4)	20,67 (2.0)	86,00 (1.7)	9,00 (1.7)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M5P27	0 (0.0)	2,33 (0.5)	12,67 (5.1)	52,00 (4.3)	20,00 (1.7)	87,00 (1.7)	7,33 80.5)	5,67 (1.1)	0,07 80.01)	aF

A = Arcilla, a = arena, F = Franco, L = limos, aF = arena franca, FAa = Franco arcillo arenoso. No hubo diferencias estadísticas de significancia. M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05)

Continuación... Anexo 9. Distribución del tamaño de partículas del suelo de las parcelas sembradas con maíz micorrizado y varias dosis de fósforo.

M0P54	0 (0.0)	3,00 (0.0)	11,67 (4.6)	53,67 (4.0)	20,33 (2.3)	88,67 (2.0)	6,33 (2.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M1P54	0 (0.0)	2,00(0.0)	10,33 (4.1)	54,00 (3.2)	21,67 (1.1)	88,00 (0.0)	7,00 (0.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M2P54	0 (0.0)	2,00 (0.0)	9,67 (4.6)	54,33 (3.7)	22,00 (1.0)	88,00 (0.0)	7,00 (0.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M3P54	0 (0.0)	2,67 (0.5)	10,67 (4.7)	52,33 (7.2)	20,00 (2.0)	85,67 (4.0)	9,00 (2.6)	5,33 (1.5)	0,07 (0.02)	aF
M4P54	0 (0.0)	2,00 (0.0)	12,67 (4.9)	52,33 (4.0)	19,33 (3.7)	86,33 (2.8)	7,67 (1.1)	6,00 (1.7)	0,08 (0.02)	aF
M5P54	0 (0.0)	2,00 (0.0)	8,33 (1.5)	55,00 (1.0)	21,67 (1.5)	87,00 (1.7)	7,33 (0.5)	5,67 (2.0)	0,07 (0.02)	aF
M0P80	0 (0.0)	2,67 (0.5)	12,00 (3.0)	52,00 (3.4)	20,67 (1.5)	87,33 (3.0)	8,00 (2.6)	4,67 (0.5)	0,06 (0.00)	aF
M1P80	0 (0.0)	2,67 (0.5)	16,67 (1.5)	47,33 (3.7)	20,67 (1.5)	87,33 (1.1)	7,33 (0.5)	5,33 (0.5)	0,07 (0.00)	aF
M2P80	0 (0.0)	2,00 (0.0)	10,00 (4.3)	53,67 (3.2)	22,00 (1.0)	87,67 (0.5)	8,00 (1.7)	4,33 (1.1)	0,05 (0.01)	aF
M3P80	0 (0.0)	2,00 (0.0)	12,33 (4.6)	52,33 (4.0)	21,33 (0.5)	88,00 (0.0)	7,00 (0.0)	5,00 (0.0)	0,06 (0.00)	aF
M4P80	0 (0.0)	2,33 (0.5)	9,67 (6.3)	53,67 (4.0)	19,33 (1.5)	85,00 (3.0)	9,67 (2.3)	5,33 (1.5)	0,06 (0.01)	aF
M5P80	0 (0.0)	2,67 (0.5)	13,00 (5.2)	50,33 (6.1)	19,67 (2.0)	85,67 (4.0)	8,67 (2.8)	5,67 (1.1)	0,07 (0.01)	aF
Hzte A	0	3,00	12,00	53,50	17,50	86,00	10,00	4,00	0,05	aF
Hzte B	0	3,00	7,00	58,00	16,00	84,00	13,00	3,00	0,03	Arenafranca
Hzte C	0	3,00	5,00	38,00	16,00	62,00	14,00	24,00	0,35	FrancoArcillo-arenoso

A = Arcilla, a = arena, F = Franco, L = limos, aF = arena franca, FAa = Franco arcillo arenoso. No hubo diferencias estadísticas de significancia. M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Letras distintas indican diferencias estadísticas significativas ( $p < 0.05$ )

