

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL  
DE HUAMANGA**

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**



**Efecto de concentraciones, de esporas de *Glomus*  
*sp.* en *Zea mays* "maíz"; en condiciones de  
invernadero. Ayacucho – 2014.**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
BIÓLOGA**

**Con mención en la especialidad de Ecología y Recursos  
Naturales.**

**Presentado por la:  
Bach. GÓMEZ ORÉ, Liz Cintia**

**Ayacucho-Perú**

**2015**

Tesis  
B718  
Gom  
Ej.2

Acta de sustentación de tesis  
R.D.N. 099-2015-UNSCH-FCB-D

Bach: Gómez Oré, Liz Cintia.

En la ciudad de Ayacucho, siendo el día quince de mayo del dos mil quince, en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, siendo las cuatro de la tarde con quince minutos, reunidos los miembros del jurado evaluador integrado por Dr. Víctor Humberto Alegría Valeriano como miembro, Blga. Laura Aucasime Medina miembro, Blga Ruth Elsa Huamán De La Cruz miembro, Mg. Roberta Esquivel Quispe aserora y Dr. Homero Ango Aguilar Decano y presidente del jurado, cumpliendo como secretario docente el Blgo Elbert Hermoza Valdivia, con la finalidad de recepcionar la exposición del tema "Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* en *Zea Mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014" presentado por la bachiller en Ciencias Biológicas Gómez Oré, Liz Cintia, con la que pretende obter el Título profesional de Bióloga con mención en la especialidad de Ecología y Recursos Naturales.

Una vez que fue constatada la documentación presentada por la sustentante y estando esta conforme, el Sr. Decano (e) presidente del jurado evaluador da la autorización a la Srta Liz Cintia Gómez Oré, para que pueda iniciar con su exposición, teniendo un tiempo no mayor a cuarenta y cinco minutos. Por lo que la sustentante da inicio con su exposición iniciando con el agradecimiento a la universidad, sus familiares, amigos y docentes de la Facultad, así como a su asesora; la exposición la hace en forma clara y segura. Concluida su exposición el Sr. Decano invita a los miembros del jurado con la finalidad de que efectúen sus preguntas o soliciten las aclaraciones que crean necesarias; a esta invitación los profesores miembros del jurado realizan sus preguntas a las que la sustentante responde claramente y con seguridad.

Terminada la ronda de preguntas, el presidente del jurado evaluador invita a la sustentante y público asistente puedan desocupar el Auditorio con la finalidad de calificar y realizar las deliberaciones a cerca de la sustentación; como consecuencia de ello se tiene el resultado siguiente:

Miembro jurado	Exposición	Rpta de preguntas	Promedio
Dr. Homero Ango Aguilar (Presidente)	18	18	18
Blga. Laura Aucasime Medina (Miembro)	17	17	17
Blga. Ruth Elsa Huamán De La Cruz (Miembro)	18	17	18

Acta de sustentación de tesis  
 R.D.N. 099-2012-UNSH-CB-D  
 Bach: Gómez Oré, Liz Cintia.

En la ciudad de Ayacucho, siendo el día quince de mayo del dos mil quince. en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, siendo las cuatro de la tarde con quince minutos, reunidos los miembros del jurado evaluador integrado por Dr. Víctor Humberto Aldeita Valeriano como miembro, Bgla. Laura Aucassime Medina miembro, Bgla Ruth Elisa Huamán De La Cruz miembro, Mg. Roberta Esquivel Quipe asesora y Dr. Homero Ando Aguilar Decano y presidente del jurado, cumpliendo como secretario docente el Bgla Elbert Herrozo Valdivia, con la finalidad de recepcionar la exposición del tema "Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* en *Zea Mays*" maíz, en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014" presentada por la bachiller en Ciencias Biológicas Gómez Oré, Liz Cintia, con la que pretende optar el título profesional de Bióloga con mención en la especialidad de Ecología y Recursos Naturales

Una vez que fue constatada la documentación presentada por la sustentante y estando esta conforme, el Sr. Decano (e) presidente del jurado evaluador da la autorización a la Srta Liz Cintia Gómez Oré, para que pueda iniciar con su exposición, teniendo un tiempo no mayor a cuarenta y cinco minutos. Por lo que la sustentante da inicio con su exposición iniciando con el agradecimiento a la universidad, sus familiares, amigos y docentes de la Facultad, así como a su asesora; la exposición la hace en forma clara y segura. Concluida su exposición el Sr. Decano invita a los miembros del jurado con la finalidad de que efectúen sus preguntas o soliciten las aclaraciones que sean necesarias; a esta invitación los profesores miembros del jurado realizan sus preguntas a las que la sustentante responde claramente y con seguridad.

Terminada la ronda de preguntas, el presidente del jurado evaluador invita a la sustentante y público asistente puedan discutir el Auditorio con la finalidad de calificar y realizar las deliberaciones a cerca de la sustentación; como consecuencia de ello se tiene el resultado siguiente:

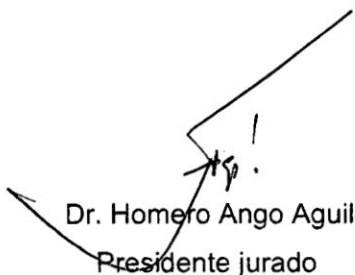
Miembro jurado	Exposición	Ppta de preguntas	Promedio
Dr. Homero Ando Aguilar (Presidente)	18	18	18
Bgla Laura Aucassime Medina (Miembro)	17	17	17
Bgla. Ruth Elisa Huamán De La Cruz (Miembro)	18	17	18

Msc. Roberta Esquivel Quispe (Asesora)	18	17	18
Dr. Víctor Humberto Alegría Valeriano (Miembro)	17	17	17

Promedio: 18

El promedio obtenido por la sustentante fue Dieciocho (18) la que resulta ser Aprobatoria, debido a ello se invita a la sustentante y público asistente para que puedan hacer su ingreso al Auditorio, con la finalidad de dar a conocer el resultado en forma pública, y del mismo modo hacer la entrega de la medalla de la Universidad como reconocimiento a la nueva profesional, por ello se solicita la juramentación respectiva de acuerdo a lo establecido por la Facultad.

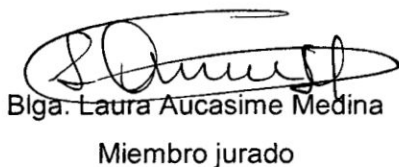
El acto de sustentación culmina siendo las seis y veinte p.m. de la tarde, y dando fe de ello, los miembros del jurado estampan su firma al pie del presente acta.



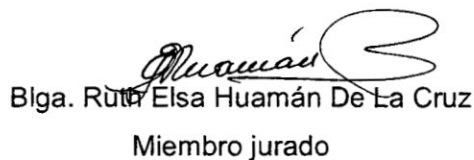
Dr. Homero Ango Aguilar  
Presidente jurado



Dr. Víctor Humberto Alegría Valeriano  
Miembro jurado



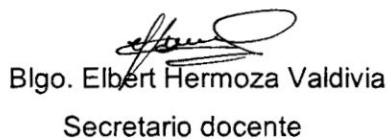
Blga. Laura Aucasime Medina  
Miembro jurado



Blga. Ruth Elsa Huamán De La Cruz  
Miembro jurado



Msc. Roberta Esquivel Quispe  
Asesor



Blgo. Elbert Hermoza Valdivia  
Secretario docente

*A mis queridos padres Máximo,  
Josefina y hermanas con quienes  
compartimos muchas vivencias y  
alegrías.*

## AGRADECIMIENTOS

A la Tricentennial Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, cuna del saber.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, Escuela de Formación Profesional de *Biología* y a toda la plana de docentes por sus valiosas enseñanzas y sabios conocimientos que imparten siempre contribuyendo con el desarrollo del pueblo.

Al proyecto FOCAM "Recuperación, conservación y aplicación de hongos micorrízicos y entomopatógenos nativos en Vinchos y Chiara. Ayacucho-2012", por permitirme participar como asistente de investigación y uso de los materiales y equipos que se utilizaron en el presente trabajo.

A la M.Cs. Blga. Roberta Esquivel Quispe, Profesora Auxiliar a T.C., adscrito al Departamento Académico de Agronomía y Zootecnia de la Facultad de Ciencias Agrarias, asesora del presente trabajo de investigación por sus consejos y acertadas aportes teórico-prácticos que permitieron el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A mis amigos Havet, Silvia y Juan, por su valiosa colaboración, y aporte en el desarrollo del presente trabajo de investigación.

## INDICE GENERAL

	Página
RESUMEN	xvii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1 ANTECEDENTES	3
2.2 ENDOMICORRIZAS	4
2.2.1 MICORRIZAS ARBUSCULARES	6
2.2.2 CICLO DE VIDA DE MICORRIZAS ARBUSCULARES	6
2.2.3 TAXONOMÍA	7
2.2.4 CARACTERÍSTICAS DE LA MORFOLOGÍA DE LOS HONGOS FORMADORES DE MICORRIZAS ARBUSCULARES	8
2.2.5 ETAPAS EN EL ESTABLECIMIENTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES	10
2.2.6 EFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES SOBRE LA NUTRICIÓN MINERAL DE LAS PLANTAS	11
2.2.7 FACTORES QUE AFECTAN LA FORMACIÓN Y FUNCIONAMIENTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES	12
2.3 PLANTA HOSPEDERA Y PRODUCCIÓN DE HONGOS MICORRÍDICOS ARBUSCULARES	14
2.3.1 MAÍZ	14
III. MATERIALES Y MÉTODOS	17
3.1 UBICACIÓN DE LA ZONA DE TRABAJO	17
3.2 MUESTREO, COLECCIÓN DE MUESTRAS DE SUELO Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS PARA INÓCULO	17
3.2.1 MUESTREO Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS	17
3.3 PREPARACIÓN DEL SUSTRATO (suelo)	18
3.3.1 Composición del sustrato	19
3.4 ESTERILIZACIÓN Y DESINFECCIÓN DE MATERIALES DE TRABAJO	19
3.4.1 Esterilización del sustrato	19
3.4.2 Esterilización de materiales	19
3.4.3 Desinfección de esporas	20
3.4.4 Desinfección de semillas	20

3.5	SIEMBRA DE PLANTA HOSPEDERA E INOCULACIÓN DE ESPORAS DE <i>Glomus</i>	20
3.5.1	Siembra de semillas en macetas	20
3.5.2	Inoculación de esporas de <i>Glomus sp. sp.</i>	21
3.6	DESARROLLO DE LAS PLANTAS INOCULADAS	21
3.7	EVALUACIÓN DE LA PLANTA <i>Zea mays</i> "maíz"	21
3.7.1	EVIDENCIA DE LA COLONIZACIÓN	21
3.8	DISEÑO EXPERIMENTAL	24
3.9	ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE DATOS	25
IV.	RESULTADOS	27
4.1	Número de esporas en 10 g de sustrato	28
4.2	Porcentaje de colonización	30
4.3	Evaluación de la parte aérea	32
V.	DISCUSIÓN	37
VI.	CONCLUSIONES	41
VII.	RECOMENDACIONES	43
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	45
	ANEXOS	49

## INDICE DE TABLAS

	Página
<b>Tabla 1:</b> Análisis de fertilidad de sustrato	19
<b>Tabla 2:</b> Codificación de los tratamientos	20
<b>Tabla 3:</b> Orden experimental de los tratamientos	25
<b>Tabla 4:</b> Análisis de varianza para el número de esporas, en <i>Zea mays</i> "maíz" inoculado con cuatro concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> y el testigo. Ayacucho 2014.	28
<b>Tabla 5:</b> Análisis de varianza para el porcentaje de colonización, en <i>Zea mays</i> "maíz" inoculado con cuatro concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> y el testigo. Ayacucho 2014.	30
<b>Tabla 6:</b> Análisis de varianza de las características generales de <i>Zea mays</i> "maíz" inoculadas con cuatro concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> y el testigo. Ayacucho 2014.	32
<b>Tabla 7:</b> Evaluación de las características generales de <i>Zea mays</i> "maíz" inoculadas con concentraciones de <i>Glomus sp.</i> y el testigo.	50
<b>Tabla 8:</b> Número de esporas en 10 g y Porcentaje de colonización de suelo de <i>Zea mays</i> "maíz" inoculadas con cuatro concentraciones diferentes de <i>Glomus sp.</i> frente al testigo.	51
<b>Tabla 9:</b> Comparación múltiple Duncan ( $p= 0,05$ ), para las características generales de la planta <i>Zea mays</i> "maíz" inoculados con cuatro concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> frente al testigo.	52
<b>Tabla 10:</b> Comparación múltiple Duncan ( $p= 0,05$ ), para el numero de esporas y porcentaje de infección de la planta <i>Zea mays</i> "maíz" con inoculación de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> y planta testigo.	53

## INDICE DE FIGURAS

	Página
<b>Figura 1:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre el número de esporas en <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	29
<b>Figura 2:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre el porcentaje de colonización en <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	31
<b>Figura 3:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre la longitud de la parte aérea de <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	33
<b>Figura 4:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre el peso fresco de la parte aérea de <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	34
<b>Figura 5:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre el peso seco de la parte aérea de <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	35
<b>Figura 6:</b> Efecto de concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> sobre el número de raíces principales de <i>Zea mays</i> "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.	36

