

**Subsecretaría de Educación Superior  
Dirección General de Educación Superior Tecnológica  
Instituto Tecnológico de la Zona Maya**

**“DINÁMICA Y CRECIMIENTO DE RAÍCES EN CULTIVO  
DE MAÍZ CON BIOFERTILIZANTES Y FERTILIZACIÓN  
QUÍMICA”**

**Informe Técnico de Residencia Profesional que  
presenta el C.**

**David Montejo Martínez**

**N° de Control 10870138**

**Carrera: Ingeniería en Agronomía**

**Asesor Interno: M en C. Martin Andrés García Gómez**

**Juan Sarabia, Quintana Roo**

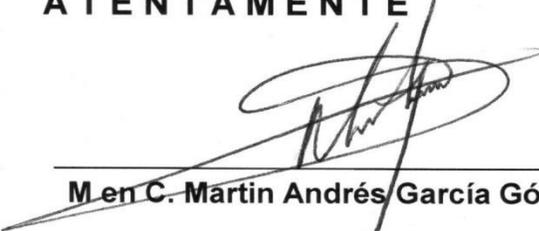
**Diciembre 2014**

## INSTITUTO TECNOLÓGICO DE LA ZONA MAYA

El Comité de revisión para Residencia Profesional del estudiante de la carrera de INGENIERÍA EN AGRONOMÍA, **David Montejo Martínez** aprobado por la Academia del Instituto Tecnológico de la Zona Maya integrado por el asesor interno M en C. Martin Andrés García Gómez, el asesor externo el Dr. Fernando Casanova Lugo, habiéndose reunido a fin de evaluar el trabajo titulado **“DINÁMICA Y CRECIMIENTO DE RAÍCES EN CULTIVO DE MAÍZ CON BIOFERTILIZANTES Y FERTILIZACIÓN QUÍMICA”** que presenta como requisito parcial para acreditar la asignatura de Residencia Profesional de acuerdo al Lineamiento vigente para este plan de estudios, dan fé de la acreditación satisfactoria del mismo y firman de conformidad.

**ATENTAMENTE**

**Asesor Interno**

  
\_\_\_\_\_  
**M en C. Martin Andrés García Gómez**

**Asesor Externo**

  
\_\_\_\_\_  
**Dr. Fernando Casanova Lugo**

Juan Sarabia, Quintana Roo, Diciembre 2014.

## RESUMEN

El objetivo de este trabajo es evaluar la influencia de *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*, y la adición de fertilizantes químicos sobre la dinámica y crecimiento de raíces el cultivo de maíz, en suelo Luvisol. Se estableció un cultivo de maíz en el cual mediante un diseño de bloques completos al azar (DBCA) se distribuyeron 4 tratamientos; Micorriza y Azospirillum (MA), Micorriza y Azospirillum + Fertilizante químico 50%, (MA+FQ50%), Fertilizante químico 100% (FQ100%) Y (Testigo), con 4 repeticiones, cada unidad experimental consta de (16 m<sup>2</sup>). En cada parcela se instaló un tubo de mini-rizotrófon a profundidades de 0-10, 10-20, 20-30, 30-40 y 40-50 cm, donde con el mini-rizotrófon se tomaron datos de la dinámica y crecimiento de raíces. Estos datos se tomaron a los 30 días de siembra, en intervalos de 15 días durante 2 meses. Posteriormente, las imágenes se almacenaron en formato JPG en un ordenador y fueron analizadas con el software RootSnap, donde se midieron parámetros como número de raíces, longitud total de raíz y diámetro de raíces. Los datos tomados en cada tratamiento fueron sometidos a análisis de varianza (ANOVA) de una vía para conocer el efecto de los tratamientos en el crecimiento y dinámica de raíces (i.e. longitud, diámetro y número de raíces). Adicionalmente se realizó un ANOVA de dos vías para analizar el efecto de los tratamientos, la profundidad del suelo y la interacción de ambos factores sobre la densidad de raíces en longitud. Los tratamientos (MA), (MA+FQ50%), (FQ100%) y (Testigo) no tuvieron influencia significativa ( $p > 0.05$ ) en la dinámica y crecimiento de raíces en el cultivo de maíz en condiciones de campo, por tal motivo el uso de microorganismos complementado con la fertilización química al 50% puede ser una estrategia económicamente viable y ecológicamente sustentable para el manejo del cultivo de maíz en los suelos de la región.

**Palabras claves:** mini-rizotron, microorganismos benéficos, interacciones, raíces finas.

## Índice

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS .....	6
I. INTRODUCCIÓN.....	7
II. OBJETIVOS.....	10
2.1. Objetivo general.....	10
2.2. Objetivos específicos .....	10
III. MARCO TEÓRICO.....	11
IV. METODOLOGIA.....	17
4.1. Localización .....	17
4.2. Clima.....	17
4.3. Suelo.....	18
4.4. Preparación del terreno.....	18
4.5. Diseño experimental y tratamientos .....	19
4.6. Inoculación de biofertilizantes <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i> .....	19
4.7. Siembra del maíz .....	21
4.8. Fertilización .....	21
4.9. Control de malezas .....	22
4.10. Control de plagas .....	22
4.11. Mini-rizotrón para el estudio de las raíces.....	23
4.11.1. Características del prototipo de mini-rizotrón.....	23
4.11.2. Instalación de tubos de mini-rizotrón .....	24
4.11.3. Toma de imágenes de raíces de las plantas .....	25
4.12. Procesamiento de datos .....	26

4.13. Análisis estadístico.....	26
V. RESULTADOS .....	27
5.1 Número de raíces.....	27
5.2 Diámetro de raíces (mm) .....	29
5.3 Longitud de raíces (cm cm <sup>-2</sup> ).....	31
5.4 Distribución de raíces (cm cm <sup>-2</sup> ).....	34
VI. CONCLUSIONES.....	37
VII. APOORTE AL PERFIL PRFESIONAL .....	38
VIII. REFERENCIAS.....	39
IX. ANEXOS .....	42

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
<b>Figura 1.</b> Mini-rizotrón comercial.....	16
<b>Figura 2.</b> Ubicación del sitio experimental ITZM.....	17
<b>Figura 3.</b> Distribución de los tratamientos a evaluar.....	19
<b>Figura 4.</b> Inoculación de la semilla con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum</i> <i>brasilense</i> .....	20
<b>Figura 5.</b> Fertilización y Aporque del cultivo de maíz.....	22
<b>Figura 6.</b> Prototipo de mini-rizotrón en imagen y elaborado.....	23
<b>Figura 7.</b> Instalación de tubos de mini-rizotrón.....	24
<b>Figura 8.</b> Tubo de mini-rizotrón instalado a ángulo de 45°.....	25
<b>Figura 9.</b> Toma de imágenes de raíces en cultivo de maíz.....	25
<b>Figura 10.</b> Procesamiento de datos con software RootSnap® para el análisis de raíces finas en el cultivo de maíz.....	26
<b>Figura 11.</b> Número de raíces a los 30 días.....	27
<b>Figura 12.</b> Número de raíces a los 45 días.....	28
<b>Figura 13.</b> Número de raíces a los 60 días.....	39
<b>Figura 14.</b> Diámetro de raíces a los 30 días.....	30
<b>Figura 15.</b> Diámetro de raíces a los 45 días.....	30
<b>Figura 16.</b> Diámetro de raíces a los 60 días.....	31
<b>Figura 17.</b> Longitud de raíces a los 30 días.....	32
<b>Figura 18.</b> Longitud de raíces a los 45 días.....	33
<b>Figura 19.</b> Longitud de raíces a los 60 días.....	34
<b>Figura 20.</b> Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 30 días de evaluación.....	35
<b>Figura 21.</b> Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 45 días de evaluación.....	35
<b>Figura 22.</b> Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 60 días de evaluación.....	36

## I. INTRODUCCIÓN

La creciente demanda de alimentos a nivel mundial conlleva al desarrollo de métodos intensivos de producción agropecuaria que provocan la disminución de la capacidad de carga de los suelos (Craswell *et al.*, 2004); particularmente, en las zonas de los trópicos subhúmedos, los ecosistemas considerados como perturbados son establecidos como monocultivos; bajo estas condiciones, se reduce la diversidad de especies y variedades cultivadas (Caamal-Maldonado *et al.*, 2001).

En la península de Yucatán, el maíz se produce bajo diferentes condiciones de potencial productivo que van desde no apto y bajo, hasta muy bueno, tanto en el sistema mecanizado como en el de roza, tumba y quema. Para lograr una producción sustentable de maíz es necesario complementar la fertilización química con formas biológicas, para obtener en lo posible un impacto en la producción y en la conservación del medio (Beer *et al.*, 2003).