**Anexo 9. Agregados estables al agua del suelo rizosférico de plantas de maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al final del ensayo.**

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg*ha <sup>-1</sup> )	M0	M1	M2	M3	M4	MEZ	Media
Macroagregados mayores de 0.25 mm (%), incluye las arenas							
0	27,65 a (9.4)	61,12 a (5.0)	54,74 a (3.2)	47,81 a (7.1)	50,81 a (9.3)	51,86 a (10.7)	49,00 A
27	39,07 a (3.9)	51,46 a (2.8)	58,42 a (7.1)	58,24 a (4.3)	56,55 a (5.7)	51,00 a (5.0)	52,46 A
54	40,00 a (1.3)	49,21 a (8.3)	59,27 a (15.5)	63,98 a (5.9)	57,58 a (5.6)	58,09 a (6.7)	54,69 A
80	41,23 a (2.1)	52,90 a (17.6)	55,13 a (7.1)	41,29 a (6.8)	55,53 a (12.6)	51,47 a (7.7)	49,59 A
Media	36,99 B	53,67 A	56,89 A	52,83 A	55,12 A	53,11 A	
Microagregados menores de 0.25 mm (%), incluye las arenas							
0	49,51 a (8.3)	18,13 ab (1.6)	21,51 ab (6.3)	24,47 ab (6.4)	26,14 ab (13.1)	23,95 ab (11.0)	27,28 A
27	37,34 ab (1.5)	23,37 ab (1.0)	17,86 ab (4.8)	19,33 ab (3.9)	19,40 ab (4.8)	23,97 ab (2.4)	23,54 A
54	36,26 ab (1.6)	27,40 ab (10.2)	18,62 ab (6.4)	11,33 b (6.3)	19,63 ab (2.9)	18,71 ab (5.7)	21,99 A
80	35,88 ab (0.5)	24,70 ab (11.8)	22,96 ab (8.3)	33,22 ab (9.1)	18,70 ab (11.1)	24,52 ab (11.9)	26,66 A
Media	39,75 A	23,40 B	20,24 B	22,09 B	20,97 B	22,79 B	
Arenas mayores de 0.25 mm (%)							
0	22,85 a (2.0)	20,75 a (4.8)	23,74 a (3.8)	27,72 a (2.7)	23,05 a (4.5)	24,19 a (0.4)	23,72 A
27	23,60 a (3.8)	25,17 a (3.8)	23,71 a (2.3)	22,43 a (2.1)	24,05 a (2.2)	25,03 a (3.0)	24,00 A
54	23,74 a (1.6)	23,39 a (3.3)	22,11 a (10.7)	24,69 a (1.3)	22,79 a (2.7)	23,20 a (1.8)	23,32 A
80	22,89 a (2.6)	22,40 a (5.7)	21,91 a (1.2)	25,49 a (2.3)	25,77 a (1.7)	24,01 a (4.2)	23,75 A
Media	23,27 A	22,93 A	22,87 A	25,08 A	23,91 A	24,11 A	
Diámetro Medio Ponderado DMP (mm)							
0	0,76 b (0.24)	1,64 ab (0.05)	1,53 ab (0.14)	1,40 ab (0.19)	1,41 ab (0.32)	1,45 ab (0.30)	1,37 A
27	1,08 ab (0.06)	1,46 ab (0.00)	1,62 ab (0.14)	1,60 ab (0.11)	1,58 ab (0.13)	1,44 ab (0.08)	1,47 A
54	1,11 ab (0.03)	1,37 ab (0.25)	1,60 ab (0.24)	1,81 a (0.17)	1,58 ab (0.10)	1,61 ab (0.16)	1,51 A
80	1,14 ab (0.02)	1,43 ab (0.38)	1,50 ab (0.21)	1,18 ab (0.23)	1,58 ab (0.33)	1,45 ab (0.29)	1,38 A
Media	1,02 B	1,47 A	1,56 A	1,50 A	1,54 A	1,49 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior).