## INDICE DE ANEXOS

	Página
<b>Imagen 1:</b> Flujograma de la metodología de extracción de esporas.	54
<b>Imagen 2:</b> Recolección de muestras de suelo del distrito de Vinchos para la recuperación de esporas de <i>Glomus sp.</i>	55
<b>Imagen 3:</b> Esterilización de sustrato.	56
<b>Imagen 4:</b> Llenando macetas con sustrato esterilizado.	57
<b>Imagen 5:</b> Siembra de las semillas de maíz.	58
<b>Imagen 6:</b> Inoculación de esporas de <i>Glomus sp.</i>	59
<b>Imagen 7:</b> Macetas en el invernadero y protegidas con papel aluminio.	60
<b>Imagen 8:</b> Macetas con plantas de maíz.	61
<b>Imagen 9:</b> Macetas listas para la evaluación	62
<b>Imagen 10:</b> Comparación de los tratamientos inoculados con diferentes concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> frente al testigo.	63
<b>Imagen 11:</b> Pesando la parte aérea de la planta de maíz.	64
<b>Imagen 12:</b> Obtención de raíces del sustrato.	65
<b>Imagen 13:</b> Comparación de la raíces de los tratamientos inoculados con diferentes concentraciones de esporas de <i>Glomus sp.</i> frente al testigo.	66
<b>Imagen 14:</b> Comparación de la longitud de raíces de los diferentes tratamientos frente al testigo.	67
<b>Imagen 15:</b> Conteo de esporas.	68
<b>Imagen 16:</b> Tinción de raíces para la determinación del porcentaje de colonización.	68
<b>Imagen 17:</b> Montaje de raíces en cubre objeto para conteo de intersecciones con presencia de endomicorrizas.	69
<b>Imagen 18:</b> Vesículas y arbuscúlos de hongos endomicorrícico en raíz de <i>Zea mays</i> (400X).	69
<b>Imagen 19:</b> Hifas de hongo endomicorrícico en raíz de <i>Zea mays</i> (400X).	70
<b>Imagen 20:</b> Espora de <i>Glomus sp.</i> , de forma ovoide con presencia de resto de hifa.	70

## RESUMEN

Debido a la importancia del efecto benéfico que tienen los hongos formadores de micorrizas arbusculares sobre el crecimiento de las plantas; así como la escasa información sobre la concentración de inóculos de hongos micorrícicos para el desarrollo adecuado de las plantas; se realizó el presente trabajo de investigación; con el objetivo de evaluar la concentración de esporas de *Glomus sp.* en el porcentaje de colonización, propagación de esporas y desarrollo de *Zea mays* "maíz". Se probó 5 tratamientos 25, 50, 75 y 100 esporas de *Glomus sp.* por maceta y un tratamiento sin inocular (Testigo). El experimento se realizó en condiciones de invernadero, del laboratorio de Agrobiología de la Escuela de Formación Profesional de Agronomía. Se aplicó los tratamientos en macetas de 1kg de capacidad, que contenían suelo estéril, la inoculación se realizó, previa desinfección de las esporas y semillas al momento de la siembra en un ambiente de laboratorio debidamente desinfectado. Posteriormente, se llevó las macetas al invernadero donde se ha conducido por 100 días. Al cabo de dicho periodo, se evaluó los diferentes parámetros, siendo los más principales el porcentaje de colonización de raíces, número de esporas, longitud de la parte aérea (cm), peso fresco y seco de la parte aérea (g) y número de raíces principales. Se obtuvo una diferencia estadística altamente significativa respecto al porcentaje de colonización y número de esporas en los tratamientos inoculados con 100 esporas (82.5% y 5207 esporas) y 75 esporas (80% y 3623 esporas), respectivamente, de la misma manera se observó en los tratamientos inoculados con 50 esporas (3277 esporas) y 25 esporas (3163 esporas). Respecto a las evaluaciones de las características generales de la planta, se logró un mayor número de raíces principales con los tratamientos inoculados con 100 y 75 esporas de *Glomus sp.*, a excepción de los tratamientos inoculados con 50 y 25 esporas de *Glomus sp.*, el cual tuvo similar desarrollo al testigo.

**Palabras clave:** *Glomus sp.*, concentración, colonización.

## I. INTRODUCCIÓN

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) es un grupo importante de microorganismos del suelo que contribuyen sustancialmente al establecimiento, productividad de las plantas, tanto artificiales como naturales. Las micorrizas arbusculares son abundantes bajo cualquier rango de fertilidad del suelo, aunque el grado de colonización micorrícica aumenta cuando la fertilidad declina.<sup>1</sup>

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) son constituyentes esenciales de la microbiota natural del suelo y probablemente colonicen más tejidos vegetales que cualquier otro tipo de organismo. Su abundancia y la influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospederas es de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales<sup>2</sup>. Permite un mayor aprovechamiento del agua y nutrientes del suelo, al explorar zonas que la raíz no alcanza, aporta mayor resistencia a la sequía y la salinidad del suelo; atenúa el ataque de patógenos a la raíz al competir por espacio, además de generar un estado fisiológico óptimo que garantiza una mejor defensa<sup>3</sup>. Los beneficios económicos de los HMA se derivan de un mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios.<sup>4</sup>

Se estudió el efecto de la inoculación con concentraciones de *Glomus sp.*, con raíces colonizadas en 70% y 250 esporas por 100 g de inóculo; en el crecimiento de cítricos (*Pincirus trifolia* y *Citrus Sinensis*) micropropagados. La inoculación con raíces colonizadas en 70% y 250 esporas, afectó positiva y significativamente todas las variables de crecimiento en ambos tratamientos.<sup>5</sup>

Teniendo en cuenta estos antecedentes se realizó el presente trabajo de investigación, porque actualmente no se conoce la concentración óptima de

*Glomus sp.* en la planta de *Zea mays* "maíz" para su mayor desarrollo, para ello se utilizó el método de extracción, aislamiento e inoculación con *Glomus sp.*; técnica descrita por Gerdeman, 1955, citado por Seiverding, 1984.<sup>6</sup> con fines de determinar la concentración apropiada de *Glomus sp.* para el buen desarrollo de *Zea mays* "maíz", con los siguientes objetivos:

#### **Objetivo general**

- Evaluar la concentración de esporas de *Glomus sp.* en el porcentaje de colonización, propagación de esporas y desarrollo de *Zea mays* "maíz".

#### **Objetivo específico**

- Determinar la concentración óptima de inóculo que permita mayor porcentaje de colonización y propagación de esporas de *Glomus sp.*
- Evaluar la concentración de inóculo que permita mayor desarrollo de *Zea mays* "maíz".

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 ANTECEDENTES

Trabajo de investigación donde se evaluó la multiplicación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares (MA) nativos obtenidos de cultivo de cacao (*Theobroma cacao*) en plantas trampas de maíz (*Zea mays*) fertilizadas y no fertilizada. Obteniéndose los resultados. El mayor rendimiento en la tasa de crecimiento y porcentaje de materia seca fue alcanzado por el tratamiento de las plantas inoculadas no fertilizadas. El género micorrícico predominante con mayor abundancia relativa dentro de la población de esporas aisladas en los tratamientos fue *Glomus* sp.<sup>7</sup>

Las plantas hospederas son denominadas también plantas trampa, por otros autores como López<sup>8</sup>, quien utilizó una mezcla de suelo y arena de río en proporción 1:1 esterilizado por medio de vapor fluyente por una hora durante tres días consecutivos, la arena estéril se colocó en una maceta desinfectada con formaldehído y alcohol. El inóculo endomicorrícico se colocó en una capa homogénea de tres centímetros aproximadamente. Las macetas se llenaron hasta su capacidad total y luego se procedió a la siembra, con semillas desinfectadas, se mantuvo bajo un micro invernadero por tres meses, se utilizó sorgo como planta trampa ya que para la propagación de esporas de HMA (hongos micorrícico arbusculares) se recomienda plantas de crecimiento rápido es decir con ciclo vegetativo corto.<sup>8</sup>

Investigación donde se determinó la diversidad de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) en rizófora del pasto Colosuana "*Bothriochloa pertusa* (L)." en fincas ganaderas del municipio de Corozal, departamento de Sucre. Se realizó aislamiento de esporas del suelo, determinación del porcentaje de colonización en raíces, separación e identificación de morfotipos de HMA. De los 31 morfotipos de HMA fueron aislados, un 96.9% correspondieron a

morfotipos con características similares a especie dentro del género *Glomus* y 3.1% a *Gigaspora*.<sup>9</sup>

Hernández, 2011<sup>10</sup>; en México, en su investigación propagación y micorrización de plantas nativas con potencial para restauración de suelos. Los resultados obtenidos al propagar e inocular con hongos micorrícicos arbusculares a *Amelancheir denticulata* (tlaxistle) y *Eysenhardtia polystachya* (palo dulce), plantas nativas de América que forman micorriza arbuscular y crecen en México sobre suelos someros y con escasez de nutrientes. La propagación se hizo a partir de semillas, en vermiculita y turba mezcla (2:1). La mitad de las plantas de cada especie se inoculó con una mezcla de tres cepas de hongos: 20 esporas *Glomus claroideum*, 20 *Acaulospora laevis* y 20 *A. morrowiae*. El tlaxistle y el palo dulce alcanzaron valores por arriba del 40% de germinación y del 80% de supervivencia al trasplante. Aunque, los porcentajes de colonización micorrízica fueron bajos en los dos casos, menores al 10% para palo dulce y al 20% para tlaxistle, los individuos micorrizados mostraron las mejores respuestas en diámetro, altura, biomasa aérea y contenido de fósforo.<sup>10</sup>

Ramírez, 1988<sup>11</sup>; en Perú, en su trabajo de investigación determinó la multiplicación de hongos endomicorrícicos por esporas, donde utilizó plantas hospederas, para tal fin se instala tubos plásticos de 140cc, con un contenido de suelo estéril. Para luego colocar en cada tubo semillas estériles de sorgo pre germinada, con esta técnica se logró propagar las esporas consiguiendo finalmente un cepario.<sup>11</sup>

Esquivel, 2010<sup>12</sup>; en Ayacucho, en su trabajo de investigación demostró que las endomicorrizas y el biol ayudan notablemente en la germinación y producción orgánica de *Spinacia oleracea* L. "espinaca" en laboratorio y campo.<sup>12</sup>

## **2.2 ENDOMICORRIZAS**

Es la asociación simbiótica interna en la cual las hifas de los hongos invaden las partes jóvenes de las raíces y colonizan los espacios intercelulares e intracelulares del parénquima subepidérmico de la célula<sup>13</sup>; se caracterizan porque el hongo penetra inter e intracelularmente, ausencia de manto y acentuadas modificaciones anatómicas en las raíces no visibles a simple vista.<sup>14</sup> Las endomicorrizas son poco específicas, lo que quiere decir que una especie de endomicorriza puede infectar a un gran número de especies vegetales. Son mucho menos sensibles a las agresiones externas que las ectomicorrizas, sus

esporas germinan con facilidad alejadas de raíces vivas y pueden crecer considerablemente sin contacto con ninguna raíz, lo que les permite localizar a estas y pueden sobrevivir durante dilatados períodos de tiempo (meses) sobre trozos de raíz. Como su nombre indica viven en el interior de la raíz, en los espacios intercelulares y emiten hifas al interior de las células que se subdividen formando estructuras en forma de árbol (arbúsculo) dan origen al grupo de hongos micorrícicos más abundante que se conoce.<sup>6</sup>

Las endomicorrizas son las más frecuentes en la naturaleza y dentro de ellas se distinguen:

**a. Orquideomicorrizas:** Formada por basidiomicetos y plantas de la familia orquidaceae. En esta asociación, la planta, que presenta una fase heterótrofa en su ciclo de vida, recibe compuestos carbonados a partir del hongo. Este penetra en las células de la raíz, invagina la membrana y forma ovillos dentro de la célula, así como agregados de hifas poco estructurados, conocidos como "pelotones", que al degenerar liberan los nutrientes que contienen. Sus principales géneros son: *Armillariella*, *Gymnopilus*, *Marasmius*, *Fomes*, *Xerotus*, *Corticium*, *Ceratobasidium*, *Sebacina*, *Tulasnella*.<sup>15</sup>

**b. Ericomicorrizas:** Formada por ascomicetos y/o basidiomicetos y plantas de la familia de las Ericáceas. El componente fúngico de esta simbiosis presenta una gran versatilidad en el uso de distintas fuentes de C, N y P, orgánicos o no, lo que contribuye significativamente a la capacidad de las plantas que forman este tipo de micorrizas para crecer en suelos con un alto contenido orgánico. Su principal género es: *Pezizella*.<sup>15</sup>

**c. Micorrizas Arbusculares:** Las forman entre el 85 y el 90% de todas las plantas terrestres. El hongo es capaz de penetrar las células del córtex de la raíz, en las que se ramifican dicotómicamente de forma repetida para dar lugar a los arbúsculos, estructuras típicas de la colonización de estos hongos. También conocidas como vesículo - arbusculares, en base a sus estructuras globosas, las vesículas, que contienen sustancias de reserva y que forman algunas especies de hongos micorrícicos en el interior de la raíz.<sup>15</sup>

Los hongos micorrícicos arbusculares son todos miembros de la división *Glomeromycota* del orden de los Glomales; la clasificación actual contiene 2 subórdenes que son Glomineae y Gigasporineae; dentro de los Glomineae se encuentran las familias Glomaceae (*Glomus*), Acaulosporaceae (*Acaulospora* y *Entrophospora*), Archaeosporaceae (*Archaeospora*) y Paraglomaceae

(*Paraglomus*) y dentro del suborden Gigasporineae se encuentra la familia Gigasporineae (*Gigaspora* y *Scutellospora*).<sup>9</sup>

### **2.2.1 MICORRIZAS ARBUSCULARES**

Las micorrizas arbusculares disponen de una gran variedad de huéspedes. Así, pueden infectar la mayor parte de los cultivos agrícolas y el 90% de todas las plantas vasculares.<sup>14</sup> Su nombre se debe a que el hongo forma un consorcio fisiológico caracterizado por la presencia de estructuras típicas en la epidermis de la misma, hifas, arbuscúlos y vesículas. Las estructuras del hongo dentro de la raíz de la planta están en contacto con el micelio externo que rodea en una red difusa la raíz lugar en donde son formadas, libremente o en esporocarpos, las zigosporas o clamidosporas del hongo; órganos con base en cuya morfología únicamente es posible realizar la identificación del género y la especie en razón de que no se puede desarrollar y multiplicar estos hongos en medios de cultivo.<sup>16</sup> Las micorrizas arbusculares no suelen ser específicas. A diferencia de las ectomicorrizas, no pueden cultivarse fuera de una planta huésped. La germinación de esporas de micorrizas arbusculares en el suelo infectan las zonas periféricas de las raíces para empezar su colonización. Los géneros más importantes que conviene recordar son *Glomus* (por lo general, la micorriza arbuscular más aislada del suelo), *Gigaspora*, *Acaulospora*, *Entrophospora* y *Scutellospora*.<sup>14</sup>