Los microorganismos de la rizosfera han mantenido una relación estrecha con las plantas desde que estas últimas iniciaron la colonización de la tierra (Selosse y Le Tacon, 1998) y han mantenido el funcionamiento y la estabilidad de los ecosistemas a través de la influencia de la composición de las especies en las comunidades vegetales (Uribe, 2006).

El estado de Quintana Roo, México, cuenta con una superficie sembrada de maíz de 79,926 ha, de las cuales se obtiene un rendimiento promedio de 890 kg ha<sup>-1</sup>, que está por debajo de la media nacional de producción de maíz (SIAP, 2014). Para el desarrollo óptimo de los cultivos, se requiere de la aplicación de fertilizantes sintéticos debido a que el suelo no proporciona los nutrientes necesarios para su crecimiento dado su naturaleza tropical (Caamal-Maldonado *et al.*, 2001). No obstante, el uso irracional de estos productos sintéticos

frecuentemente ocasiona la contaminación del agua y suelo; además de un desequilibrio en las funciones de los microorganismos rizosféricos que están involucrados en el crecimiento, desarrollo y nutrición del vegetal, lo que ocasiona la pérdida de la productividad sostenida.

Las bacterias y los hongos son capaces de proveer a la planta diferentes nutrientes en forma asimilable. Esto puede ocurrir mediante diferentes procesos, por ejemplo, la inoculación de plantas con micorrizas contribuye a incrementar la absorción de agua, a solubilizar los minerales mediante la fosfatasa ácida y a transformar el fósforo que se encuentra en el suelo, formando compuestos estables disponibles para la planta (Bashan *et al.*, 2012).

El estudio de bacterias asociadas a las plantas es una línea que avanza muy lentamente en México, no obstante, se han obtenido resultados satisfactorios al inocular diversos cultivos con *Azospirillum* spp. y otros microorganismos, que pueden alterar la velocidad y eficiencia de absorción de nutrientes de las plantas por un efecto directo en las raíces (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

González (2005) informa que la nutrición mineral en relación a las micorrizas arbusculares es uno de los aspectos más estudiados de la simbiosis, debido a la importancia que esta tiene en el desarrollo vegetal, con implicaciones en áreas tan diversas como la nutrición humana, la agricultura sustentable o la diversidad de los ecosistemas terrestres. Fue a mediados del siglo pasado cuando empezó a cobrar interés el estudio de las causas del mejor crecimiento de las plantas micorrizadas. El primer trabajo sobre el tema señalaba cómo el manzano micorrizado presentaba un mayor contenido en FE y CU que el tratamiento no inoculado con micorrizas cuando crecía en suelos deficientes en estos micronutrientes. Posteriormente se puso de manifiesto que los hongos formadores de micorriza arbusculares manejaran también la absorción de fosfato por planta. Las causas de estas mejoras pueden ser múltiples:

1. Las hifas del hongo son capaces de explorar un mayor volumen del suelo que las propias raíces, por lo que aumenta la capacidad de absorción de nutrientes, especialmente de aquellos que difunden con dificultad en la solución del suelo.
2. Por su tamaño, las hifas son capaces de competir mucho mejor con otros microorganismos del suelo por nutrientes.

Una opción para incrementar la eficiencia los fertilizantes químicos es mediante el uso de los inoculantes bacterianos, alternativa biotecnológica y económica con alto impacto potencial para sustituir fertilizantes químicos importados, reducir costos y contaminación ambiental en áreas de bueno y mediano potencial productivo (Bashan *et al.*, 2012).

## II. OBJETIVOS

### 2.1. Objetivo general

Evaluar la influencia de *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*, y la adición de fertilizantes químicos sobre la dinámica y crecimiento de raíces del maíz, en suelo Luvisol.

### 2.2. Objetivos específicos

- Cuantificar el número de raíces en el cultivo de maíz por superficie de suelo
- Determinar la longitud promedio de raíces en el cultivo de maíz (cm cm<sup>-2</sup>)
- Cuantificar el diámetro promedio de las raíces del cultivo de maíz (mm)
- Determinar la distribución de raíces a diferentes profundidades del suelo (i.e. 0-50 cm).

### III. MARCO TEÓRICO

Las micorrizas son asociaciones simbióticas mutualistas de diversos tipos que se establecen entre ciertos hongos del suelo y las raíces de una planta. El tipo de asociación hongo-raíz más extendido en la naturaleza tal vez sea la llamada endomicorriza o micorriza arbuscular, formada por ciertos zigomicetos, los cuales no desarrollan red de Hartig y colonizan intracelularmente la corteza de la raíz por medio de estructuras especializadas denominadas arbuscúlos, que actúan como órganos de intercambio de nutrimentos entre la célula vegetal y el huésped (Aguilera *et al.*, 2007).

El establecimiento de la micorriza da lugar a cambios en la fisiología de la planta hospedadora, lo cual permite que las plantas micorrizadas se desarrollen mejor y muestren un nivel de resistencia/tolerancia a los estreses ambientales (Barea *et al.*, 2005).

Cuando la infección interna está bien establecida, las hifas del hongo exploran un volumen de suelo inaccesible a la raíz a través del micelio externo, aumentando la superficie de absorción y, por lo tanto, la captación de nutrientes y de agua. Indica que el hongo y la membrana plasmática constituyen una interfase la cual posee rasgos citológicos que indican un activo intercambio de nutrientes; ha sido establecido que el hongo recibe carbohidratos, y el huésped recibe principalmente fosfato. Ambas sustancias pasan por la vía del apoplasto previa captación por cada uno de los socios. Concluye que hay un flujo en masa desde los arbuscúlos al citoplasma (bidireccional), por lo tanto, se convierte en un "sink", pero la planta aumenta su capacidad fotosintética para compensar el carbono "perdido" en el hongo (Hernández, 2001).

Las bacterias y los hongos son capaces de proveer a la planta diferentes nutrientes en forma asimilable. Esto puede ocurrir mediante diferentes procesos, por ejemplo, la inoculación de plantas con micorrizas contribuye a incrementar la

absorción de agua, a solubilizar los minerales mediante la fosfatasa acida y a transformar el fósforo que se encuentra en el suelo, formando compuestos estables disponibles para la planta (Bashan *et al.*, 2012).

Basaglia *et al.*, (2003) reconoce que los efectos beneficiosos de la inoculación con *Azospirillum* sobre el crecimiento y nutrición vegetal se deben a cambios en la fisiología y morfología del sistema radical, lo que permite mejorar la adquisición de agua y nutrientes minerales por parte de la planta. Sin embargo, no se puede descartar que tales cambios en la arquitectura y actividad del sistema radical, puedan afectar las poblaciones microbianas autóctonas asociadas a la raíz, lo que podría afectar indirectamente a la planta.

Se ha demostrado que la inoculación de las raíces de las plantas con *Azospirillum spp.*, produce un incremento en el desarrollo del sistema radical de la planta, lo cual conlleva una mejora de la capacidad de esta para utilizar de forma más eficaz los fertilizantes nitrogenados, por lo que pueden ser utilizados en dosis más bajas (Collados, 2006).

Rojas, (2011) menciona que los Inoculantes microbianos productos benéficos que incluyen a las bacterias fijadoras de nitrógeno del genero *Azospirillum spp.*, y hongos micorrizicos del genero *Glomus* que se asocian a las raíces de las plantas y favorecen su nutrición para lograr rendimientos económicos aceptables, no contaminan, ni causan daño al suelo, ni al hombre y representan una alternativa al uso de los fertilizantes químicos tradicionales.

Efectos de los Inoculantes microbianos:

1. La bacteria, *Azospirillum brasilense* presenta capacidad para promover el crecimiento vegetal mediante mecanismos como la fijación biológica del nitrógeno atmosférico, producir sustancias estimuladoras de crecimiento tanto de tallo como

de raíz, la producción de antibióticos para reducir enfermedades fungosas y por nematodos.

2. Las micorrizas, *Glomus intraradices* son hongos benéficos asociados a los pelos absorbentes de la raíz, incrementando así su longevidad y por tanto aumenta la exploración de la raíz con un incremento en el proceso de solubilizar, absorber y transportar nutrientes de baja movilidad como fósforo, cobre, y agua del suelo. Inducen tolerancia a la sequía mediante menor resistencia del transporte de agua en las plantas y aumentan la tasa media relativa de crecimiento en área foliar, tamaño del grano y el rendimiento.