**Anexo 10. Resultados de análisis químicas del suelo rizosférico del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al finalizar el ensayo.**

P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	MEZ	Prom
	pH (relación suelo: agua, 1:1)						
0	5,14 a (0.07)	4,96 a (0.27)	4,71 a (0.17)	5,09 a (0.39)	5,09 a (0.13)	5,22 a (0.12)	5,03 A
27	5,46 a (0.17)	4,73 a (0.15)	4,96 a (0.22)	5,00 a (0.57)	4,87 a (0.30)	5,06 a (0.25)	5,01 A
54	5,12 a (0.09)	5,13 a (0.29)	5,08 a (0.20)	5,05 a (0.56)	5,13 a (0.20)	5,15 a (0.22)	5,11 A
80	4,92 a (0.39)	4,91 a (0.07)	4,74 a (0.24)	4,86 a (0.22)	4,92 a (0.19)	4,87 a (0.45)	4,87 A
Prom	5,16 A	4,93 A	4,87 A	5,00 A	5,00 A	5,07 A	
Materia orgánica del suelo, MOS (%)							
0	0,79 a (0.11)	0,65 a (0.10)	0,59 a (0.05)	0,64 a (0.07)	0,71 a (0.10)	0,64 a (0.11)	0,67 A
27	0,74 a (0.17)	0,64 a (0.07)	0,68 a (0.07)	0,78 a (0.11)	0,73 a (0.06)	0,60 a (0.07)	0,69 A
54	0,73 a (0.09)	0,71 a (0.04)	0,76 a (0.17)	0,96 a (0.27)	0,78 a (0.07)	0,76 a (0.06)	0,78 A
80	0,70 a (0.13)	0,87 a (0.25)	0,82 a (0.17)	0,80 a (0.16)	0,79 a (0.10)	0,77 a (0.14)	0,79 A
Prom	0,74 A	0,72 A	0,71 A	0,79 A	0,75 A	0,69 A	
Fósforo asimilable, P (mg*kg.1)							
0	14,18 a (0.70)	15,39 a (1.26)	15,23 a (1.44)	15,58 a (0.80)	14,70 a (1.67)	15,14 a (1.93)	15,04 A
27	14,36 a (1.00)	15,33 a (2.26)	14,39 a (1.20)	15,40 a (1.94)	13,84 a (0.13)	15,90 a (0.82)	14,87 A
54	14,84 a (0.92)	14,49 a (0.45)	14,92 a (1.57)	16,83 a (0.72)	15,06 a (1.21)	13,70 a (0.19)	14,98 A
80	16,09 a (1.99)	16,51 a (1.47)	13,77 a (0.85)	15,72 a (1.45)	13,85 a (1.16)	12,35 a (0.29)	14,72 A
Prom	14,87 A	15,43 A	14,58 A	15,89 A	14,37 A	14,27 A	
Aluminio, Al (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	0,21 a (0.00)	0,28 a (0.05)	0,28 a (0.05)	0,18 a (0.15)	0,21 a (0.00)	0,14 a (0.12)	0,21 A
27	0,14 a (0.12)	0,21 a (0.00)	0,17 a (0.15)	0,24 a (0.05)	0,17 a (0.15)	0,24 a (0.05)	0,20 A
54	0,21 a (0.00)	0,24 a (0.06)	0,17 a (0.15)	0,21 a (0.18)	0,17 a (0.16)	0,14 a (0.12)	0,19 A
80	0,24 a (0.05)	0,21 a (0.00)	0,25 a (0.06)	0,18 a (0.15)	0,24 a (0.06)	0,24 a (0.06)	0,23 A
Prom	0,20 A	0,24 A	0,22 A	0,20 A	0,20 A	0,19 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior).

Continuación.... Anexo 10. Resultados de análisis químicas del suelo rizosférico del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al finalizar el ensayo.