### **2.2.2 CICLO DE VIDA DE MICORRIZAS ARBUSCULARES**

Las micorrizas arbusculares se originan a partir de hifas que proceden de los propágulos existentes en el suelo (esporas maduras, fragmentos de raíz micorrizadas, o plantas micorrizadas que crecen en vecindad). Cuando una hifa contacta con la superficie de una célula epidérmica de la raíz, forma un apresorio que originara seguidamente la hifa colonizadora que penetrara en dicha célula o atravesara el espacio intercelular. En la zona externa del córtex de la raíz forma unas estructuras intracelulares típicas que son los "ovillos"; en la zona media las hifas crecen normalmente de forma longitudinal en los espacios intercelulares; mientras que en la zona interna las hifas penetran intracelularmente y forman los arbuscúlos por ramificación dicotómica repetida, a nivel de los cuales se produce el intercambio de nutrientes.<sup>17</sup>

También habría que destacar la formación de vesículas en el córtex cuya función es el almacenamiento de reservas lipídicas. Tras la colonización interna se produce la ramificación y desarrollo del micelio externo, que es clave en la captación de nutrientes y da lugar a nuevos puntos de colonización en la propia raíz o en otras próximas. Sobre la red tridimensional de hifas que constituye se forman esporas, estructuras de resistencia que, al madurar completan el ciclo del hongo.<sup>17</sup>

### **2.2.3 TAXONOMÍA**

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares se consideraban hasta hace muy pocos años en la familia Endogonaceae, dentro del Phylum Zygomycota, clasificación que estaba basada fundamentalmente en el análisis de las características morfológicas, estructurales y ontogénicas de las esporas que desarrollan.<sup>18</sup> De acuerdo a este criterio, las más de 150 especies descritas hasta la fecha, se incluyeron en el orden Glomales. Hasta entonces no se había puesto en manifiesto el posible origen monofilético de estos hongos compartiendo un ancestro común. Origen monofilético, que hoy en día se ha podido determinar en base al análisis de la subunidad pequeña del ARNr 18S, agrupándose así en el nuevo Phylum Glomeromycota. Dicho phylum, se encontraría más próximo de los ascomicetos y basidiomicetos, con los que compartiría un ancestro común, que con los zigomicetos. Nuevo phylum, que esta compuesto por una sola clase, los Glomeromycetes, que a su vez incluye cuatro órdenes: Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales y Archaesporales.<sup>19</sup>

Cada vez hay más evidencia de que la identificación basada en criterios morfológicos tiene un uso limitado, ya que la baja diversidad morfológica de las esporas de los hongos micorrícicos, no refleja la gran plasticidad fisiológica, diversidad genética, y posiblemente funcional de sus poblaciones aún por describir. Debido a la limitación del material fúngico disponible para ser analizado como consecuencia del carácter de simbioses obligados de estos hongos, la aplicación de técnicas basadas en la reacción en cadena de la polimerasa (en inglés, PCR) ha supuesto un avance muy importante en la caracterización genética de estos hongos micorrícicos. Todos estos avances en el análisis de la diversidad genética de los hongos formadores de micorrizas arbusculares, llevan

hacer muy difícil , una definición de especie, e incluso de individuo en estos hongos.<sup>20</sup>

**Phylum:** Glomeromycota  
**Clase:** Glomeromycetes  
**Orden:** Glomerales  
**Familia:** Glomeraceae  
**Género:** *Glomus*  
**Especie:** *Glomus sp.*<sup>19</sup>

#### **a. Género *Glomus***

Esporas formadas blásticamente sobre una hifa de sostén, solitarias, en esporocarpos, vesículas de pared delgada y elipsoides, hifas intrarradicales raramente enrolladas, conectada a una hifa ramificada, arbusculos con troncos aplanados o cilíndricos adelgazándose sucesivamente en las ramificaciones. Esporas con la pared esporal formada por un número variable de capas todas rígidas a partir de la hifa de sostén. No se observan paredes germinales diferenciadas; germinación a través del lumen de la hifa de sostén o a través de la pared de la espora. Las esporas de *Glomus* se forma por gemación a partir de una punta de las hifas; la hifa esporogénica sigue estando a menudo sujeta a la espora madura, las esporas germinan a través de esta unión de hifas o los restos de la misma.<sup>19</sup>

### **2.2.4 CARACTERÍSTICAS DE LA MORFOLOGIA DE LOS HONGOS FORMADORES DE MICORRIZAS ARBUSCULARES**

#### **a. HIFAS**

Los hongos micorrícicos arbusculares, poseen dos sistemas de hifas, uno interno y otro externo. El primero se desarrolla inter o intracelularmente en las células corticales de la raíz, el segundo emerge de la raíz y se extiende por el suelo varios centímetros, dando lugar al micelio externo que constituye el sistema de absorción de nutrientes. Este consta de red tridimensional de hifas, unas de 8 a 30 micrómetros de diámetro que son más consideradas la base permanente del micelio y otras, más delgadas de 2 a 7 micrómetros de posible función rizoidal, mas efímeras que las anteriores. Sobre el micelio externo se forman grandes esporas vegetativas que van madurando hasta convertirse en clamidospora; determinadas especies también forman esporocarpos.<sup>21</sup>

#### **b. MICELIO EXTERNO**

Es el talo o aparato vegetativo de nutrición del hongo, formado por una o varias células carentes de fibras y vasos, no diferenciándose de las verdaderas raíces, las cuales están sustituidas a veces por pelos rizoides. El micelio externo se constituye en el colonizador de la raíz de la planta y del suelo (rizosfera), funciona como una prolongación del sistema radicular de la planta, permitiéndole explorar un área mayor del suelo que el alcanzado por las raíces de las plantas que no presentan proceso simbiótico de micorrización, generando un aumento de 40 veces mayor de aprovechamiento de los nutrientes (N, P, K, Mg, entre otros).<sup>22</sup>

#### **c. MICELIO INTERNO**

Igualmente conforma el aparato de nutrición del hongo, el cual se ubica dentro de la corteza de las raíces micorrizadas. En esta simbiosis, se optimiza la asimilación del recurso hídrico disponible en el suelo. El micelio simultáneamente favorece la interacción con otros microorganismos del suelo.<sup>22</sup>

#### **d. ESPORA**

Son estructuras de reproducción, poseen resistencia para sobrevivir en el suelo durante muchos años y cuya germinación inicia un nuevo ciclo de simbiosis. Las esporas son producidas rápidamente en presencia de una planta hospedera, de manera que a los 4 a 6 meses son producidas miles de nuevas esporas del mismo tipo. En condiciones de estrés por falta de agua se ha determinado un notable aumento de la cantidad de esporas. Las esporas son formadas en el micelio extraradical o agregado en estructuras más o menos bien definidas llamadas esporocarpos.<sup>23</sup>

#### **e. ARBÚSCULOS**

Estos se forman poco tiempo después de iniciada la infección mediante la ramificación dicotómica repetidas de hifas intracelulares, hasta la formación de hifas de menos de 0.2 micrómetros de diámetro. Cuando se forma un arbúsculo el almidón de la célula invadida desaparece al tiempo que el núcleo se alarga y se divide. Los arbúsculos son digeridos rápidamente y absorbidos por el huésped. Después que los arbúsculos son digeridos, los núcleos vuelven a su tamaño normal y el almidón suele reaparecer.<sup>21</sup>

#### **f. VESÍCULAS**

Se forman posteriormente a los arbúsculos y son estructuras ovoides que contienen material lipídico. Estos son órganos de reserva y en algunos casos su

pared gruesa se asemeja a clamidosporas, se forman intra o intercelularmente en el sistema radical y fuera de él. Durante situaciones de estrés estas reservas se utilizan y las vesículas se degeneran. En los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* nunca se forman vesículas, estos producen células auxiliares en el micelio externo.<sup>21</sup>

## **2.2.5 ETAPAS EN EL ESTABLECIMIENTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES**

El establecimiento de la simbiosis va depender de las interacciones entre los tres componentes del sistema: el hongo, las plantas y las condiciones ambientales. Su presencia puede implicar que ocurran procesos de reconocimiento entre los simbioses, compatibilidad y especificidad, los cuales condicionan su expresión y conducen a la integración morfológica y funcional de las asociaciones.<sup>22</sup>

En el proceso de la formación de la simbiosis se pueden distinguir diferentes fases: precolonización, penetración inicial del hongo, colonización intraradical y desarrollo del micelio externo y de las estructuras reproductivas. Aparentemente los modelos de la penetración y colonización del hongo son independientes no solo del hospedero sino también del tejido a colonizar.<sup>24-25</sup>

### **a. PRIMERA ETAPA O DE FERTILIZACIÓN**

Las raíces de las plantas son infectadas con micorrizas versículo arbusculares, siempre y cuando esté presente una estructura infectada del hongo, que luego entra en contacto con los pelos absorbentes de las raíces. Se consideran órganos o unidades infectivas: las esporas y otras estructuras del hongo u otra raíz ya infectada; bajo condiciones favorables la infección puede ocurrir en un tiempo de 2 a 3 días.<sup>26</sup>

### **b. SEGUNDA ETAPA O DE COLONIZACIÓN Y DISTRIBUCIÓN**

Una vez que el hongo ha infectado a la raíz, se distribuye en ella, creciendo inter e intracelularmente infectando toda corteza de la raíz, entrando a conformar el micelio interno, arbusculos y vesículas. La duración del proceso de infección depende del ambiente, de la especie vegetal y por supuesto del hongo, tardando desde 10 días hasta varias semanas.<sup>26</sup>

### **c. TERCERA ETAPA O DE ESTABILIZACIÓN O EFECTIVIDAD**

Simultáneamente a la formación de estructuras internas, el hongo forma el micelio externo, órgano a través del cual el hongo absorbe los nutrientes y los

transporta a la raíz de la planta, en este momento es cuando la simbiosis empieza a funcionar en forma benéfica para la planta.<sup>26</sup>

#### **d. CUARTA ETAPA O DE REPRODUCCIÓN**

De 1 a 4 meses después de la tercera etapa, el hongo empieza a reproducirse formando esporas asexuales en el micelio externo. Las esporas son órganos de reproducción del hongo, que pueden estar largo tiempo en el suelo, especialmente en épocas que no hay hospedero a su alcance.<sup>26</sup>

### **2.2.6 EFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES SOBRE LA NUTRICIÓN MINERAL DE LAS PLANTAS**

Es un hecho universalmente aceptado que las micorrizas arbusculares estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, especialmente en suelos de baja y moderada fertilidad; la micorriza beneficia substancialmente la absorción de nutrientes, especialmente de P y de agua por la planta. Se debe tener en cuenta que el P, a diferencia del N, es un elemento prácticamente inmóvil en el suelo por lo que su absorción por parte de las raíces, depende de la capacidad de exploración de estas últimas. En este sentido, la micorrización proporciona una superficie de absorción incrementada y más eficaz. En efecto el papel clave de las micorrizas radica en que las hifas del hongo permiten a la raíz incrementar su superficie de absorción y explorar un volumen de suelo mayor del que lo hacen las raíces no micorrizadas. Concretamente hasta 7cm. De la superficie radicular. Además se ha logrado poner de manifiesto de que las raíces micorrizadas absorben más eficazmente los fosfatos que las no micorrizadas.<sup>14</sup>

La posibilidad que las hifas o las raíces que forman micorrizas versículo arbusculares tengan capacidad para solubilizar formas de P no disponible a plantas no infectadas ha sido objeto de gran controversia. Sin embargo, estudios realizados con P concluyeron que la absorción más eficiente por las raíces micorrizadas se debe fundamentalmente a una aceleración de la disociación del fosfato insoluble. Además las micorrizas benefician a las plantas por su acción protectora contra la invasión y deterioro causado por microorganismos del suelo. Las endomicorrizas protegen la raíz pues reciclan los carbohidratos, aminoácidos y otros compuestos producido por las raíces, capaces de atraer agentes patógenos.<sup>14</sup>

Las plantas que son micorrizadas:

- mejoran el crecimiento general de las plantas al mejorar la adquisición de fósforo y zinc.
- Aumentan la tolerancia a las enfermedades, mejorando su nutrición y compitiendo con microorganismos patógenos por el espacio en las raíces.
- Mejorar el uso del agua y la tolerancia a la sequedad.
- Mejorar la bioestructura del suelo ayudando en la cohesión de los agregados del suelo.<sup>14</sup>

Además incrementan el área fisiológica en las raíces, inducen reacciones hormonales, produciendo que las raíces alimentadoras permanezcan fisiológicamente activas por periodos mayores, que las raíces no micorrizadas. Para el hongo reciben principalmente carbohidratos y vitaminas desde las plantas.<sup>14</sup>

### **2.2.7 FACTORES QUE AFECTAN LA FORMACIÓN Y FUNCIONAMIENTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES**

La efectividad de los hongos formadores de micorrizas arbusculares bajo condiciones de campo están determinado por: las condiciones físico-químicas del suelo (pH, contenido de fósforo, aireación, textura y contenido de materia orgánica), condiciones climáticas (intensidad y duración de luz, temperatura, humedad).<sup>24 y 27</sup>