Las bacterias del género *Azospirillum* spp., son eubacterias gram-negativas, se reproducen por división celular de forma bacilar con un diámetro de (1,0  $\mu\text{m}$  x 2,1-3,8  $\mu\text{m}$ ), su movilidad se debe a la presencia de material fibrilar creciendo en concentraciones bajas de oxígeno. La capacidad de *Azospirillum* spp., para estimular el crecimiento de las plantas y de aumentar el rendimiento de los cereales promovió numerosos estudios sobre la ecología, fisiología y genética de esta bacteria. Características útiles en la identificación rutinaria son la forma vibroide, el pleomorfismo y su movilidad en espiral. Las células contienen cantidades elevadas de poli- $\beta$ -hidroxibutirato (PHB), hasta 50% del peso seco celular, observándose al microscopio las células jóvenes con abundantes gránulos refringentes. No obstante, el mecanismo analizado con mayor amplitud ha sido la producción de auxinas, que puede modificar el contenido de fitohormonas de las plantas conduciendo a la estimulación del crecimiento de las mismas, como el caso del Ácido Indol Acético (AIA), el cual induce al aumento de pelos radiculares, logrando una mayor captación de nutrimentos (River, 2008).

Se considera que los aminoácidos derivados de las plantas pueden estimular o reprimir la actividad de la enzima nitrogenasa en ciertas cepas de *Azospirillum* spp. De igual forma, las condiciones ambientales (clima, tipo de suelo, temperatura y humedad del mismo) influyen en los procesos interactivos que

determinan la estructura de la comunidad microbiana, así como también en la asociación *Azospirillum* spp.-planta, la fijación del nitrógeno y su contribución a la nutrición vegetal (Laria, 2003).

La importancia del estudio de las raíces radica en las variadas funciones fisiológicas de este órgano: (a) en la nutrición vegetal, su funcionamiento guarda una relación directa con las cantidades y calidad de biomasa cosechable que se van produciendo y acumulando durante las estaciones de crecimiento de las especies, (b) como órganos de reserva de nutrientes, tanto mediante de modificaciones ecomorfológicas especializadas como en los tejidos radicales ordinarios; (c) como órgano de sostén, distribuyendo ramificaciones en el suelo de manera de asegurar el mejor anclaje posible de la planta; (d) como órgano involucrado en la regulación fisiológica de la planta, produce una serie de sustancias específicas capaces de favorecer no solamente el crecimiento de órganos aéreos, sino también de promover cambios cualitativos en el desarrollo de la planta, como la iniciación de estolones o la liberación de yemas axilares de la dominancia apical (Morales, 1997).

El sistema radicular es el principal medio de anclaje y absorción de agua y nutrientes del que disponen las plantas, y puede llegar a consumir más de la mitad del carbono fijado anualmente por las plantas. A pesar de su obvia importancia, la dinámica de las raíces vivas es poco conocida, debido a la inaccesibilidad del sistema radicular. Durante años, se ha considerado que nuestro conocimiento sobre las raíces, (el cual ha sido aplicado globalmente al manejo de los sistemas de plantas), ha estado basado en unas falsas premisas de simplicidad de nuestro conocimiento y entendimiento de las raíces finas, su longitud y diámetro, diversidad estructural y funcional, complejidad, longevidad y periodos de renovación, son probablemente aún muy deficientes (Benítez, 2006).

## **Método utilizado para el estudio de las raíces**

Para el estudio de las raíces se pueden utilizar diferentes métodos directos e indirectos. Los primeros comprenden: excavación, zanjas, monolitos y los rizotrones y minirizotrones. Con este tipo de técnicas se hacen observaciones directas del desarrollo radical. Los métodos indirectos incluyen: tinciones (para observar arquitectura y elongación), uso de isótopos estables, análisis e interpretación de imágenes y las sondas de neutrones rápidos (que sirven para calcular el contenido de agua presente en el suelo, que se relaciona con la densidad y distribución de las raíces y para calcular la densidad aparente del suelo) (Torres-Guerrero *et al.*, 2013).

En los métodos basados en toma de imágenes *in situ* (que implican principalmente la reflexión de la luz en los objetos observados), las raíces son estudiadas mediante la observación directa de las mismas a través de objetos transparentes, tales como las paredes de tubos de material plástico transparente introducidos en el suelo durante varios meses (conocidos como minirhizotron). Esto permite una monitorización dinámica del crecimiento de la raíz y obtener medidas de la longitud radicular tanto de forma directa como por otros procedimientos que implican la calibración previa con algún método destructivo (Benítez, 2006).

El difícil acceso al sistema radicular de las plantas para el estudio de su biomasa, distribución y dinámica de crecimiento requiere técnicas especiales. Tradicionalmente se han utilizado métodos de extracción de las raíces en las diferentes fases de crecimiento del cultivo para caracterizarlo. Recientemente están siendo cada vez más utilizadas técnicas no destructivas para estudiar *in situ* el sistema radicular, como es el mini-rizotrón. El mini-rizotrón es un tubo transparente insertado en el suelo de manera permanente en el que se introduce un sistema de captación de imágenes (cámara fotográfica, sistema de video o escáner portátil y cilíndrico) conectado a un ordenador con un software de

adquisición de las mismas, permitiendo observar las raíces que son interceptadas por la pared del tubo ver Figura 1 (Benítez, 2006).



**Figura 1.** Mini-rizotrón comercial.

Según la definición dada por Brown y Upchurch en 1987, el sistema mini\_rizotrón es un conjunto de componentes que visualmente, fotográficamente o cualquier otro procedimiento se capaz de tomar imágenes del normal crecimiento de las raíces de las plantas dentro del suelo (Benítez, 2006).

El tubo empleado en el sistema suele ser cilíndrico y rígido, aunque otros modelos de tubos han sido ensayados por diversos autores. Los materiales de fabricación varían desde Plexiglás®, policarbonato, acrílico o cristal. Este material empleado no afecta al crecimiento radicular (Johnson *et al.*, 2001).

## IV. METODOLOGIA

### 4.1. Localización

El estudio se realizó en el Instituto Tecnológico de la Zona Maya del estado de Quintana Roo, ubicado en el Ejido Juan Sarabia, km 21.5 Carretera Chetumal-Escárcega (Figura 2). El sitio de estudio se encuentra en las coordenadas: 18° 30' 57.2" N y 88° 29' 21.04" W. (INEGI, 2014).



**Figura 2.** Ubicación del sitio experimental ITZM

### 4.2. Clima

Conforme a la clasificación climática de Köppen, modificado por Enriqueta García, la península de Yucatán presenta un clima que va desde semi-seco, muy cálido, en la franja costera del Estado de Yucatán, hasta el tropical lluvioso, húmedo, cálido en la zona de Candelaria, Campeche.

La condición climática general en el estado de Quintana Roo es cálido subhúmedo con lluvias en verano, más extrema en la parte Norte que limita con el estado de

Yucatán y en menor grado hacia el extremo Sur, la zona de estudio presenta lluvias en verano y marcada sequía en la mitad caliente del año (canícula).

En la zona de estudio ocurre el mismo tipo de clima que se presenta en la mayoría del territorio del Municipio de Othón P. Blanco, el cual está clasificado en general como cálido con lluvias en verano (AwI).

Específicamente se ha establecido que el área posee un clima cálido, subhúmedo intermedio Ax' (w1) (i1) gw', con temperatura media que oscila entre 18.8°C y 33°C y precipitación entre 1,100 y 1,300 mm anuales. La precipitación pluvial anual es de 1,327.4 mm, con estación de lluvia de mayo a noviembre. (<http://www.opb.gob.mx>).

#### **4.3. Suelo**

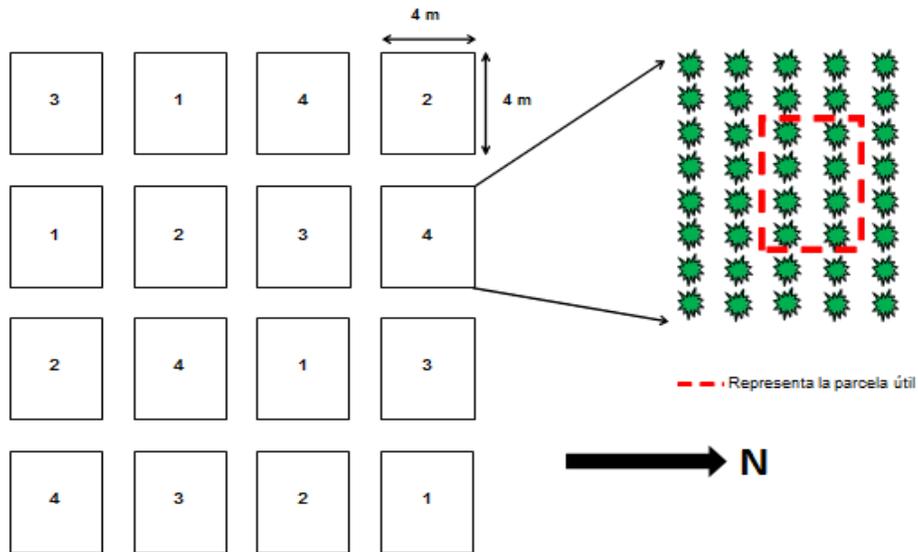
Es un terreno plano el cual es bien drenado con una humedad del 22.33% en el primer horizonte y 3.14% en el segundo, el primer horizonte no es salino y ligeramente erosionado, con una permeabilidad moderada, estructura granular, su consistencia en seco es suelto y no pegajoso en mojado, con pocos poros y finos con raíces comunes y un pH neutro y es extremadamente rico en materia orgánica y una textura que es arcilla en el primer horizonte y segundo es migajón arcilloso (Hernández *et al.*, 2008).