Capacidad de Intercambio de Cationes (CIC) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	M0	M1	M2	M3	M4	MEZ	
0	2,45 a (0.07)	2,35 a (0.25)	2,62 a (0.23)	2,34 a (0.18)	2,17 a (0.17)	1,93 a (0.21)	2,31 A
27	2,29 a (0.40)	2,06 a (0.03)	2,33 a (0.32)	1,99 a (0.14)	1,94 a (0.03)	1,95 a (0.05)	2,09 A
54	2,18 a (0.34)	2,01 a (0.10)	1,97 a (0.04)	1,94 a (0.05)	1,81 a (0.10)	1,76 a (0.14)	1,94 A
80	2,01 a (0.07)	1,89 a (0.08)	1,94 a (0.13)	1,92 a (0.10)	1,97 a (0.06)	1,99 a (0.01)	1,95 A
Prom	2,23 A	2,08 A	2,21 A	2,04 A	1,97 A	1,91 A	
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> Kg*ha <sup>-1</sup>	M0	M1	M2	M3	M4	MEZ	Prom
Calcio (Ca) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	0,96 a (0.15)	0,86 a (0.02)	0,89 a (0.06)	0,80 a (0.07)	0,83 a (0.05)	0,88 a (0.02)	0,87 A
27	0,89 a (0.05)	0,94 a (0.00)	0,94 a (0.01)	0,91 a (0.03)	0,87 a (0.00)	0,88 a (0.05)	0,90 A
54	0,93 a (0.03)	0,95 a (0.01)	0,87 a (0.01)	0,86 a (0.00)	0,88 a (0.00)	0,94 a (0.01)	0,91 A
80	0,94 a (0.01)	0,93 a (0.03)	0,87 a (0.04)	0,90 a (0.05)	0,86 a (0.01)	0,87 a (0.01)	0,90 A
Prom	0,93 A	0,92 A	0,90 A	0,87 A	0,86 A	0,89 A	
Magnesio (Mg) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	1,74 a (0.10)	1,33 a (0.10)	1,53 a (0.10)	1,47 a (0.05)	1,48 a (0.01)	1,41 a (0.04)	1,49 A
27	1,52 a (0.01)	1,49 a (0.01)	1,74 a (0.41)	1,41 a (0.03)	1,50 a (0.01)	1,50 a (0.02)	1,53 A
54	1,48 a (0.05)	1,46 a (0.04)	1,51 a (0.01)	1,47 a (0.00)	1,50 a (0.02)	1,45 a (0.01)	1,48 A
80	1,46 a (0.06)	1,44 a (0.03)	1,45 a (0.03)	1,47 a (0.02)	1,48 a (0.00)	1,49 a (0.02)	1,46 A
Prom	1,55 A	1,43 A	1,56 A	1,45 A	1,49 A	1,46 A	
Sodio (Na) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	0,08 a (0.00)	0,08 a (0.00)	0,06 a (0.04)	0,10 a (0.00)	0,08 a (0.00)	0,10 a (0.00)	0,08 A
27	0,09 a (0.01)	0,10 a (0.00)	0,10 a (0.00)	0,09 a (0.00)	0,08 a (0.00)	0,09 a (0.00)	0,09 A
54	0,10 a (0.00)	0,09 a (0.00)	0,08 a (0.00)	0,10 a (0.00)	0,10 a (0.00)	0,09 a (0.00)	0,09 A
80	0,08 a (0.00)	0,10 A					
Prom	0,09 A	0,09 A	0,09 A	0,10 A	0,09 A	0,10 A	0,09

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior).

Continuación.... Anexo 10. Resultados de análisis químicas del suelo rizosférico del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al finalizar el ensayo.