Entre los factores físico-químicos que más influyen en el desarrollo de las micorrizas arbusculares se han registrado el pH y el contenido de arcilla. Los hongos micorrizas arbusculares tienen amplia capacidad de adaptaciones de pH, estos se han registrado desde valores 2,7 a 9,2. Se encuentran diferencias entre especies y ecotipos en cuanto a su capacidad para colonizar en función del pH.<sup>24</sup> Los factores como la humedad, temperatura, luminosidad y aireación afectan directa o indirectamente los hongos micorrízicos arbusculares a través del hospedero. Dada la naturaleza aeróbica de los micosimbiontes en ecosistemas terrestres, la presencia de extrema humedad limita el establecimiento de la simbiosis y los efectos beneficiosos de esta asociación. La temperatura afecta a los hongos micorrízicos arbusculares dependiendo de la especie y de la combinación hospedero-micosimbionte. La combinación luz y temperatura, en la medida que afecta la fotosíntesis del hospedero y por lo tanto de la disponibilidad de carbohidratos, altera considerablemente el equilibrio de la micorriza arbuscular.<sup>24</sup>

Con respecto a la textura del suelo, se han encontrado porcentajes de infección por hongos micorrícicos arbusculares más bajos en suelos arenosos, aunque algunas especies de *Gigaspora* se han visto favorecidos por esta condición.<sup>20</sup>

Los suelos compactados reducen la fertilidad del suelo y la destrucción y distribución de las raíces de las plantas y de las hifas de las micorrizas arbusculares en la rizósfera.<sup>28</sup>

La temperatura tiene una influencia significativa sobre la colonización y esporulación. La alta temperatura induce un incremento en la colonización de las raíces y en la esporulación. Se ha reportado que el máximo desarrollo de las micorrizas arbusculares se da cerca de los 30°C, mientras que la colonización micelial sobre la superficie de la raíz, ocurre entre los 28 y 34°C.<sup>29</sup>

La luz es un factor fundamental en la infección de los hongos micorrícicos arbusculares. Los hongos micorrícicos vesícula arbusculares obtiene su recurso de carbono desde la planta hospedera y a partir de la fotosíntesis de ella y la traslocación de fotosíntatos a la raíz, de esta manera, la luz puede afectar significativamente el desarrollo de las micorrizas. La luz afecta fuertemente el desarrollo de las micorrizas.<sup>29</sup> El sombreado no solo reduce la colonización y esporulación, sino también en la respuesta de la planta micorrizada. El efecto de la luz sobre las micorrizas al parecer influye en la fotosensibilidad de la planta; un foto periodo de 12 horas o más, es importante para producir altos niveles de colonización en comparación con la intensidad de la luz solar.<sup>29</sup>

Respecto al factor agua, las micorrizas arbusculares se encuentran en un amplio rango de suelos con contenidos de agua. La colonización se ha llevado a cabo en regiones áridas, en pantanos y también en plantas acuáticas flotantes y sumergidas. Se ha establecido que bajo condición de saturación, la concentración de oxígeno puede inhibir la germinación de la espora y la colonización de estas micorrizas.<sup>29 y 30</sup>

Estudios realizados han considerado que niveles excesivos de agua en el suelo reducen el crecimiento y la infección de las micorrizas arbusculares. Los suelos mal drenados saturados por largos periodos decrece la infección, de igual forma bajos niveles de agua en el suelo, disminuye la infección, la estimulación del crecimiento en la planta y la producción de esporas.<sup>31</sup>

## **2.3 PLANTA HOSPEDERA Y PRODUCCIÓN DE HONGOS MICORRÍCICOS ARBUSCULARES**

Casi el 90% de las especies de plantas vasculares hasta ahora examinadas pueden ser colonizadas por los hongos micorrícicos arbusculares y son normalmente micorrizados en el campo. La especificidad del hospedero es aparentemente muy baja. Bajo condiciones experimentales un solo aislamiento del hongo puede formar asociaciones con plantas hospederas taxonómicamente diversas y solo una especie de planta hospedera se asocia con muchos aislamientos fúngicos, llevando a la visión ampliamente aceptada de que las asociaciones micorrícicos carecen de especificidad. Sin embargo hay algunas evidencias de que existe un cierto grado de especificidad entre los hongos micorrícicos arbusculares y plantas, particularmente en ecosistemas naturales.<sup>23</sup>

No hay duda de que las asociaciones incluyendo diferentes especies de plantas y hongos exhiben una variabilidad funcional. Algunas plantas hospederas dan un mayor beneficio al hongo micorrícico arbusculares que otras, lo cual es reflejado en las diferencias de cantidad de producción de esporas. En la mayoría de los casos la formación de esporas está estrechamente relacionada con la longitud total de las raíces micorrizales producidas por determinado hospedero. De este modo, la proporción de diferentes especies en determinado lugar dependerá de la extensión a la cual colonicen los sistemas radiculares de las plantas. Cualquier grado de especificidad o diferencia en la efectividad será entonces reflejado en las poblaciones de las esporas.<sup>32</sup>

Las asociaciones micorrizales son normalmente benéficas, para las plantas. Las micorrizas incrementan la tasa de crecimiento de las plantas a través de un incremento en la toma de nutrientes, especialmente fósforo bajo condiciones controladas, sin embargo, bajo condiciones naturales, no hay suficiente evidencia que muestre los incrementos en el crecimiento de las plantas debido a micorrizas.<sup>32</sup>

### **2.3.1 MAÍZ**

#### **a. TAXONOMÍA**

La clasificación botánica del maíz es:<sup>33</sup>

**División:** Magnoliophyta

**Clase:** Liliopsida

**Orden:** Ciperales

**Familia:** Poaceae

**Género:** *Zea*

**Especie:** *Zea mays* L.

**Nombres comunes:** Maíz morocho, maíz duro amarillo

#### **b. DESCRIPCION BOTÓNICA DEL MAÍZ**

El maíz es una planta de porte robusto y de hábito anual; el tallo es simple, erecto, de elevada longitud alcanzando alturas de 2 a 4 metros, sin ramificaciones, su aspecto recuerda al de una caña por la presencia de nudos, entrenudos y su médula esponjosa. Las hojas son simples, alargadas, lanceoladas paralelinérvias que nacen en los nudos de manera alterna a lo largo del tallo; se encuentran abrazadas al tallo mediante la vaina que envuelve el entrenudo y cubre la yema floral. Las raíces primarias son fibrosas presentando además raíces adventicias, que nacen en los primeros nudos por encima de la superficie del suelo, ambas tienen la misión de mantener a la planta erecta.<sup>34</sup>

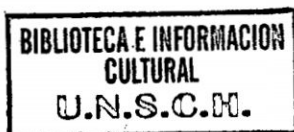
Es una planta monoica de flores unisexuales, que presenta flores masculinas y femeninas bien diferenciadas en la misma planta; la inflorescencia masculina es terminal, se conoce como panícula o espiga, consta de un eje central y ramas laterales; a lo largo del eje central se distribuyen los pares de espiguillas y cada espiguilla está protegida por dos brácteas o glumas, que a su vez contienen las flores estaminadas, en cada florecilla componente de la panícula hay 3 estambres donde se desarrollan los granos de polen. La coloración de la panícula esta en función de la tonalidad de las glumas y anteras, que pueden ser de coloración verde, amarilla, rojiza o morada. La inflorescencia femenina (mazorcas) se localizan en las yemas auxiliares de las hojas, son espigas de forma cilíndrica que consisten de un raquis central u olote donde se insertan las espiguillas por pares, cada espiguilla con dos flores pistiladas, una fértil y otra abortiva, estas flores se arreglan en hileras paralelas, las flores pistiladas tienen un ovario único con un pedicelo unido al raquis, un estigma muy largo donde germina el polen. La inflorescencia femenina puede formar alrededor de 400 a 1000 granos arreglados en promedio de 8 a 24 hileras por mazorca; todo esto encerrado en numerosas brácteas o vainas de las hojas, los estigmas largos saliendo de la punta del raquis como una masa de hilo sedoso se conocen como pelo de elote.<sup>34</sup>

En la mazorca, cada grano del maíz es un fruto independiente llamado cariósido que está insertado en el raquis cilíndrico; la cantidad de grano producido por mazorca está limitada por el número de granos por hilera y de hileras por mazorca.<sup>34</sup>

### **c. REQUERIMIENTO DE SUELO**

El cultivo de maíz se desarrolla bajo diferentes condiciones de suelo. La mayor dificultad de desarrollo del cultivo se encuentran en los suelos excesivamente pesados (arcillosos) y los muy sueltos (arenosos). Los primeros por su facilidad a inundarse y los segundos por la tendencia a secarse excesivamente. Sin embargo, las mejores condiciones se pueden encontrar en suelos que presenten buenas condiciones tales como textura media (francos), fértiles, bien drenados, profundos y con elevada capacidad de retención del agua. El maíz se puede cultivar con buenos resultados en suelos que presenten pH de 5.5 a 8, aunque el óptimo corresponde a una ligera acidez (pH entre 6 y 7). El maíz es medianamente tolerante a los contenidos de sales en el suelo o en las aguas de riego. Las sales retrasan la nacencia de las semillas, sin afectar sus porcentajes de emergencia.<sup>35</sup>

La falta de agua es un factor más limitante en la producción de maíz en las zonas tropicales. Cuando hay estrés hídrico o sequía durante las primeras etapas (15 a 30 días) de establecido del cultivo puede ocasionar pérdidas de plantas jóvenes, reduciendo así la densidad poblacional o estancar su crecimiento. Cerca de la floración (desde unas semanas antes de la emisión de estigmas, hasta dos semanas después de esta) el maíz es muy sensible al estrés hídrico, y el rendimiento de grano puede ser seriamente afectado si se produce sequía durante este periodo.<sup>36</sup>



### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1 UBICACIÓN DE LA ZONA DE TRABAJO**

El proyecto de investigación se realizó en el laboratorio e invernadero de Agrobiología, de la Escuela de Formación Profesional de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.

La zona de trabajo está ubicada en la ciudad universitaria a 2750 m.s.n.m. latitud 13° 08' 50.92" S y longitud 74° 13' 09.84" N.

#### **3.2 MUESTREO, COLECCIÓN DE MUESTRAS DE SUELO Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS PARA INÓCULO**

##### **3.2.1 MUESTREO Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS**

###### **3.2.1.1 Lugar de muestreo y colección de muestras de suelo**

Las muestras de suelo se recolectó del distrito de Vinchos de la provincia de Huamanga, de los cultivos de papa, el muestreo se realizó de forma aleatoria, para lo cual se utilizó una paleta de jardinería mediante la cual se obtuvo aproximadamente 200 a 300 gr. de suelo por submuestra; comprendiendo una muestra como mínimo de 10 a 15 plantas por parcela. Las muestras de suelo obtenidos se conservaron en bolsas de plástico y a una temperaturas 4°C.

###### **3.2.1.2 Multiplicación de esporas de *Glomus sp***

Las esporas aisladas fueron multiplicadas utilizando los métodos de multiplicación de esporas, descrita por Gerdeman, 1955, citado por Seiverding, 1984.<sup>13</sup> Con cierta modificación que consistió en inocular 25, 50, 75 y 100 esporas de *Glomus sp.* por maceta que contenía plántulas en sustrato esterilizado.

### **3.2.1.3 Extracción y Aislamiento de esporas de *Glomus sp.* (método de centrifugación en sacarosa)**

Se empleó la técnica de centrifugación en sacarosa, siguiendo la técnica descrita por Seiverding, 1983.<sup>37</sup>

- Se colocó 100 g de suelo en un vaso precipitado con 1 L de agua de caño, dejando reposar durante una hora agitando constantemente.
- Después, se agitó durante cinco minutos y se dejó reposar por tres minutos, para luego filtrar la suspensión por una serie de tamices de 250, 106 y 45  $\mu\text{m}$ , seguidamente se lavó con abundante agua de caño corriente el contenido de los tamices.
- El contenido del tamices 45  $\mu\text{m}$ , es transferido a dos tubos de centrifugación de 50ml de capacidad, cada tubo con 10ml de muestra a los cuales se agregó la solución 20 ml de sacarosa al 50 por ciento (50g de azúcar en 100ml de agua destilada). Se centrifugó a 3000 rpm durante tres minutos.
- El sobrenadante donde se encuentran las esporas fueron extraídas del anillo central de la suspensión, con ayuda de una jeringa, seguido se transfirió al tamiz de 45 $\mu\text{m}$  y se lavó con abundante agua de caño.
- El contenido del tamiz fue transferido a un papel filtro de donde se extrajo las esporas con la ayuda de un estereoscopio y una aguja de disección.
- Las esporas extraídas fueron separadas en cuatro grupos con cinco repeticiones, el primero con 25 esporas, el segundo con 50 esporas, el tercero con 75 esporas y finalmente con 100 esporas en papel filtro y conservadas a una temperatura de 5°C hasta el momento de la inoculación.
- La selección de las esporas se realizó teniendo en cuenta la similitud en forma, color y tamaño, utilizando ilustraciones de características morfológicas de esporas de *Glomus sp.*

Las esporas de *Glomus sp* son esporas redondas, ovales y ovoides, de tamaño pequeño y mediano, con una superficie lisa, con doble o simple pared, de color café, ámbar, rojizo o transparente, con hifas perceptibles.<sup>38</sup>

### **3.3 PREPARACION DEL SUSTRATO (suelo)**

El suelo recolectado fue debidamente tamizado y realizado el análisis físico-químico, que fue realizado en el laboratorio de Análisis de Suelos y Aguas "Nicolás Roulet" del Programa de Investigación de Pastos y Ganadería, de la

Facultad Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.