#### **4.4. Preparación del terreno**

Se realizó la limpieza del área mediante chapeo manual, posteriormente se efectuó el barbecho a 33 cm de profundidad, se aplicó dos pases de rastra en sentido cruzado y se surcó el terreno.

#### 4.5. Diseño experimental y tratamientos

Para el estudio se empleó un diseño de bloques completos al azar (DBCA) con 4 tratamientos y 4 repeticiones, tal como se muestra en la figura 3. Cada unidad experimental es de 4 x 4 m (16 m<sup>2</sup>), donde la parcela útil está en el centro de la unidad experimental, considerando el efecto de borde.



**Figura 3.** Distribución de los tratamientos a evaluar.

Tratamientos:

1. Micorrizas y *Azospirillum* (MA).
2. Micorrizas y *Azospirillum* + Fertilización química 50% (MA+50%).
3. Fertilización química 100% (FQ100%)
4. Control (Testigo).

#### 4.6. Inoculación de biofertilizantes *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*

Los biofertilizantes microbianos pueden aplicarse a la semilla, el suelo o al material vegetativo. En cultivos anuales los beneficios de la simbiosis se expresan

en plazos muy breves, de 20-30 días después de la biofertilización. La forma más correcta de aplicarlos es adhiriéndolos a la semilla.

Los biofertilizantes como *Glomus intraradices* se comercializan impregnados en suelo o la turba, comúnmente acompañados de un adherente, que en muchos casos es el carboximetil celulosa a una concentración de 0.5%.

Para aplicar el biofertilizante a la semilla se sugiere realizarlo bajo la sombra. Se humedece la semilla con un adherente o agua con azúcar, se aplica *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense* sobre la semilla, primero la bacteria y luego el hongo; es importante verificar que toda la semilla quede impregnada con los microorganismos (Figura 3), se deja reposar hasta que se evapore la humedad aplicada a la semilla y finalmente se procede a realizar la siembra de forma manual o mecánica (Aguirre, 2006).



**Figura 4.** Inoculación de la semilla con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*

Se aplicó 1.0 kg *Glomus intraradices* y 350 gr el *azospirillum brasilense* en 20 kg de semilla para sembrar la parcela experimental. La inoculación se realizó durante la mañana a temperatura menor de 30°C bajo la sombra, considerándose las

recomendaciones para el manejo e inoculación del hongo y la bacteria sobre la semilla descritas por el INIFAP.

#### **4.7. Siembra del maíz**

La siembra se realizó de forma manual a espeque en suelo húmedo. La separación entre surco es a 0.80 m y entre plantas a 0.20 m, una semilla por cepa. Se utilizó la variedad de maíz VS-536, la cual se sembrará con una densidad de población aproximada de 62,500 plantas por hectárea.

#### **4.8. Fertilización**

En fertilización se utilizó una dosis de fertilización química convencional con los tratamientos 142–70–00 kg/ha. Donde al momento de la siembra se aplicó la mitad del nitrógeno y todo el fósforo, y la parte restante del nitrógeno se aplicó en la segunda fertilización, por lo que la fórmula aplicada al momento de la siembra fue de 71-70-00 y 50 días después se aplica la dosis faltante. Se utiliza la fuente de fertilizante químico de Fosfato Diamónico (DAP) y urea. Es conveniente que el fertilizante se distribuya uniformemente en el surco, de preferencia a un lado, para lograr el máximo aprovechamiento del fertilizante por la planta hay que taparlo en forma de aporque, mediante el azadón (Figura 5).



**Figura 5.** Fertilización y Aporque del cultivo de maíz.

#### **4.9. Control de malezas**

Para el control de maleza se realizó forma manual con azadón en toda el área del cultivo con el propósito de evitar que sean hospederos de plagas y competidores en nutrientes con el maíz. Eliminar las malezas ha evitado competencias fotosintéticas con el cultivo y cruzamiento de raíces ajenas al maíz.

#### **4.10. Control de plagas**

Las plagas más importantes a controlar en el cultivos de maíz elotero en la zona son el Gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), es una larva que varía de color gris a café, con rayas claras a lo largo del cuerpo y mide de 1 a 4 centímetros de largo. Se presenta desde cinco días de nacida y puede llegar a destruirla completamente. El ataque a plantas mayores retrasa el desarrollo y por consecuencia los rendimientos disminuyen. Cuando de 100 plantas revisadas 25 o más tengan gusanos o daños; se pueden aplicar cualquiera de los siguientes insecticidas: Sevín 5% granulado, 10 kilogramos por hectárea, Gusatión metílico 20% 1.0 litros por hectárea, Lorsban 480 EM 0.4 litros por hectárea, Lannate 1.5% polvo, 5.0 kilogramos por hectárea ó Sevín 80% P.H., 1.0 kilogramos por hectárea.

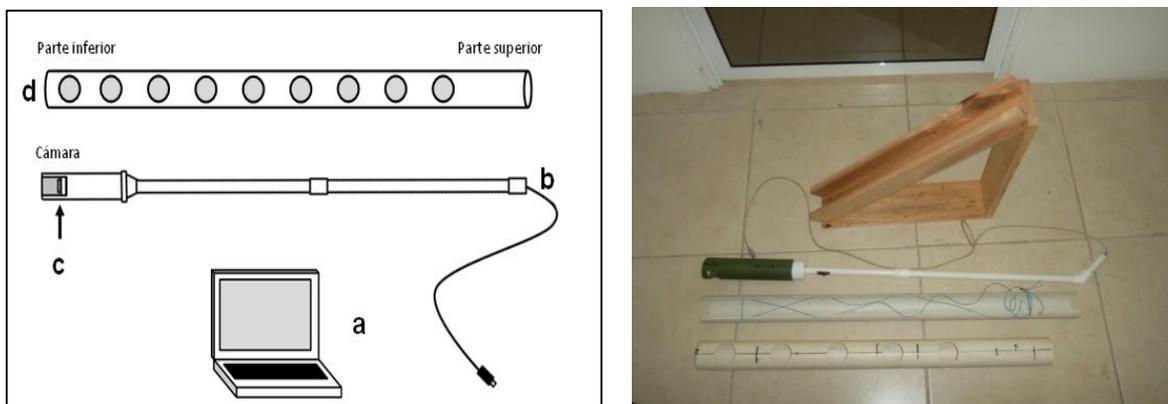
Para un control biológico se recomienda aplicar Bacillus HD o Crymax GDA en dosis de 225 gramos de ingrediente activo por hectárea (INIFAP, 2006).

#### 4.11. Mini-rizotrón para el estudio de las raíces

Para el estudio de raíces en esta investigación se utilizó un mini-rizotrón el cual es un método *in situ* no destructivo. Con este método podemos conocer la dinámica y crecimiento de las raíces en diferentes profundidades del suelo en el cultivo de maíz. Los parámetros de medición utilizados son número de raíces, diámetro de raíces y longitud de raíces.

##### 4.11.1. Características del prototipo de mini-rizotrón

La característica de mini-rizotrón consta de: a) Receptor de imágenes (Computadora portátil con software para la captura de imágenes); b) Endoscopio (elaborado con PVC de 1/2" de diámetro con una longitud de 1.20 m, incluye un espejo instalado a 45° de inclinación en el extremo inferior del mismo); c) Difusor (Cámara web de alta resolución, de 10 megapíxeles o superior, con conexión USB, instalado en el extremo inferior del endoscopio); d) Pared del mini-rizotrón (elaborado con un tubo de PVC de 2.1/2" de diámetro y 0.90 m de largo) (figura 6 izquierda).