Potasio (K) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	0,07 a (0.01)	0,07 a (0.02)	0,08 a (0.02)	0,07 a (0.02)	0,06 a (0.02)	0,04 a (0.00)	0,06 A
27	0,05 a (0.01)	0,05 a (0.00)	0,05 a (0.01)	0,06 a (0.02)	0,05 a (0.01)	0,04 a (0.00)	0,05 A
54	0,05 a (0.00)	0,06 a (0.04)	0,06 a (0.01)	0,07 a (0.02)	0,05 a (0.00)	0,05 a (0.01)	0,06 A
80	0,06 a (0.01)	0,05 a (0.01)	0,08 a (0.02)	0,07 a (0.02)	0,08 a (0.00)	0,06 a (0.01)	0,07 A
Prom	0,06 A	0,06 A	0,07 A	0,06 A	0,06 A	0,05 A	
Capacidad de Intercambio Catiónica Efectiva (CICE) (cmol.kg <sup>-1</sup> )							
0	3,06 a (0.24)	2,62 a (0.09)	2,84 a (0.19)	2,61 a (0.11)	2,66 a (0.08)	2,57 a (0.16)	2,73 A
27	2,69 a (0.10)	2,79 a (0.00)	3,01 a (0.46)	2,71 a (0.07)	2,67 a (0.18)	2,75 a (0.13)	2,77 A
54	2,77 a (0.09)	2,80 a (0.05)	2,70 a (0.16)	2,71 a (0.15)	2,71 a (0.15)	2,67 a (0.13)	2,73 A
80	2,78 a (0.07)	2,73 a (0.02)	2,75 a (0.07)	2,71 a (0.18)	2,76 a (0.06)	2,76 a (0.07)	2,75 A
Prom	2,83 A	2,74 A	2,82 A	2,68 A	2,70 A	2,69 A	
Hierro (Fe) (mg*kg.1)							
0	16,5 a (0.56)	16,5 a (1.14)	16,5 a (0.61)	16,2 a (0.52)	16,6 a (0.25)	16,5 a (0.25)	16,5 A
27	16,5 a (0.75)	15,8 a (0.25)	16,3 a (0.02)	16,5 a (0.41)	16,9 a (0.15)	15,8 a (0.32)	16,3 A
54	16,3 a (0.17)	16,3 a (0.16)	16,6 a (0.41)	16,5 a (0.45)	16,1 a (0.09)	16,3 a (0.48)	16,3 A
80	17,1 a (0.06)	17,2 a (0.17)	16,7 a (0.44)	16,3 a (0.53)	17,0 a (0.15)	16,6 a (0.45)	16,8 A
Prom	16,6 A	16,4 A	16,5 A	16,4 A	16,7 A	16,3 A	
Cobre (Cu) (mg*kg.1)							
0	0,37 a (0.15)	0,40 a (0.10)	0,53 a (0.15)	0,47 a (0.11)	0,53 a (0.11)	0,37 a (0.05)	0,44 A
27	0,63 a (0.05)	0,60 a (0.20)	0,57 a (0.05)	0,43 a (0.05)	0,50 a (0.20)	0,67 a (0.05)	0,57 A
54	0,47 a (0.11)	0,43 a (0.15)	0,53 a (0.15)	0,60 a (0.17)	0,53 a (0.05)	0,53 a (0.05)	0,52 A
80	0,47 a (0.05)	0,53 a (0.11)	0,53 a (0.05)	0,50 a (0.10)	0,43 a (0.15)	0,67 a (0.05)	0,52 A
Prom	0,48 A	0,49 A	0,54 A	0,50 A	0,50 A	0,56 A	

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior).

Continuación.... Anexo 10. Resultados de análisis químicas del suelo rizosférico del maíz micorrizado y varias dosis de fósforo al finalizar el ensayo.