### 3.3.1 Composición del sustrato

El sustrato utilizado fue suelo sin cultivar (tierra virgen); que fue colectado de áreas no cultivadas de la ciudad universitaria. Presenta una textura arcillo arenoso (Ar Ao), pH 7,2 (ligeramente alcalino), salinidad 0,376 dS/m (muy ligeramente salino), porcentaje de materia orgánica 0,64 % (bajo) y un porcentaje de nitrógenos totales de 0,03 %. (Ver cuadro 1)

**Tabla 1: Análisis de fertilidad de sustrato**

SUBSTRATO	CLASE TEXTURAL	pH (H <sub>2</sub> O)	C.E. (dS/m)	CaCO <sub>3</sub> (%)	M.O. (%)	Nt (%)	Elementos disp. (ppm)	
							P	K
Suelo sin cultivar	Ar-Ao	7,2	0,376	0,0	0,64	0,03	3,5	59,1

**Fuente:** Laboratorio de Análisis de Suelos y Aguas "Nicolás Roulet" del Programa de Investigación de Pastos y Ganadería de la UNSCH – 2013

## 3.4 ESTERILIZACIÓN Y DESINFECCIÓN DE MATERIALES DE TRABAJO

### 3.4.1 Esterilización del sustrato

La esterilización de los sustratos se realizó utilizando un autoclave automático, donde se colocó los sustratos en bolsas blancas de 10 por 15 cm debidamente selladas, y cada bolsa contenía un kilogramo de suelo y fueron esterilizadas a 0.14 mega pascal (MPa), que equivale a 20,31 Lb/pul<sup>2</sup>, a una temperatura de 100°C, la esterilización se realizó dos veces, la primera que fue por 30 minutos y el segundo a 40 minutos.

### 3.4.2. Esterilización de materiales

- Los materiales que se utilizaron como vaso precipitado, matraz, placas, probeta, pipeta y papel aluminio, fueron lavados, secados para ser envueltos con papel craf, y colocados en el autoclave, esterilizándose a 0.14 MPa (20,31 Lb/pul<sup>2</sup>), a una temperatura de 100°C por 30 minutos.
- Los taperes descartables con una capacidad de 1kg, que se usaron como macetas fueron forrados con bolsas de polietileno de color negro y desinfectado con hipoclorito de sodio al 2% por tres minutos, y enjuagadas cinco veces con agua destilada estéril.

- Los recipientes fueron codificados según el tratamiento que recibieron, presentándose la codificación de la siguiente manera:

**Tabla 2: codificación de los tratamientos**

CÓDIGO	DENOMINACIÓN
T1	Planta inoculada con 25 esporas de <i>Glomus sp.</i>
T2	Planta inoculada con 50 esporas de <i>Glomus sp.</i>
T3	Planta inoculada con 75 esporas de <i>Glomus sp.</i>
T4	Planta inoculada con 100 esporas de <i>Glomus sp.</i>
T0	Planta testigo

### 3.4.3 Desinfección de esporas

El día de la inoculación a las plantas hospederas, en un ambiente desinfectado y con los materiales e indumentaria estéril (guardapolvo), las esporas extraídas en cuatro grupos con cinco repeticiones, de 25 , 50, 75 y finalmente 100 esporas de *Glomus sp.*, fueron envueltas y sujetadas con un hilo, para su desinfección. La desinfección se realizó utilizando hipoclorito de sodio al 2% por un minuto, luego se enjuagó cinco veces con agua destilada estéril, para quitar los restos de hipoclorito de sodio; todo el proceso se llevó acabo con mucha asepsia cerca al mechero de bunsen.

### 3.4.4 Desinfección de las semillas

Las muestras de semilla se recolectaron de la provincia de Huanta. Para hacer la desinfección de las semillas de *Zea mays* "maíz" variedad morocho, fue seleccionado teniendo en cuenta el color, la forma y homogeneidad de tamaño, utilizando una indumentaria estéril, las semillas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2% por dos minuto y enjuagados cinco veces con agua destilada estéril en presencia de un mechero bunsen, el mismo día que se sembró en las macetas.

## 3.5 SIEMBRA DE PLANTA HOSPEDERA E INOCULACIÓN DE ESPORAS DE *Glomus sp.*

### 3.5.1 Siembra de semillas en macetas

La siembra de las semillas se realizó en un ambiente previamente desinfectado y utilizando indumentaria estéril, las macetas fueron llenadas con el substrato

previamente esterilizado (25 macetas), y luego regadas a capacidad de campo, para luego colocar dos semillas por maceta con ayuda de una pinza estéril.

### **3.5.2 Inoculación de esporas de *Glomus sp.***

En el ambiente desinfectado, con los materiales a utilizar, las esporas de *Glomus sp.* que fueron debidamente desinfectadas, fueron inoculadas el mismo día que se sembró las semillas de *Zea mays* "maíz" en las macetas.

Se inoculó 25, 50, 75 y 100 esporas de *Glomus sp.* por tratamiento; cada tratamiento con cinco repeticiones, siguiendo los pasos; ya sembradas las semillas antes de cubrir con el papel aluminio, se deja correr las esporas con agua destilada estéril con ayuda de una piceta, de modo que las esporas llegaran a caer sobre la semilla y el sustrato, con la finalidad de facilitar el contacto con las primeras raicillas de la planta hospedera y así garantizar la colonización, luego de haber hecho la inoculación la maceta fue cubierta con papel aluminio estéril, para evitar cualquier contaminación en la conducción de la investigación.

## **3.6 DESARROLLO DE LAS PLANTAS INOCULADAS**

Teniendo ya las macetas listas fueron trasladados al invernadero donde permanecieron por 100 días.

Viendo los factores que pueden afectar las macetas inoculadas y no inoculadas se mantuvieron todas en las mismas condiciones, donde se realizó riego a capacidad de campo a cada maceta por igual; control de plagas se realizó manualmente limpiando cuidadosamente cada hoja y tallo de las plantas con algodón que contenía alcohol, esta labor se hizo con la finalidad de evitar la utilización de plaguicidas que pudieran afectar las esporas inoculadas en la maceta.

## **3.7 EVALUACIÓN DE LA PLANTA *Zea mays* "maíz"**

Se evaluó cada maceta (plantas inoculadas y no inoculadas) y se consideró como variables a evaluar, la evidencia de colonización (número de esporas y porcentaje de colonización) y características generales de la planta.

### **3.7.1 EVIDENCIA DE LA COLONIZACIÓN**

La determinación de la colonización se realizó por medio de dos métodos, una que determina el número de esporas por gramo de sustrato y la otra que determina el porcentaje de infección de las raíces de la planta.

### 3.7.1.1 Determinación del número de esporas por gramo de suelo

Se empleó la técnica de centrifugación en sacarosa, siguiendo la técnica descrita por Seiverding, 1983<sup>37</sup>, con cierta modificación.

#### A. Extracción de esporas para conteo

- Se pesó 10 g de suelo por separado teniendo en cuenta los tipos de tratamiento.
- El suelo pesado se diluyó en 1L de agua, moviendo constantemente cada cinco minutos por media hora.
- Después se pasó a filtrar la suspensión por una serie de tamices de 250, 106 y 45  $\mu\text{m}$ , seguidamente se lavó con abundante agua de caño corriente el contenido de los tamices.
- La muestra del tamiz 106 se extrajo directamente a una placa petri rotulada y se hizo el conteo de esporas.
- El contenido del tamiz 45  $\mu\text{m}$ , es transferido a dos tubos de centrifugación de 50ml de capacidad, cada tubo con 10ml de muestra a los cuales se agregó la solución 20 ml de sacarosa al 50 por ciento (50g de azúcar en 100ml de agua destilada). Se centrifugo a 3000 rpm durante cinco minutos.
- Seguidamente el sobrenadante se transfirió al tamiz de 45 $\mu\text{m}$  y se lavó con abundante agua de caño.
- El contenido del tamiz fue transferido a una placa petri que contenía papel filtro cuadrado (con 16 cuadrantes de 1,5 x 1,5 cm) y rotulado.

Las esporas contadas en el papel filtro fueron el resultado del tamizado de los 10g de suelo, el cual se utilizó para reportar la densidad de esporas por gramo de suelo.

#### B. Conteo de esporas

La determinación del número de esporas por gramo de suelo; se realizó el conteo de esporas de cada tamiz (dos tamices por cada muestra), donde se utilizó un estereoscopio y contando directamente las esporas que se encuentran en cada cuadrante del papel filtro. Para la muestra del tamiz 45  $\mu\text{m}$  se utilizó un aumento de 40X y para el de 106  $\mu\text{m}$  un aumento de 30X.

El resultado del conteo de esporas por gramo de suelo se reportó según la fórmula siguiente:

$$\text{Numero de esporas en } 10\text{g de suelo seco} = \frac{\text{(número de esporas contadas)} \times 100}{\frac{\text{(g de suelo seco)}}{10\text{g de suelo humedo}}} \times 100$$

### **3.7.1.2 Tinción de raíces de la planta *Zea mays* “maíz”**

Se utilizó el procedimiento de Phillips y Hayman, 1970; ligeramente modificado, y mencionado por Ferrato, R. 1993.<sup>39</sup>

- Las raíces fueron separadas del sustrato con mucho cuidado y lavadas con agua de caño, con el fin de eliminar los restos de suelo que aún permanece unidos a ellas.
- Después las raíces fueron seleccionados y cortados en trozos pequeños de 2,5 cm y se introdujeron en tubos de ensayo rotulados.
- Luego se cubrió las raíces con una solución KOH al 10 por ciento y se calentó los tubos con las raíces en baño maría a 65 °C, durante 20 min, para que queden liberados de los taninos (clareo).
- Una vez sacadas los tubos del baño María, se desechó el KOH y se lavan las raíces con agua destilada, hasta eliminar totalmente los restos de KOH.
- Se vuelve a cubrir las raíces con una solución de HCl (0,1 N), para neutralizar el KOH que haya podido quedar en la raíz. (acidificación)
- Dejando actuar el HCl durante 10 minutos y se vuelve a desechar y enjugar.
- Seguidamente se hizo la tinción utilizando un colorante específico para teñir las hifas del hongo denominado Azul Tripano a una concentración de 0,05 por ciento. Se agregó el colorante Azul Tripano 0,05 por ciento en lacto glicerol a las raíces contenidas en los tubos y se calentaron los tubos durante cinco minutos en baño maría a 65°C.
- Se sacó los tubos del baño maría y se dejó enfriar, para finalmente eliminar el exceso de colorante.
- Las raíces contenidas en los tubos de ensayo se colocaron en porta objetos y luego cubiertos con láminas cubre objetos, para el respectivo conteo de intersecciones de segmentos de raíz colonizadas.

### **3.7.1.3 Evaluación del porcentaje de colonización**

Se utilizó el método de Phillips y Hayman, 1970; colonización endomicorrícico, ligeramente modificado, y mencionado por Ferrato, R. 1993.<sup>39</sup>

Se determinó el porcentaje de colonización mediante la evaluación de los segmentos de raíces de las plantas hospederas que reportan presencia de las estructuras de hongos micorrícicos como son vesículas, arbusculos e hifas.

Para determinar el porcentaje de colonización, se utilizó un microscopio. Colocando 10 segmentos de raíces teñidas de aproximadamente 2,5 cm de longitud, sobre un porta objetos con cuatro líneas paralelas y equidistantes de 2

mm (40 intersecciones) y protegidas por un cubre objeto. Haciendo un recorrido horizontal, se reportó el número de intersecciones de raíces teñidas colonizadas, (con presencia de estructuras de hongos micorrízicos como son vesículas, arbusculos o hifas) y las no colonizadas.

De modo que con los datos reportados se pudo realizar el cálculo del porcentaje de colonización utilizando la siguiente ecuación.

$$\% \text{ colonización total} = \frac{N^{\circ} \text{ de segmentos colonizados}}{N^{\circ} \text{ de segmentos totales}} \times 100$$

#### **3.7.1.4 Evaluación de las características generales de *Zea mays* “maíz”**

- Longitud de la planta, la medida se realizó desde el cuello del tallo hasta el ápice floral.
- Numero de hojas, se tomó en cuenta las verdaderas hojas.
- Peso fresco de la parte aérea de la planta, se reportó cortando el tallo y las hojas en trozos pequeños y pensando en una balanza analítica.
- Peso seco de la parte aérea de la planta, los tallos y hojas cortados en trozos pequeños fueron colocadas en una estufa a una temperatura de 65°C por 48 horas, y luego se pesó en una balanza analítica.
- Peso fresco de raíz, las raíces fueron separadas del substrato con mucho cuidado y lavados con agua de caño, para que quedaran libre del substrato y así obtener un peso exacto de la raíz.
- Número de raíces, se tomó en cuenta las raíces principales.
- Longitud de raíz, las raíces fueron extendidas con mucho cuidado y se tomó las medidas.

### **3.8 DISEÑO EXPERIMENTAL**

El diseño experimental utilizado fue, diseño completamente randomizado, donde se evaluó el efecto de las concentraciones de *Glomus sp.* Diseño conformado por cinco tratamientos, con cinco repeticiones cada uno, presentándose un total de 25 unidades experimentales. Ordenadas de la siguiente manera, cinco macetas con 25, 50,75 y 100 esporas de *Glomus sp.*; otros cinco sin esporas de *Glomus sp.*

**Tabla 3: Orden experimental de los tratamientos**

<b>Nº total de macetas</b>	<b>Planta hospedera</b>	<b>Concentración de esporas</b>	<b>Nº de macetas</b>	<b>Nº de tratamientos</b>
25 macetas	<i>Zea mays</i> "maíz"	25 esporas de <i>Glomus sp.</i>	5 macetas	T1
		50 esporas de <i>Glomus sp.</i>	5 macetas	T2
		75 esporas de <i>Glomus sp.</i>	5 macetas	T3
		100 esporas de <i>Glomus sp.</i>	5 macetas	T4
		Testigo	5 macetas	T0

### 3.9 ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE DATOS

A los resultados obtenidos se realizó un análisis de varianza (ANOVA), utilizando el programa de Infostat con el nivel de confianza del 95% y la prueba de comparación de promedios DUNCAN al 5%, para determinar los efectos del tratamiento.