**Figura 6.** Prototipo de mini-rizotrón en imagen y elaborado.

#### 4.11.2. Instalación de tubos de mini-rizotrón

El proceso de Instalación de tubos de mini-rizotrón consistió en instalar en el centro de cada parcela y en la línea de siembra, tras la emergencia del maíz, fue enterrado un tubo a 20 cm de distancia de forma permanente, con una inclinación de 45° utilizando una barreno del mismo diámetro exterior del tubo con el fin de facilitar el estrecho contacto entre éste y el suelo, y una guía de madera para formar dicho ángulo. Las profundidades de medición equivalentes en la proyección vertical, según el ángulo de 45° de inserción del tubo en el suelo, a las profundidades de suelo 0-10,10-20,20-30,30-40 y 40-50 cm (Figura 7).



**Figura 7.** Instalación de tubos de mini-rizotrón.

El ángulo de inclinación utilizado en la colocación puede variar desde totalmente horizontal hasta la completa verticalidad, incluyendo una gran variedad de ángulos intermedios (Figura 8). Los tubos instalados con cierto ángulo sobre la vertical aportan mayor información acerca de la distribución de las raíces a lo largo del perfil, a la vez que son más sencillos de instalar. Los ángulos mas comúnmente empleados son 30° y 45° sobre la vertical (Johnson *et al.*, 2001).



**Figura 8.** Tubo de mini-rizotrón instalado a angulo de 45°.

#### **4.11.3. Toma de imágenes de raíces de las plantas**

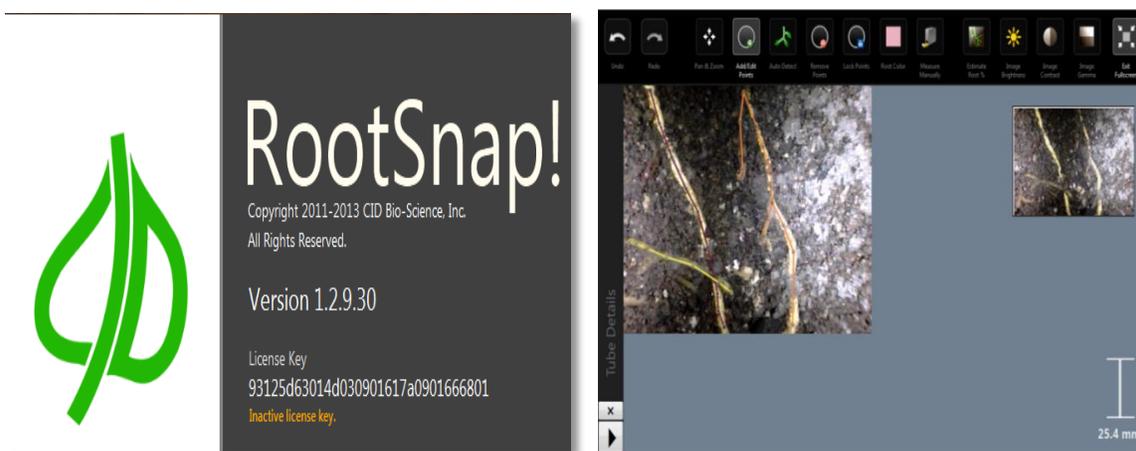
Después de 30 días, una vez estabilizados los tubos de mini-rizotrón, y obtenido el contacto idóneo entre tubo y suelo se comenzó la toma de imágenes con el mini-rizotrón. El sistema se basa en una cámara web circular conectado a una computadora portátil que posee el software necesario para su funcionamiento. El endoscopio se introduce dentro del tubo de PVC y realiza la toma de imágenes del interior del tubo (5 profundidades por tubo). Posteriormente, las imágenes obtenidas son almacenadas en formato JPG en un ordenador, para su posterior análisis en el software (Figura 9).



**Figura 9.** Toma de imágenes de raíces en cultivo de maíz.

#### 4.12. Procesamiento de datos

Las imágenes tomadas fueron procesadas software analizador de imágenes de raíces llamado RootSnap® (Figura 10), el cual arroja resultados de los parámetros de interés como número de raíces (conteo de objetos), diámetro de raíces (mm) y longitud promedio de raíces (cm), y densidad de raíces en longitud ( $\text{cm cm}^{-2}$ ). Los datos fueron exportados a Excel® (Microsoft office 2013), para su posterior análisis estadístico.



**Figura 10.** Procesamiento de datos con software RootSnap® para el análisis de raíces finas en el cultivo de maíz.

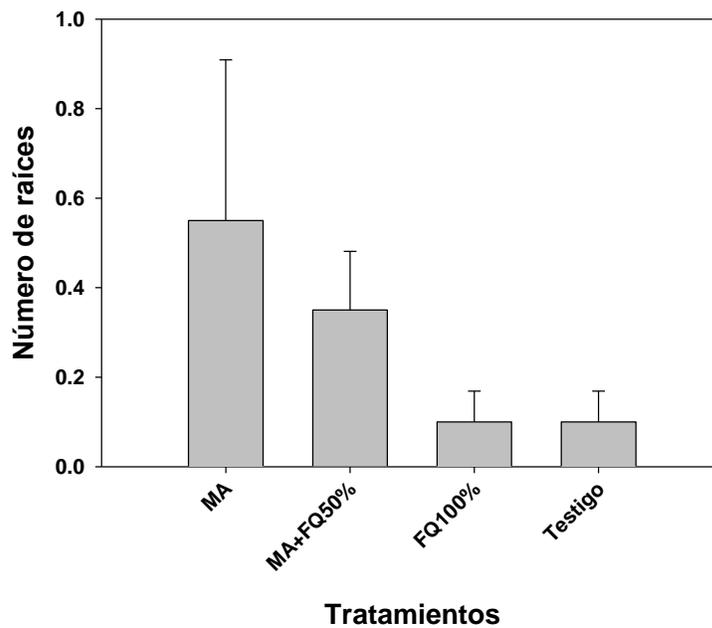
#### 4.13. Análisis estadístico

Los datos tomados en cada tratamiento fueron sometidos a análisis de varianza (ANOVA) de una vía para conocer el efecto de los tratamientos en el crecimiento y dinámica de raíces (i.e. longitud, diámetro y número de raíces). Adicionalmente, se realizó un ANOVA de dos vías para analizar el efecto de los tratamientos, la profundidad del suelo y la interacción de ambos factores sobre la densidad de raíces en longitud. Cuando se presentaron diferencias estadísticas significativas se procedió a efectuar una prueba de tukey al 5% de error tipo 1.

## V. RESULTADOS

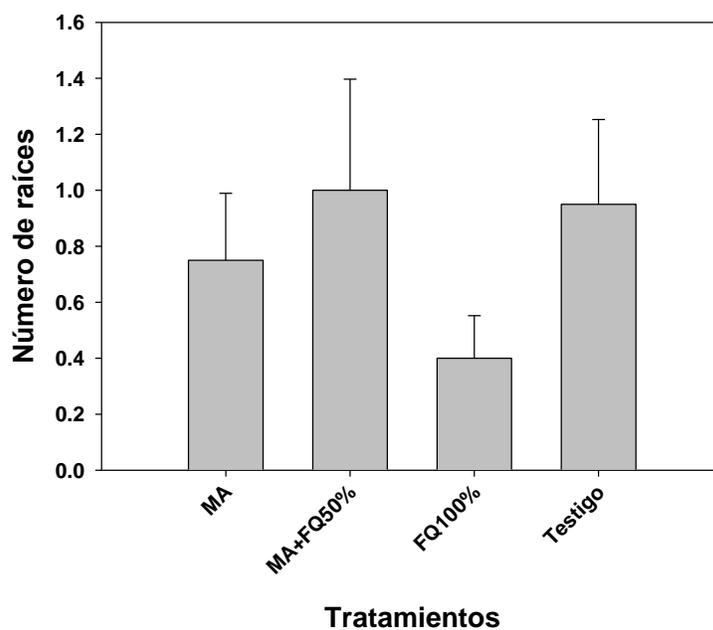
### 5.1 Número de raíces

En el primer muestreo (a 30 días), los tratamientos no tuvieron influencia significativa ( $p>0.05$ ) en el número de raíces, si embargo, los tratamientos (MA) y (MA50%) tienden a incrementar el número de raíces (Figura 11).