Manganeso (Mn) (mg*kg.1)							
0	14,4 a (1.50)	14,0 a (1.98)	16,0 a (2.06)	12,9 a (2.27)	12,0 a (2.86)	9,9 a (0.65)	13,2 a
27	11,3 a (1.51)	10,7 a (0.34)	11,3 a (1.65)	12,3 a (3.27)	10,4 a (1.20)	9,9 a (0.65)	11,0 b
54	11,1 a (0.94)	12,9 a (3.91)	12,3 a (1.77)	13,5 a (2.06)	11,3 a (0.78)	11,0 a (0.75)	12,0 ab
80	12,0 a (2.06)	12,1 a (2.45)	15,0 a (2.29)	13,3 a (2.08)	15,1 a (0.75)	12,1 a (1.63)	13,3 a
Prom	12,2 ab	12,4 ab	13,6 a	13,0 ab	12,2 ab	10,7 b	12,4
Zinc (Zn) (mg*kg <sup>-1</sup> )							
0	1,35 a (0.15)	1,25 a (0.34)	1,20 a (0.18)	1,18 a (0.33)	1,03 a (0.20)	0,95 a (0.12)	1,16 a
27	1,10 a (0.29)	0,94 a (0.14)	0,97 a (0.15)	1,06 a (0.27)	1,10 a (0.40)	1,01 a (0.10)	1,03 a
54	1,17 a (0.20)	1,15 a (0.36)	1,03 a (0.19)	1,25 a (0.21)	1,06 a (0.11)	1,24 a (0.29)	1,15 a
80	1,26 a (0.36)	1,33 a (0.23)	1,31 a (0.13)	1,15 a (0.18)	1,27 a (0.09)	1,06 a (0.13)	1,23 a
Prom	1,22 a	1,17 a	1,13 a	1,16 a	1,12 a	1,06 a	1,14
Mo							
Molibdeno (Mo) (mg*kg.1)							
0	0,16 a (0.06)	0,17 a (0.08)	0,18 a (0.05)	0,14 a (0.04)	0,18 a (0.02)	0,17 a (0.02)	0,16 ab
27	0,16 a (0.06)	0,11 a (0.02)	0,14 a (0.01)	0,18 a (0.04)	0,20 a (0.00)	0,11 a (0.02)	0,15 ab
54	0,14 a (0.01)	0,15 a (0.02)	0,17 a (0.03)	0,15 a (0.04)	0,12 a (0.00)	0,14 a (0.04)	0,15 b
80	0,21 a (0.00)	0,21 a (0.00)	0,18 a (0.04)	0,14 a (0.05)	0,22 a (0.02)	0,16 a (0.04)	0,19 a
Prom	0,17 a	0,16 a	0,17 a	0,15 a	0,18 a	0,14 a	0,16

M0 = Sin inoculación; M1 = *Scutellospora pellucida*; M2 = *Scutellospora calospora*; M3 = *Glomus leptotichum*; M4 = *Acaulospora mellea* y M5 = Consorcio de especies nativas. Desviación estándar en paréntesis. Prueba de comparación de medias por Tukey (p<0.05), Letras minúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en la interacción dosis\*morfotipo. Letras mayúsculas diferentes indican diferencias estadísticas significativas (p<0.05) en factores dosis de P (columna derecha) y factor morfotipo (hilera inferior).



Continuación ... Anexo 11. Resultados de análisis de covarianza entre parcelas fertilizadas con N en presiembra versus no fertilizadas.

COVARIANZA	HMAZORCA	HVIEJA	TALLO	RAIZ	GRANO	TUSA
	COBRE					
NO Vs N13	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N26	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N39	0,0000	0,0000	0,0000	0,0001	0,0000	0,0000
	HIERRO					
NO Vs N13	0,0000	0,0000	0,0000	0,0017	0,0000	0,0000
NO Vs N26	0,0000	0,0000	0,0000	0,0012	0,0000	0,0000
NO Vs N39	0,0000	0,0000	0,0000	0,0004	0,0000	0,0000

COVARIANZA	ALT	AF	MST	HUM	LARGO	DIAM
NO Vs N13	0,0000	-0,0019	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N26	0,0000	0,0009	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N39	0,0000	-0,0025	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
	PARAMETROS DE RENDIMIENTO					
	HILERAMAZ	GRANHILERA	TUSA	GRATUSA	MILGRANOS	RTO
NO Vs N13	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N26	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000
NO Vs N39	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000	0,0000

### RESUMEN DE LAS COVARIANZAS

COVAR	Total	%
Sxy > 0	27	11,5
<b>Sxy = 0</b>	<b>199</b>	<b>85,1</b>
Sxy < 0	8	3,4