#### **IV. RESULTADOS**

#### 4.1 Número de esporas en 10 g de substrato

**Tabla 4: Análisis de varianza para el número de esporas, en *Zea mays* “maíz” inoculado con cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* y el testigo. Ayacucho 2014.**

<b>F.V.</b>	<b>SC</b>	<b>gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>
Entre tratamientos	31339040	4	7834760	75,62	0.000***
Error	1036133.33	10	103613,33		
Total	32375173.3	14			

Leyenda

\*\*\* (Diferencia significativa alta)

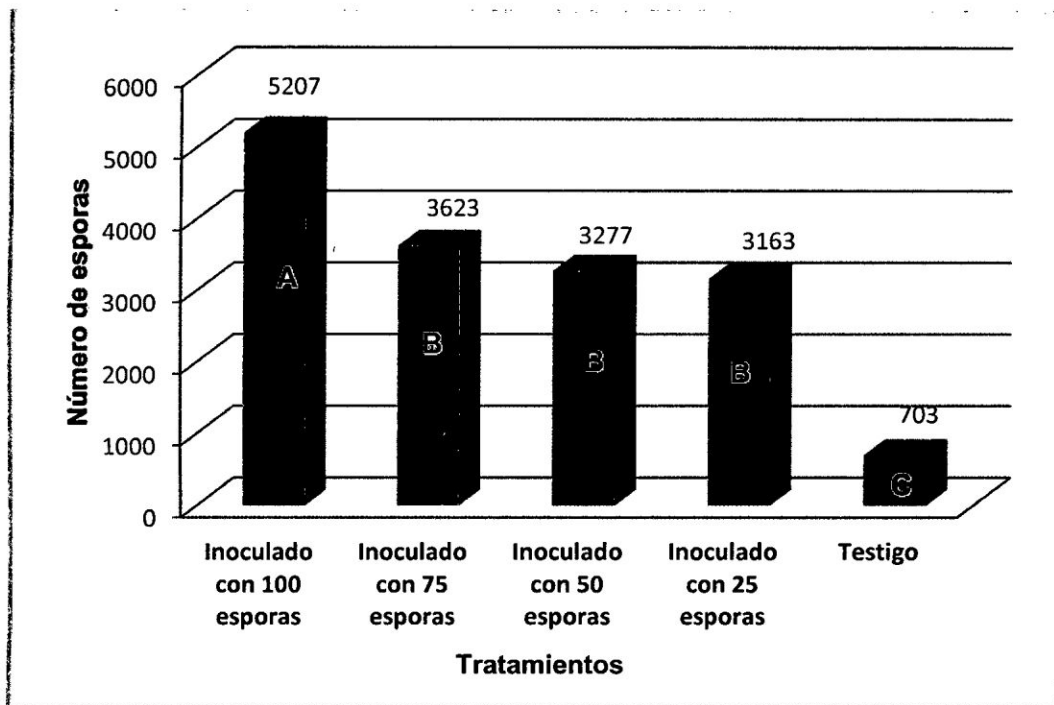


Figura 1: Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el número de esporas en *Zea mays* “maíz” en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

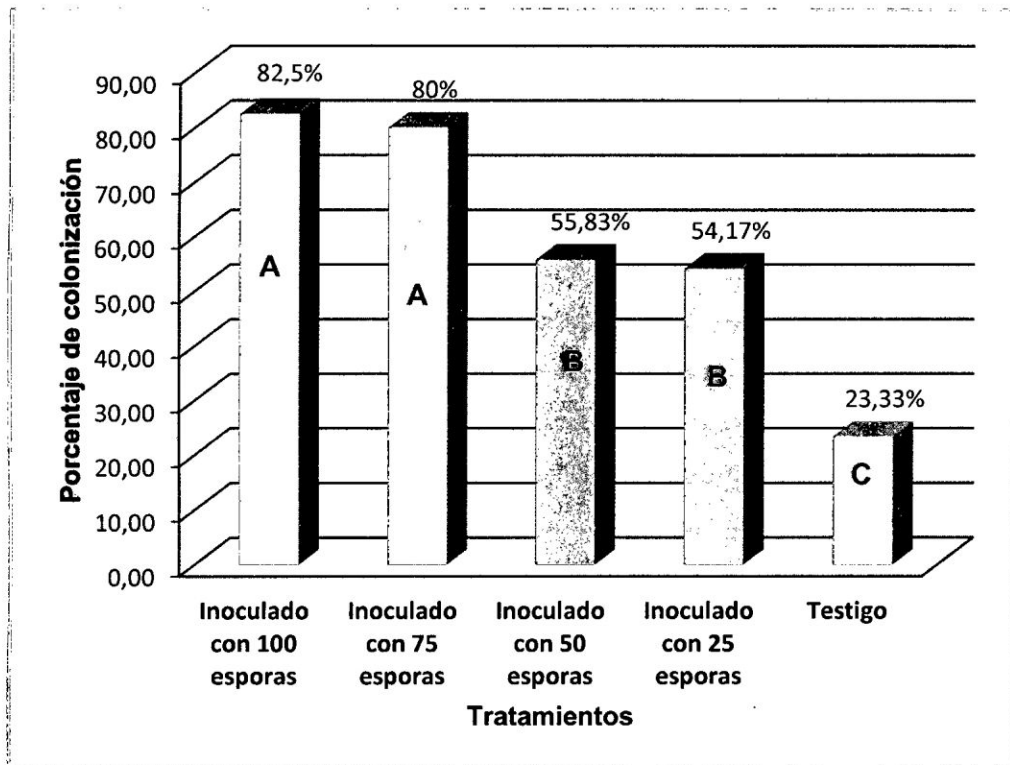
#### 4.2 Porcentaje de colonización

**Tabla 5: Análisis de varianza para el porcentaje de colonización, en *Zea mays* “maíz” inoculado con cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* y el testigo. Ayacucho 2014.**

<b>F.V.</b>	<b>SC</b>	<b>gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>
Entre tratamientos	6895,83	4	1723,96	25,54	0.000***
Error	675	10	67,5		
Total	7570,83	14			

Leyenda

\*\*\* (Diferencia significativa alta)



**Figura 2:** Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el porcentaje de colonización en *Zea mays* “maíz” en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

### 4.3 Evaluación de la parte aérea

**Tabla 6: Análisis de varianza de las características generales de *Zea mays* “maíz” inoculadas con cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* y el testigo. Ayacucho 2015.**

<b>F.V.</b>	<b>SC</b>	<b>gl</b>	<b>CM</b>	<b>F</b>	<b>p-valor</b>
<b>Longitud de la planta (cm)</b>					
Entre tratamientos	2149,04	4	537,26	2,13	0,12 NS
Error	5050,4	20	252,52		
Total	7199,44	24			
<b>Número de hojas</b>					
Entre tratamientos	1,2	4	0,3	0,16	0,95 NS
Error	36,8	20	1,84		
Total	38	24			
<b>Peso fresco parte aérea (g)</b>					
Entre tratamientos	785,46	4	196,365	2,98	0,044*
Error	1317,37	20	65,869		
Total	2102,83	24			
<b>Peso seco parte aérea (g)</b>					
Entre tratamientos	64,83	4	16,21	2,89	0,048*
Error	111,98	20	5,6		
Total	176,81	24			
<b>Longitud de raíces (cm)</b>					
Entre tratamientos	1315,6	4	328,9	0,76	0,56 NS
Error	8612,4	20	430,62		
Total	9928	24			
<b>Número de raíces principales</b>					
Entre tratamientos	307,76	4	76,94	4,19	0,013**
Error	367,6	20	18,38		
Total	675,36	24			
<b>Peso fresco de raíces (g)</b>					
Entre tratamientos	578,18	4	144,55	1,41	0,27 NS
Error	2047,74	20	102,39		
Total	2625,92	24			

Leyenda

\*\* (Diferencia significativa media)

\* (Diferencia significativo)

NS (No significativo)

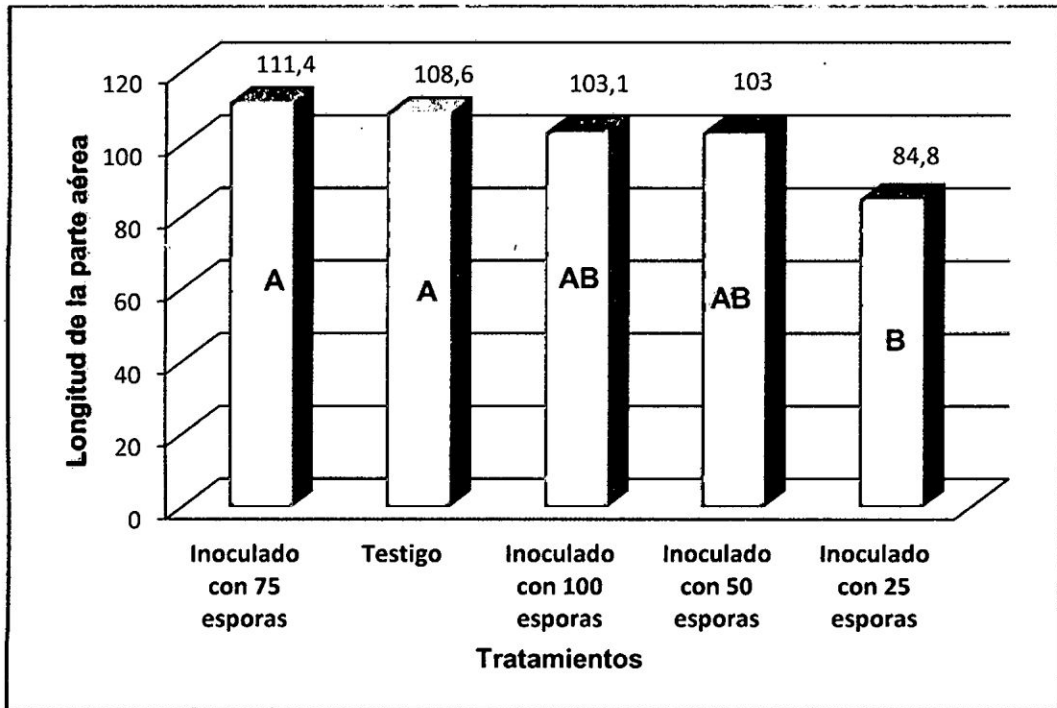


Figura 3: Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre la longitud de la parte aérea de *Zea mays* en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

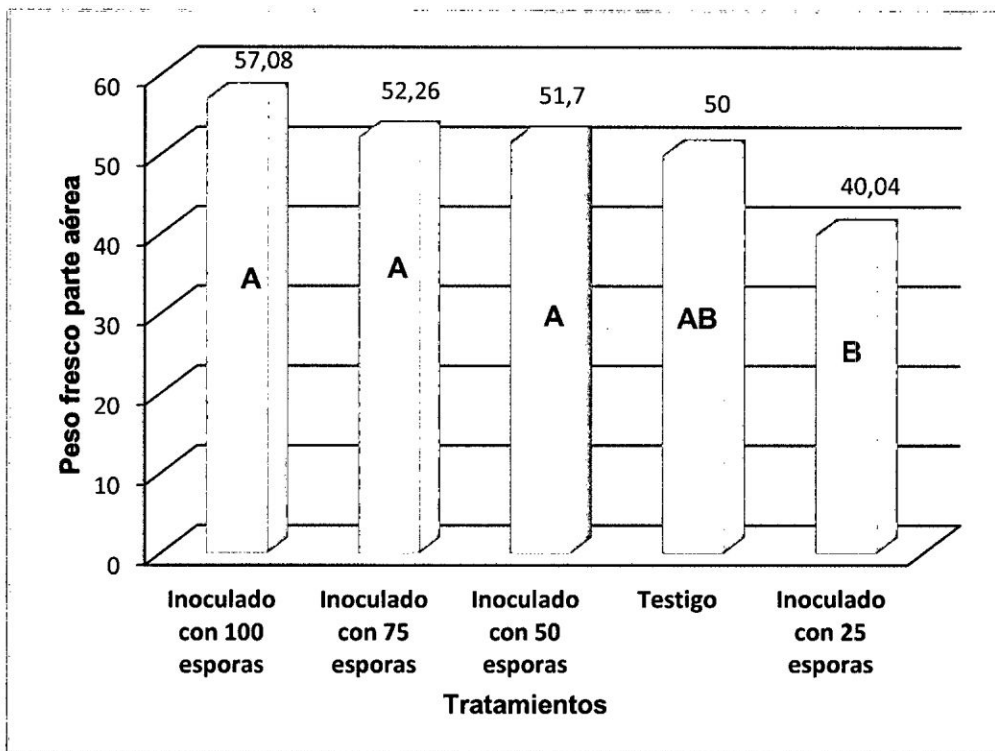


Figura 4: Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el peso fresco de la parte aérea de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

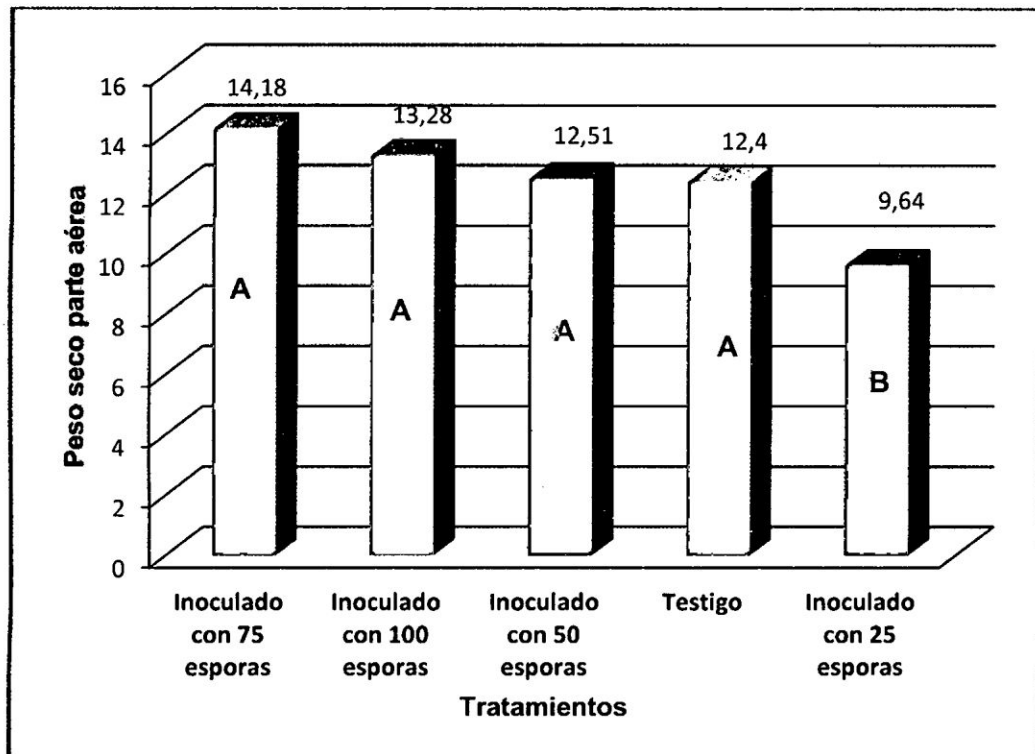


Figura 5: Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el peso seco de la parte aérea de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