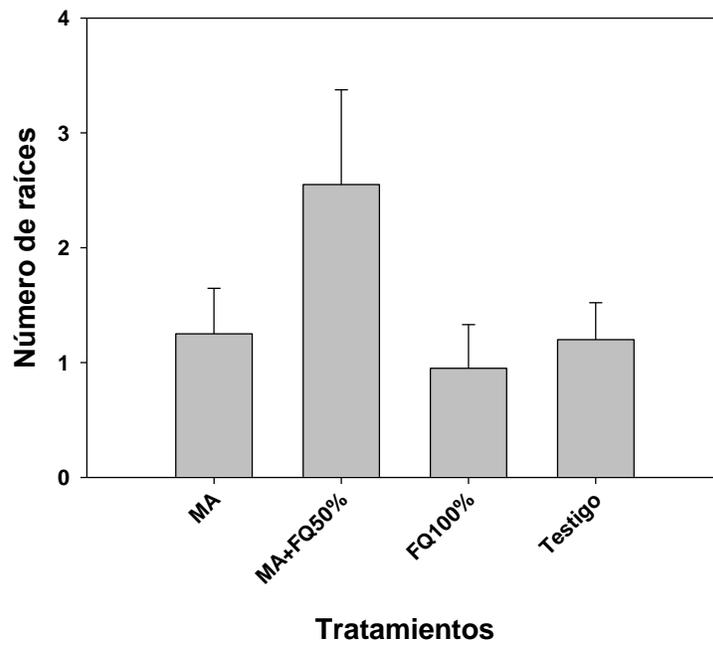
**Figura 11.** Número de raíces a los 30 días

En el segundo muestreo (a 45 días) los tratamientos no mostraron efecto significativo ( $p>0.05$ ) en el número de raíces, si embargo, el tratamiento (MA+FQ50%) tienen una tendencia a incrementar el numero de raíces, al igual que el testigo (Figura 12).



**Figura 12.** Número de raíces a los 45 días

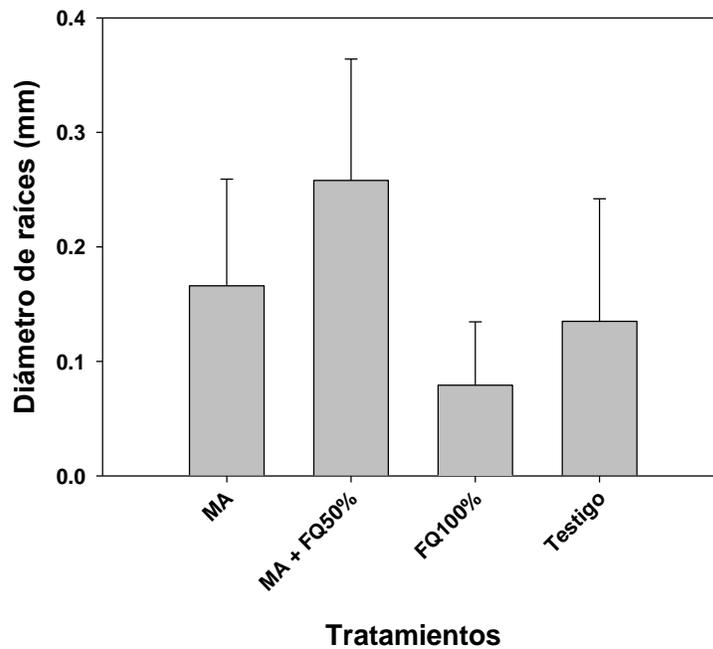
En el último muestreo (a 60 días de evaluación) los tratamientos no mostraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en el número de raíces, sin embargo, numéricamente el tratamiento de MA+FQ50% tienen una tendencia a mejorar la cantidad de raíces (Figura 13).



**Figura 13.** Número de raíces a los 60 días

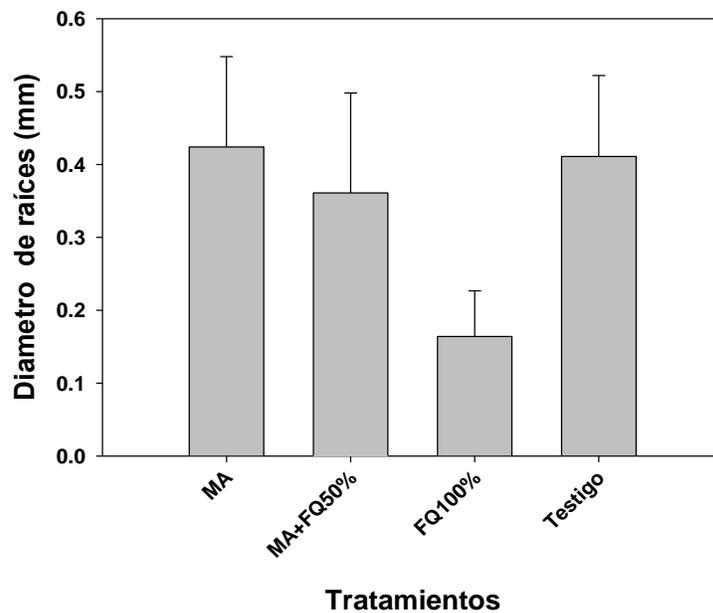
## 5.2 Diámetro de raíces (mm)

El muestreo (a 30 días), los tratamientos no mostraron influencia significativa ( $p > 0.05$ ) en el diámetro de raíces, sin embargo, el tratamiento con bio-fertilizantes tienen una tendencia a incrementar el diámetro de raíces (Figura 14).



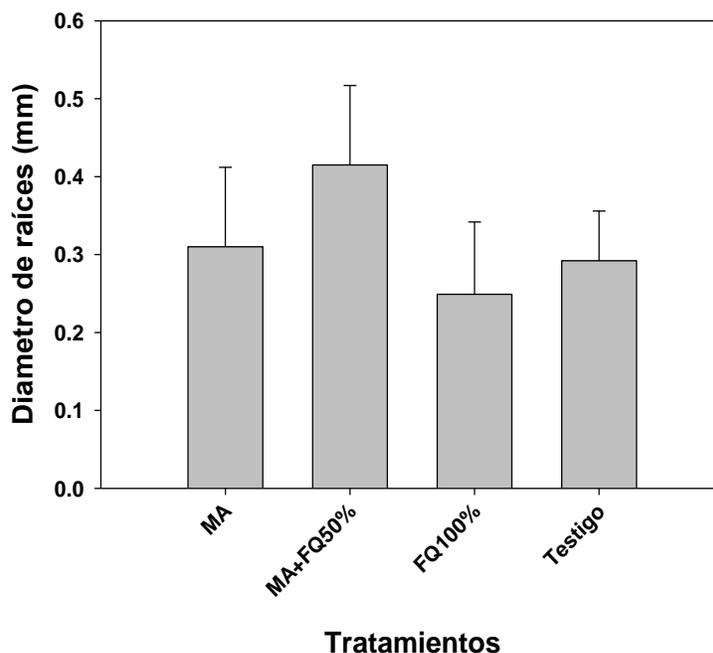
**Figura 14.** Diámetro de raíces a los 30 días

El muestreo (a 45 días), los tratamientos no presentaron diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) en el diámetro de raíces, sin embargo, el tratamiento (MA+FQ50%) tienen una tendencia a aumentar el diámetro de raíces (Figura 15).



**Figura 15.** Diámetro de raíces a los 45 días

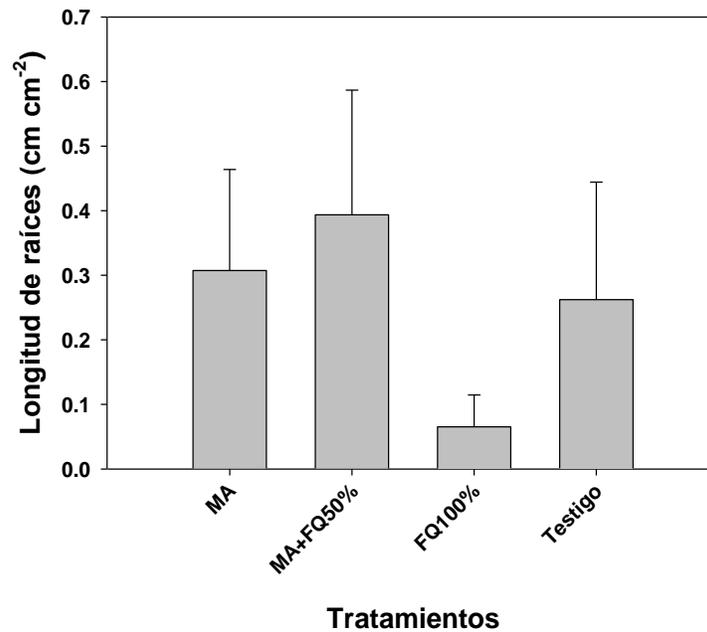
El muestreo (a 60 días), los tratamientos no tuvieron efecto significativo ( $p>0.05$ ) en el diámetro de raíces, aunque, el tratamiento (MA+FQ50%) tiene una tendencia a incrementar el diámetro de raíces (Figura 16).