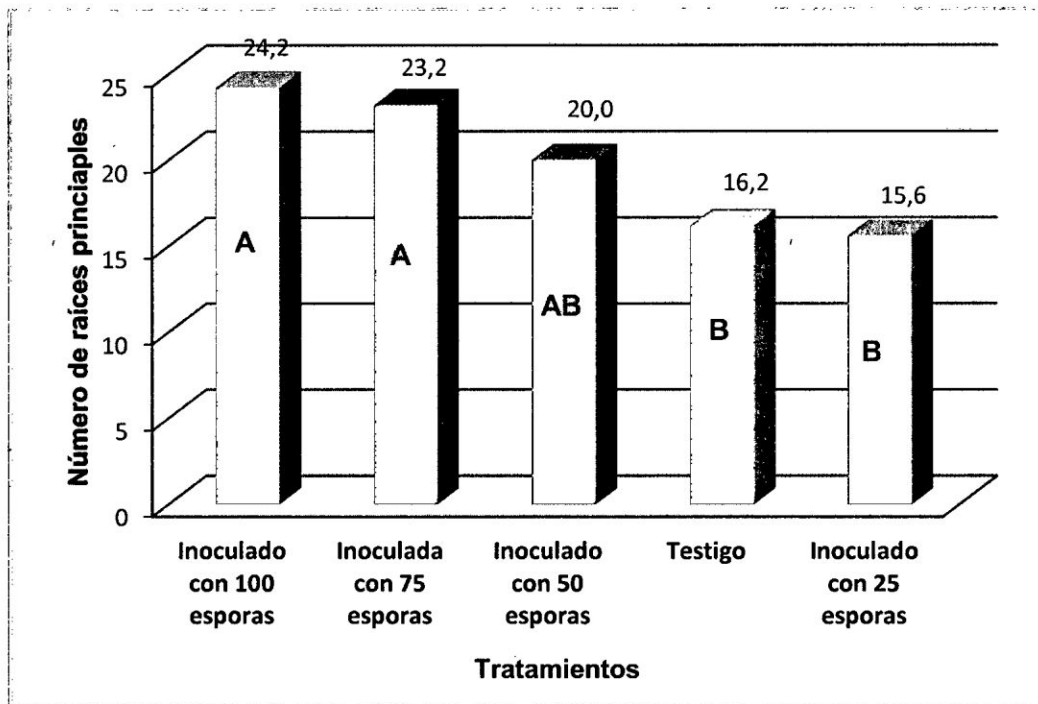


Figura 6: Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el número de raíces principales de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Ayacucho-2014.

## V. DISCUSIÓN

En la tabla 4 se muestra el análisis de varianza para el número de esporas, en *Zea mays* "maíz" inoculado con cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* frente a la planta testigo. En este cuadro se observa una variación significativa muy alta para el número de esporas en los tratamientos con diferentes concentraciones de *Glomus sp.* Hace referencia que al inocular con esporas de micorrizas arbusculares hay mayor número de esporas en el sustrato utilizado a comparación de la planta testigo.<sup>45</sup>

En la figura 1 se observa el efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre la propagación de esporas en *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. En la figura mencionada se muestra que hay un mayor número de esporas en el tratamiento inoculado con 100 esporas de *Glomus sp.* (5207 esporas por 10g de suelo), estadísticamente superior a los tratamientos inoculados con 75, 50 y 25 esporas de *Glomus sp.* estos últimos tratamientos no existe una diferencia estadística, pero todos los tratamientos inoculados son superiores frente al tratamiento testigo (sin inocular). Puesto que las esporas son consideradas estructuras de colonización, y como producto de una buena infección se generan estructuras de reproducción que son las esporas<sup>12</sup>, y siendo el tratamiento testigo con un número inferior de esporas, lo que significa que el sustrato utilizado también presenta hongos formadores de micorriza nativos, que fueron resistentes a la esterilización; sin embargo, el hongo procedente del inóculo resultó ser evidentemente más efectivo<sup>44</sup>, como se puede observar en el mismo gráfico.

En la tabla 5 se muestra el análisis de varianza para el porcentaje de colonización en *Zea mays* "maíz" inoculado con cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* frente a la planta sin inocular. En el mencionado cuadro se muestra que existe variación altamente significativa el porcentaje de infección

en los tratamientos con diferentes concentraciones de *Glomus sp.* El proceso y la tasa de colonización determinan la efectividad de un hongo micorrízico arbuscular o una asociación micorrizal.<sup>26</sup>

En la figura 2 se muestra el efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el porcentaje de colonización en *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Figura en el que se muestra que el tratamiento inoculado con 100 y 75 esporas de *Glomus sp.* presentan un mayor porcentaje de colonización en comparación de los tratamientos inoculados con 50 y 25 esporas de *Glomus sp.*, siendo el tratamiento testigo con un menor porcentaje de colonización. En el porcentaje de colonización también se ve que el tratamiento testigo tiene un porcentaje de colonización muy bajo esto se puede deber al igual que en el número de esporas a la existencia de micorrizas nativos existentes en el sustrato utilizado y que fueron resistentes a la esterilización.<sup>44</sup> Y si el valor de porcentaje de colonización supera el 50 ó 60% se considera un porcentaje de colonización alta y las plantas están adecuadamente micorrizadas.<sup>46</sup> Por lo tanto en el gráfico se puede observar que todos los tratamiento que fueron inoculados con concentraciones diferentes de espóra, tuvieron una micorrización exitosa, a comparación del tratamiento testigo que tuvo una colonización pobre. Estos resultados nos indican que a mayor número de esporas inoculadas se observa como resultado un mayor porcentaje de colonización.

En la tabla 6 se muestra el análisis de varianza (ANVA) de las características generales de la planta hospedera *Zea mays*. "maíz" inoculado con cuatro diferentes concentraciones de esporas de *Glomus sp.*, frente al tratamiento sin inocular (T0).

Respecto a la longitud de la parte aérea de la planta no se encontró diferencias significativas, así mismo tampoco se encontró diferencia significativa en el número de hojas y la longitud de las raíces principales.

En el mismo cuadro se observa que existe diferencia significativa en cuanto al peso fresco y seco de la parte aérea de la planta y en el número de raíces principales se observa una diferencia significativa alta, a comparación de las otras características generales de la planta. Con estos resultados estamos demostrando que la simbiosis ayuda a la mejor absorción de nutrientes y desarrollo de la planta, así como también mencionan otros autores.<sup>3</sup>

En la figura 3 podemos observar el efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre la longitud de la parte aérea de *Zea mays* en condiciones de

invernadero. Figura en el que muestra que el tratamiento inoculado con 75 esporas de *Glomus sp.* y el tratamiento testigo tienen una mayor longitud en comparación a los tratamientos inoculados con 100 y 50 esporas de *Glomus sp.*, que estadísticamente tienen una longitud igual, siendo el tratamiento inoculado con 25 esporas de *Glomus sp.*, con una menor longitud aérea. En el mismo gráfico podemos observar que el tratamiento inoculado con 25 esporas de *Glomus sp.*, no supera en longitud aérea estadísticamente a la planta testigo, esto se puede deber a la existencia de hongos nativos en el substrato utilizado, debido a que hubo resistencia de dichos HMA a la esterilización causando mayor desarrollo en comparación al tratamiento inoculado, porque el papel fundamental de las micorrizas vesícula arbusculares es la simbiosis en la captación de nutrientes minerales de lenta difusión en los suelos, como el fósforo soluble, el Zn y el Cu y se traduce en el crecimiento longitudinal y desarrollo de la planta<sup>40</sup>, estos beneficios que brindan las micorrizas vesícula arbusculares se puede observar en los otros tratamientos inoculados con una mayor concentración de esporas y también en la imagen 10.

En la figura 4 se observa el efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el peso fresco de la parte aérea de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. En dicha figura se muestra que estadísticamente los tratamientos inoculados con 100, 75 y 50 esporas de *Glomus sp.*, tienen un peso fresco mayor e igual en comparación al tratamiento testigo y tratamiento inoculado con 25 esporas de *Glomus sp.*, que presentan un peso fresco bajo, estas diferencias son el resultado de que cuanto mayor es la micorrización en las plantas, el desarrollo es mejor, porque las micorrizas actúan provocando alteraciones morfológicas y anatómicas en las plantas hospederas como cambios en relación al tallo-raíz, en la estructura de los tejidos radicales, en el número de cloroplastos, aumento de la lignificación y biomasa vegetal<sup>41</sup>, aumento que son explicables con una mejora de la planta y el aumento del peso fresco, como se puede observar en la mismo figura.

En la figura 5 se observa efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el peso seco de la parte aérea de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. Figura en el que se observa que los tratamientos inoculados con 75, 100, 50 esporas de *Glomus sp.* y el tratamiento testigo, presentan mayor e igual peso seco de la parte aérea, no encontrándose diferencias estadísticas entre estos tratamientos, pero si se observa diferencias en cuanto al

tratamiento inoculada con 25 esporas de *Glomus sp.* que tiene un peso seco aérea inferior a la planta testigo, este resultado puede ser a que los hongos micorrícicos arbusculares no sólo incrementan la biomasa vegetal sino que también influyen la proporción a la cual esta se distribuye en la parte aérea y la raíz; en general, manifiestan poco efecto de las micorrizas sobre el crecimiento de las plantas y biomasa vegetal <sup>42</sup>; este resultado también puede deberse a que las plantas estuvieron en una maceta pequeña con una capacidad de 1Kg, haciendo que el sustrato utilizado se compacte y tenga poca luminosidad, aireación, ya que un suelo compactado reduce la fertilidad del suelo, distribución de las raíces de las plantas y de las hifas de las micorrizas arbusculares limitando el establecimiento de la simbiosis y los efectos benéficos de las asociación entre hongo y planta.<sup>43</sup>

En la figura 6 se observa el efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* sobre el número de raíces principales de *Zea mays* "maíz" en condiciones de invernadero. En dicha figura se muestra que los tratamientos inoculados con 100, 75 y 50 esporas de *Glomus sp.* estadísticamente no presentan ninguna diferencia; sin embargo el tratamiento inoculado con 50 esporas son similares estadísticamente entre los tratamientos testigo e inoculado con 25 esporas de *Glomus sp.* que presentan un número inferior de raíces principales, puesto q las plantas inoculadas con *Glomus sp.*, está clasificado dentro de los hongos formadores de micorrizas más competitivos y efectivos, ayudando a tomar el fosforo y aumentar la longitud de las raíces principales<sup>44</sup>. También en algunas especies como maíz, arveja, cebolla, tomate y varias solanáceas, las raíces micorrizadas son más gruesas, quebradizas, torcidas y con una mayor ramificación <sup>16</sup>, como se puede ver en la imagen 14. Caso que no ocurre con el tratamiento inoculado con 25 esporas de *Glomus sp.* y el tratamiento testigo, esto puede estar asociado a la competencia entre planta y hongo por fotosíntatos en los estados iniciales de la colonización, cuando el hongo consume el nutriente que se encuentra en el suelo, sin aportar beneficios a la planta.<sup>42</sup>

## VI. CONCLUSIONES

De acuerdo a las evaluaciones realizadas en el trabajo de llegó a las siguientes conclusiones

- La concentración optima se logró con los tratamientos inoculados con 100 y 75 esporas de *Glomus sp.* permitiendo el mayor porcentaje de colonización (con 82,5 % y 80%) y propagación de esporas (con 5207 y 3623 esporas).
- Se demostró que los tratamientos inoculados con 75 y 100 esporas de *Glomus sp.* permite el mayor crecimiento y desarrollo de la planta. El tratamiento inoculado con 50 esporas de *Glomus sp.* también tuvo un buen desarrollo, sin embargo estadísticamente son similares a los tratamientos con 25 esporas y el testigo.