**Figura 16.** Diámetro de raíces a los 60 días

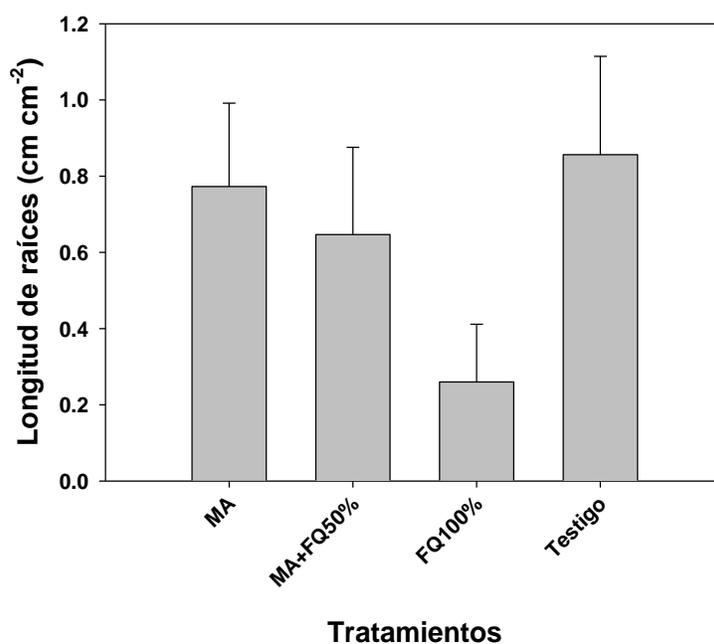
### 5.3 Longitud de raíces (cm cm<sup>-2</sup>)

En el primer muestreo (a 30 días), en los tratamientos no se encontró diferencia significativa ( $p>0.05$ ) en longitud de las raíces, no obstante, los tratamientos (MA), (MA+FQ50%) y (Testigo) presentaron una tendencia a aumentar la longitud de raíces a diferencia de (FQ100%) que no aumento (Figura 17).



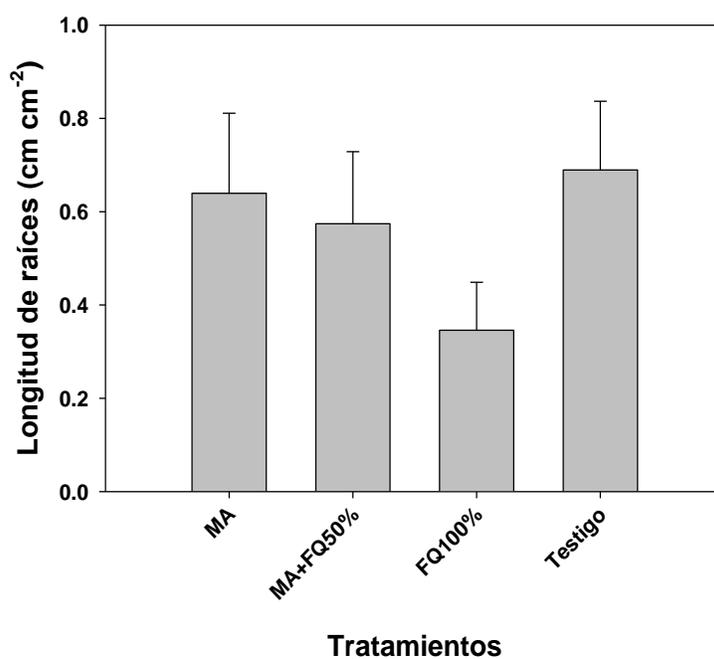
**Figura 17.** Longitud de raíces a los 30 días

En el segundo muestreo (a 45 días), los tratamientos no tuvieron diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) en la longitud de raíces, aunque, los tratamientos (MA), (MA+FQ50%) y (Testigo) tienden a incrementar la longitud de raíces, a diferencia (FQ100%) que no incrementa (Figura 18).



**Figura 18.** Longitud de raíces a los 45 días

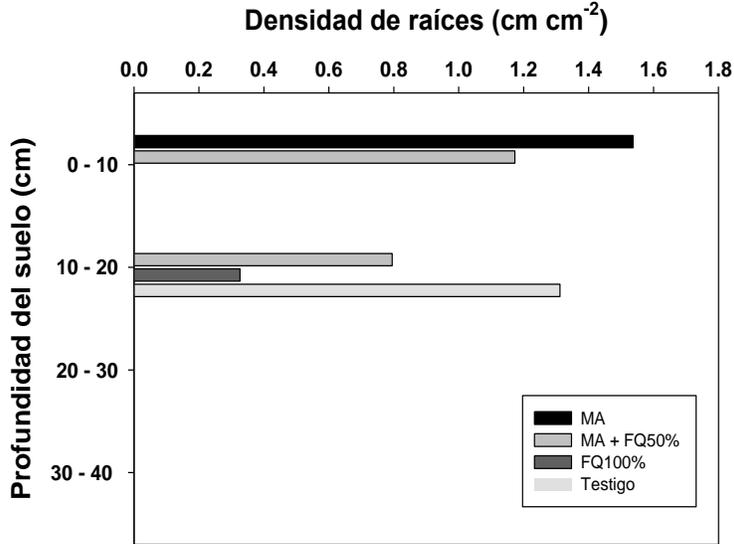
El último muestreo (a 60 días), los tratamientos no presentaron influencia significativa ( $p > 0.05$ ) en la longitud de raíces, si embargo, los tratamientos (MA), (MA+FQ50%) y (Testigo) tienen una tendencia a aumentar la longitud de raíces, a diferencia de (FQ100%) que no aumenta (Figura 19).



**Figura 19.** Longitud de raíces a los 60 días

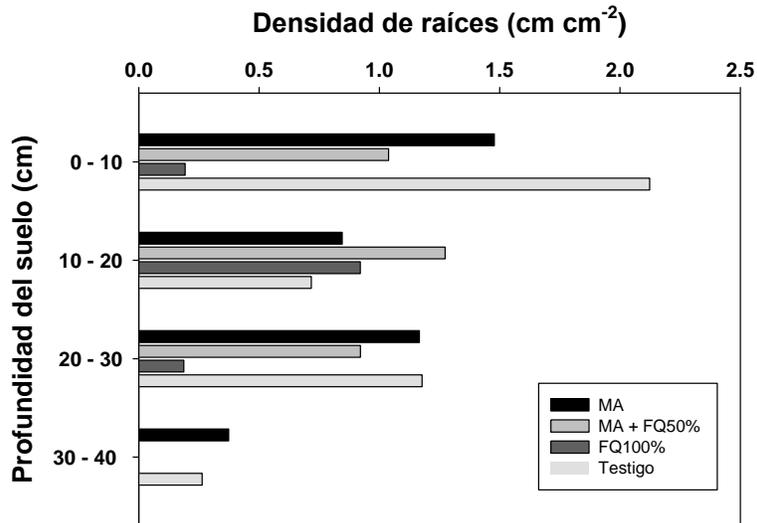
#### 5.4 Distribución de raíces (cm cm<sup>-2</sup>)

La primera medición (a 30 días), la interacción entre los tratamientos y la profundidad del suelo mostraron una influencia significativa ( $p < 0.05$ ), en la densidad de raíces en profundidades de 0-10 y 10-20 cm, ya que a tales días de haberlos sembrado presentan raíces a estas profundidades (Figura 20).



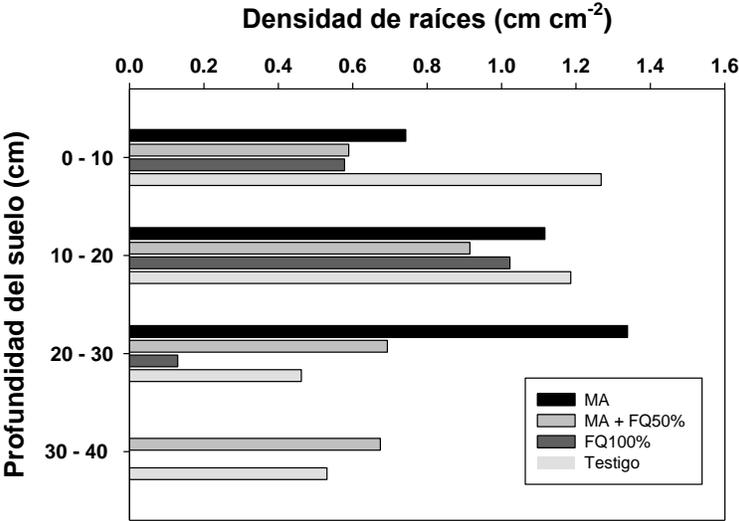
**Figura 20.** Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 30 días de evaluación

En la segunda medición (45 días), la interacción entre los tratamientos y la profundidad del suelo no tuvieron una influencia significativa ( $P > 0.05$ ), en la densidad de raíces, de acuerdo a los días antes mencionados presentan raíces en profundidades de 0-10, 10-20, 20-30 y 30-40 cm (Figura 21).



**Figura 21.** Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 45 días de evaluación

En la última medición (a 60 días), la interacción entre los tratamientos y la profundidad del suelo no presentaron influencia significativa ( $p < 0.05$ ), en densidad de raíces en profundidades de 0-10, 10-20, 20-30 y 30-40 cm (Figura 22).



**Figura 22.** Interacción entre los tratamientos y la profundidad de suelo sobre la densidad de raíces a los 60 días de evaluación

## **VI. CONCLUSIONES**

Los tratamientos de inoculación con microorganismos y fertilización química al 50% y 100% no mostraron efectos negativos sobre la dinámica y crecimiento de raíces en el cultivo de maíz en condiciones de campo.

Se observó que la densidad de raíces (cm de raíz por cm<sup>2</sup> de suelo) está influenciada por la profundidad del suelo.

El uso de microorganismos complementado con la fertilización química al 50% puede ser una estrategia económicamente viable y ecológicamente sustentable para el manejo del cultivo de maíz en los suelos de la región.

## **VII. APORTE AL PERFIL PROFESIONAL**

Para el estudio de raíces en maíz a diferentes profundidades del suelo era necesario la adquisición de un mini-rizotróf comercial pero tal equipo tiene un precio muy elevado por tal motivo el residente no pudo adquirirlo. Por este hecho se ingenio para construir un prototipo de mini-rizotróf a base de PVC ya que es un material muy económico y se puede conseguir en la región, se utilizo una cámara Web y un ordenador portátil. Con este prototipo se estudio las raíces y cumplió con las funciones del mini-rizotróf comercial, aunque los estudios con este prototipo son recientes a un no podemos compararlo con el mini-rizotróf comercial, pero con este trabajo realizando puedo decir que si es viable para seguir estudiando las raíces con el prototipo.

El presente trabajo de investigación nos ayudó a conocer la influencia de los bio-fertilizantes en la dinámica y crecimiento de las raíces en diferentes profundidades en el cultivo de maíz.

## VIII. REFERENCIAS

- AGUILERA, G., OLALDE P., RUBÍ A., CONTRERAS, A. 2007. Micorrizas arbusculares. *Ciencia Ergo Sum*. 14 (3). 300-306.
- AGUIRRE, M. 2006. Biofertilizantes microbianos: Experiencias agronómicas del Programa Nacional del INIFAP en México. Campo Experimental Rosario Izapa. Tuxtla Chico, Chiapas, México.
- ALARCÓN A., FERRERA-CERRATO R. 2000. Biofertilizantes: importancia y utilización en la agricultura. *Agricultura Técnica en México*. 26 (2). 191-203
- BAREA, J., AZCÓN, R., AZCÓN-AGUILAR C. 2005. Interactions between mycorrhizal fungi and bacteria to improve plant nutrient cycling and soil structure. In: *Microorganisms in soils: roles in genesis and functions*. F. Buscot, S. Varma (eds.): 195-212. Heidelberg, Alemania: Springer-Verlag.
- BASAGLIA M., CASELLA S., PERUCH U., POGGIOLINI S., VAMERALI T., MOSCA G., VANDERLEYDEN, J., DE TROCH P., NUTI MP. 2003. Field release of genetically marked *Azospirillum brasilense* in association with *Sorghum bicolor* L. *Plant and Soil*. 256 (2): 281-290
- BASHAN Y., SALAZAR B., MORENO M., BLANCA R. LÓPEZ B., LINDERMAN R. 2012. Restoration of eroded soil in the Sonoran Desert with native leguminous trees using plant growth-promoting microorganisms and limited amounts of compost and water. *Journal of Environmental Management*, 102 (2012). 26-36
- BENÍTEZ, V. 2006. Efecto del laboreo en el desarrollo del sistema radicular del trigo, habas, garbanzos y girasol en un vertisol de seco. Tesis de Doctorado. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos y Montes, Universidad de Córdoba.
- CI-690 RootSnap. <http://www.plant-image-analysis.org/software/rootsna>. Visto 12/10/2012.
- COLLADOS, C. 2006. Impacto de inoculantes basados en *Azospirillum* modificadogenéticamente sobre la diversidad y actividad de los hongos de

- la micorriza arbuscular en rizosfera de trigo y maíz. . Tesis doctoral, Universidad de Granada.
- GUERRA L. 2011. Afinidad por colonización de dos hongos micorrícicos en plantas de maíz. Tesis de Maestría. IPN. Mexico. D.F.
- GONZÁLEZ, G. 2005. Estudios de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados en el hongo formador de micorrizas arbusculares *Glomus intraradices*. Tesis doctoral, Universidad de Granada.
- HERNÁNDEZ, A. 2001. Efecto del hongo micorriza (*Glomus intraradices* Schenk & Smith) En el crecimiento del portainjerto mexícolá (*Persea americana* Mili) cultivado bajo cinco tratamientos de fertilización. QUILLOTA CHILE.
- HERNÁNDEZ, A.; CASANOVA, V.; JIMÉNEZ, F. 2008. Caracterización de los suelos del jardín botánico del ITZM. Instituto Tecnológico de la Zona Maya, Juan Sarabia, Quintana Roo. México.
- INEGI. 2014. <http://gaia.anegi.org.mx>
- INIFAP. 2009. Los Biofertilizantes microbianos: alternativa para la agricultura en México. Folleto Técnico Núm. 5 Tuxtla Chico, Chiapas, Mexico Marzo 2009.
- INIFAP. 2006. Producción de maíz elotero con un enfoque de agricultura de conservación en la zona media de San Luis Potosí. Folleto para Productores Núm. 42 San Luis Potosí, S.L.P., México.
- JEFFRIES, P., GIANINAZZI, S., PEROTTO, S., TURNAU, K. AND BAREA, J.M. (2003). The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biology and Fertility of Soil* 37: 1–16.
- JOHNSON, M., TINGEY, D., PHILLIPS, D., STORM, M. 2001. Patterns of ponderosa pine fine root growth as affected by elevated CO<sub>2</sub>: initial results. *Plant Physiol.* 14, 81-88.
- JOHNSON, M., TINGEY, D., PHILLIPS, D., STORM, M. 2001. Advancing fine root research with minirhizotrons. *Environ. Ex. Bot.* 45, 263-289.
- MERRILL, S., TANAKA, D., HANSON, J. 2002. Root length growth of eight crop species in Haplustoll soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 66, 913-923.

- MORALES, R. 1997. Apuntes metodológicos para el estudio de raíces en plantaciones forestales y bosques naturales. Turrialba, Costa Rica.
- MUÑOZ-ROMERO, V., LÓPEZ-BELLIDO, R., LÓPEZ B. 2010 .Influencia del método de laboreo en el desarrollo radicular del trigo. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos y Montes. Universidad de Córdoba. 68-73
- PLAN DE DESARROLLO MUNICIPAL.OTHÓN P. BLANCO .2013 – 2016. <http://www.opb.gob.mx/inicio/wp-content/uploads/2014/05/PDM-OPB-2013-2016-V.-FSF.pdf> Visto 10/12/2014
- TORRES-GUERRERO, C., ETCHEVERS B, J., FUENTES-PONCE, M. GOVAERTS, B., DE LEÓN-GONZÁLEZ, F., HERRERA, J. 2013. Influencia de las raíces sobre la agregación del suelo. Terra Latinoamericana. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A.C. Chapingo, México 31 (1). 71-84
- RIVERA, B. 2008. Optimización de un medio de cultivo para la producción de un inoculante con base en *Azospirillum brasilense* C16. Universidad francisco de paula santander facultad de ciencias agrarias y del ambiente plan de estudios de ingeniería de producción biotecnológica San José de Cucuta.
- ROJAS M., FERNÁNDEZ S. 2011. Efecto del *Azospirillum brasilense* y Micorriza INIFAP en el rendimiento de maíz en el estado de Tlaxcala. CENTRO DE INVESTIGACION REGIONAL CENTRO INIFAP TLAXCALA. Desplegable para Productores No. 12
- SIAP. 2014 <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>
- URIBE G., DZIB R. 2006. Micorrizaarbuscular (*Glomus intraradices*), *Azospirillum brasilense* y Brassinoesteroide en la producción de maíz en suelo luvisol. Agricultura técnica en México. 32 (1).67-76

## IX. ANEXOS



**Foto 1.** Preparación del terreno.



**Foto 2.** Siembra de maíz.



**Foto 3.** Fertilización química.



**Foto 5.** Control plagas con insecticida.



**Foto 6.** Imagen de raíces a los 30 días de haberlos sembrado.



**Foto 7.** Imagen de raíces a los 45 días de haber sembrado.



**Foto 8.** Imagen de raíces a los 60 días de haber sembrado.