## **VII. RECOMENDACIONES**

- Se recomienda que la esterilización del sustrato a utilizar sea por más tiempo para que los hongos micorrícicos nativos puedan ser eliminados y que el efecto sea solo de los hongos inoculados.
- Según los resultados del trabajo de investigación, se recomienda inocular con 100 ó 75 esporas por maceta.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Olivares, J y Barea, J. Fijación y movilización biológica de nutrientes: Fijación del N y micorrizas. Concejo superior de investigación científica. Madrid. Vol. 2. 1991
2. Ferrato-Cerrato R. Agro microbiología. Colegio de Postgrado de Ciencias Agrícolas, México, D.F. 1995.
3. Paillacho Cedeno F. Evaluación de la efectividad de las micorrizas arbusculares nativas sobre el desarrollo y estado nutritivo del palmito (*Bactris gasipaes* hbk) en etapa de vivero, [tesis profesional], Santo Domingo, Escuela Politécnica del Ejecito. 2010
4. Hernández, A. Las micorrizas. Centro de estudios ecologicos. Argentina. 1999. Disponible en : [http:// www. Cdeea.com/micorrizas1.htm](http://www.Cdeea.com/micorrizas1.htm)
5. Ferrera Cerrato, R. y González, M. Selección de sustratos de crecimiento en microplantulas de cítricos inoculadas con *Glomus* sp. zac-19. 1 Instituto de Recursos Naturales. 2 Instituto de Recursos Genéticos y Productividad. México 2001.
6. Sieverding, E. y Gálvez, A. Ecología de la micorriza vesículo- arbuscular en yuca y el efecto de algunas prácticas agronómicas incluyendo la inoculación de campo sobre ella y la producción de yuca. Palmira- Colombia; 1984.
7. Dávila Rocha, L. y Ramos Frago, C. Multiplicación de hongos micorrizicos arbusculares MA nativos de cultivo de cacao (*Theobroma cacao*) en maíz (*Zea mays*) bajo distintos tratamientos agronómicos. [tesis pregrado]. Colombia: Universidad VELLAPUR; 2009.
8. López Guerrero I. Hongos micorrizicos arbusculares en diferentes sistemas de producción de maguey mezcalero (*agave angustifolia haw.*)” Oaxaca de Juarez –México. [Tesis doctoral] México. Instituto Politécnico Nacional de México; 2006.
9. Pérez A. Diversidad de micorrizas arbusculares en pasto colosuana (*Bothriochloa pertusa* (L) A. Camus de fincas ganaderas del municipio de Corozal-Sucre. Universidad de Sucre, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Grupo de investigación Bioprospección Agropecuaria; 2011.
10. Hernández, L., y Guerra, V. Propagación y micorrización de plantas nativas con potencial para restauración de suelos. Sitio Experimental Tlaxcala-CIRCE-INIFAP, Universidad Autónoma de Tlaxcala. Tlaxcala – México; 2011.
11. Ramírez Diaz, N. Inoculación experimental de hongos endomicorrizicos vesículo Arbusculares (V.A.) *Glomus mosseae* en *solanum tuberosum*, *Vigna radiata*, *Phaseolus vulgaris*”. [Tesis doctoral] Lima-Perú. Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 1988.
12. Esquivel Quispe, R., Huamán L. Microorganismos benéficos y biol en la germinación y producción orgánica de *Spinacia oleracia* “espinaca” en Huamanguilla- Ayacucho. Perú; 2010
13. Sieverding, E. Aspectos básicos sobre la investigación sobre micorrizas vesículo-arbusculares. Universidad Nacional de Colombia; 1984.
14. Coyne, M. Microbiología del suelo un enfoque exploratorio. Editorial Paraninfo ITP An Internacional Thomson Publishing Company. Madrid-España. 2000
15. Gonzales guerrero, M. Estudio de los mecanismos implicados en la homeostasis de metales pesados en el hongo formador de micorrizas Arbusculares *Glomus intraradices*. [tesis doctoral]. Granada: Editorial de la Universidad Granada; 2005.

16. Duchicela, J. Proyecto de Tesis. Evaluación del uso de endomicorrizas versículo arbusculares (MVA) en la obtención de plántulas de tomate de árbol *Solanum betaceum* Cav. ESPE-Facultad de Ciencias Agropecuarias. Sangolqui Ecuador; 2001.
17. León Velandia, D. Evaluación y caracterización de micorrizas arbusculares asociadas a yuca (*Manihot esculenta* sp) en dos regiones de la amazonia colombiana [tesis pregrado]. Bogotá: Pontificia Universidad Javeriana; 2006
18. Redecker D, Kodner R, Ghaham LE. Glomalean fungi from the Ordovician. 2000
19. Schüßler A, Schwarzot D, Walker C. A new fungal phylum, the glomeromycota: phylogeny and evolution. 2001
20. Clapp JP, Helgason T, Young JPW. Genetic studies of the structure and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal communities. Vol. 157 MGA van der Heijden. I Sanders eds, Mycorrhizal ecology; 2002
21. Morton, Joseph. Morphological basis for glomalean taxonomy. En: Classification and identification of arbuscular mycorrhizal fungi, INVAN, First ICOM Workshop (agosto 1-4); 1996.
22. Duran, F. Manual de cultivos organicos, alelopaticos y transgénicos; Edición 2003 por Grupo Latino Ltda; 2003.
23. Gerdermann, J., and Trappe, J. The Endogonaceae in the pacific Northwest. Mycologia Memoir 5. 1974.
24. Sánchez de Prager, M. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Universidad Nacional de Colombia. Palmira; 1999.
25. Guerrero, F. Micorrizas: Fundamentos biológicos y estado del arte. En: Micorrizas: Recurso biológico del suelo. Fondo FEN Colombia ISBN; 1986.
26. Sieverding, E. Ecology of VAM fungi in tropical agrosistemas. Agric. Ecosyst. Environ; 1989.
27. Gonzales, A. Las micorrizas como biofertilizantes en la agricultura. En:Curso cultivo e investigación del chontaduro, CORPOICA. Nariño; 1996.
28. Jeffries, P. Y Barea, J. Arbuscular mycorrhiza a key component of sustainable plant-soil ecosystems. En: The mycota IX, fungol associations. Edition Hock; 1999.
29. Bagyaraj, J. Ecology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. En: AURORA, D. handbook of applied mycologia soil and plants. Vol. 1. New Cork: Marcel Dekker Inc; 1991.
30. Azcon, C. y Guerrero, E. Micorrizas recurso biológico del suelo. Fondo FEN, colombia; 1996.
31. Corwel, W; Bedford, B. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in a phosphorus poor wetland and mycorrhizal response to phosphorus fertilization. En: American journal of Botany88 (10); 2001.
32. Gazey, C. y Robson, A. The rate of development of mycorrhiza effects the onset of sporulation and production of external hyphae by two species of acaulospora. Mycological Research; 1992.
33. Teran, G. Corrección del anteproyecto de tesis "Comportamiento de tres híbridos de maíz duro (*Zea mays* L.) con cuatro niveles de fertilización en la parroquia La concepción Cantón Mira"; 2008.
34. Hernández E. Biología agrícola: Los conocimientos biológicos y su aplicación a la agricultura. Consejo Nacional para la Enseñanza de la Biología, CECSA. México; 2004.
35. Laffite, H. Identificación de problemas en la producción de maíz tropical. Guía de campo, México D.F. 1994.

36. López Díaz J., Olivera Prendes J. y Gonzales Arráez, Los recursos filogenéticos de especies pratenses en *Galia*. Pastos. [Artículo en internet] 2010. [acceso 10 de octubre de 2013] disponible en : <http://polired.upm.es/index.php/pastos/article/viewFile/1719/1721>
37. Sieverding, E. Manual de métodos para la investigación de la micorriza vesículo-arbuscular en el laboratorio. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali. Proyecto Micorriza.1983
38. Walker, C. M. and Sanders, E. Taxonomic concepts in the Endogonaceae. III. The separation of *Scutellospora* gen. nov. From *Gigaspora* Gerp and Trappe. *Micotaxon*; 1986.
39. Ferrera Cerrato, R., Gonzales Chávez, M. y Rodríguez Mendoza, M. Manual de agromicrobiología. Editorial trillas. Primera edición. México; 1993.
40. Bonilla B. utilización de hongos micorrizogenos e la producción agrícola. CORPOICA, regional 3. Boletín de investigación Valledupar. 2000.
41. López, C. y Barceló, A. Sobre micorrizas. Científico (SCIC) en la estación experimental La Mayora. Investigadora del C.I.F.A. disponible en: <http://www.encuentros.uma.es/encuentros55/micorrizas>
42. Sanchez De Prager, M. Endomicorrizas y agroecosistemas. En: XVII Congreso de Fitopatología y Ciencias afines. ASCOLFI. Pineda, L.B. Palmira .1999.
43. Guerrero E., Rivillas C. y Rivera E. Perspectivas de manejo de la micorriza arbuscular en ecosistemas tropicales. En Guerrero E. (Ed.). *Micorrizas. Recursos Biológicos del suelo*. Fondo FEN Colombia, Bogotá; 1996.
44. Sierverding, E. Vesicular-arbuscular mycorrhiza managemet in tropical agrosistemas. Deutsche Gesellschaft fur Technische Zusammenarbeit, Bremer, Germany. 1991.
45. Mosquera, O. Influencia de la inoculación con micorrizas sobre la respuesta del frijol carioca a la fertilización fosfórica In: Sanchez De Prager, M. Y bravo, N. *Investigación sobre micorrizas en Colombia* Ed. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 1984
46. Hernandez-Dorrego, A. Las micorrizas, (on line). Disponible en: [www.terraia.com](http://www.terraia.com)

## ANEXOS

1. 2. 3. 4. 5. 6. 7. 8. 9. 10. 11. 12. 13. 14. 15. 16. 17. 18. 19. 20. 21. 22. 23. 24. 25. 26. 27. 28. 29. 30. 31. 32. 33. 34. 35. 36. 37. 38. 39. 40. 41. 42. 43. 44. 45. 46. 47. 48. 49. 50. 51. 52. 53. 54. 55. 56. 57. 58. 59. 60. 61. 62. 63. 64. 65. 66. 67. 68. 69. 70. 71. 72. 73. 74. 75. 76. 77. 78. 79. 80. 81. 82. 83. 84. 85. 86. 87. 88. 89. 90. 91. 92. 93. 94. 95. 96. 97. 98. 99. 100.

**Tabla 7: Evaluación de las características generales de Zea mays “maíz” inoculadas con concentraciones de *Glomus sp.* y el testigo.**

| TRATA<br>MIENTO | Longitud<br>de la<br>planta<br>(cm) | Número<br>de hojas | Peso<br>fresco<br>parte<br>aérea (g) | Peso<br>seco<br>parte<br>aérea (g) | Longitud<br>de las<br>raíces<br>(g) | Numero<br>de raíces<br>principales | Peso<br>fresco<br>de<br>raíces<br>(g) |
|-----------------|-------------------------------------|--------------------|--------------------------------------|------------------------------------|-------------------------------------|------------------------------------|---------------------------------------|
| T0              | 108,6                               | 12,2               | 50                                   | 12,4                               | 107                                 | 16,2                               | 24,22                                 |
| T1              | 84,8                                | 12                 | 40,04                                | 9,64                               | 126                                 | 15,6                               | 30,92                                 |
| T2              | 103                                 | 11,6               | 51,7                                 | 12,51                              | 122,4                               | 20                                 | 34,13                                 |
| T3              | 111,4                               | 12,2               | 52,26                                | 14,18                              | 117                                 | 23,2                               | 35,64                                 |
| T4              | 103,1                               | 12                 | 57,08                                | 13,28                              | 126,6                               | 24,2                               | 38,18                                 |

**Leyenda:**

T0: Testigo

T1: Inoculada con 25 esporas de *Glomus sp.*

T2: Inoculada con 50 esporas de *Glomus sp.*

T3: Inoculada con 75 esporas de *Glomus sp.*

T4: Inoculada con 100 esporas de *Glomus sp.*

185666

**Tabla 8: Número de esporas en 10 g y Porcentaje de colonización de suelo de *Zea mays* “maíz” inoculadas con cuatro concentraciones diferentes de *Glomus sp.* frente al testigo.**

| <b>TRATAMIENTO</b>        | <b>Número de esporas</b> | <b>Porcentaje de colonización</b> |
|---------------------------|--------------------------|-----------------------------------|
| Testigo                   | 703,3                    | 23,33                             |
| Inoculada con 25 esporas  | 3163,3                   | 54,17                             |
| Inoculada con 50 esporas  | 3276,7                   | 55,83                             |
| Inoculada con 75 esporas  | 3623,3                   | 80,00                             |
| Inoculada con 100 esporas | 5206,7                   | 82,50                             |

**Tabla 9: Comparación múltiple Duncan ( $p= 0,05$ ), para las características generales de la planta *Zea mays* “maíz” con inoculados cuatro concentraciones de esporas de *Glomus sp.* frente al testigo.**

| <b>TRATAMIENTOS</b>                 | <b>MEDIAS</b> |     |
|-------------------------------------|---------------|-----|
| <b>Longitud de la planta</b>        |               |     |
| Inoculado con 75 esporas            | 111.4         | A   |
| Testigo                             | 108.6         | A   |
| Inoculado con 100 esporas           | 103.1         | A B |
| Inoculado con 50 esporas            | 103           | A B |
| Inoculado con 25 esporas            | 84.8          | B   |
| <b>Peso fresco parte aérea</b>      |               |     |
| Inoculado con 100 esporas           | 57.08         | A   |
| Inoculado con 75 esporas            | 52.26         | A   |
| Inoculado con 50 esporas            | 51.7          | A   |
| Testigo                             | 50            | A B |
| Inoculado con 25 esporas            | 40.04         | B   |
| <b>Peso seco parte aérea</b>        |               |     |
| Inoculado con 75 esporas            | 14.18         | A   |
| Inoculado con 100 esporas           | 13.28         | A   |
| Inoculado con 50 esporas            | 12.51         | A   |
| Testigo                             | 12.4          | A   |
| Inoculado con 25 esporas            | 9.64          | B   |
| <b>Número de raíces principales</b> |               |     |
| Inoculado con 100 esporas           | 24.2          | A   |
| Inoculado con 75 esporas            | 23.2          | A   |
| Inoculado con 50 esporas            | 20            | A B |
| Testigo                             | 16.2          | B   |
| Inoculado con 25 esporas            | 15.6          | B   |

**Tabla 10: Comparación múltiple Duncan ( $p= 0,05$ ), para el numero de esporas y porcentaje de infección de la planta *Zea mays* "maíz" con inoculación de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* y planta testigo.**

| TRATAMIENTOS                   | MEDIAS  |   |
|--------------------------------|---------|---|
| <b>Número de esporas</b>       |         |   |
| Inoculado con 100 esporas      | 5206.67 | A |
| Inoculado con 75 esporas       | 3623.33 | B |
| Inoculado con 50 esporas       | 3276.67 | B |
| Inoculado con 25esporas        | 3163.33 | B |
| Testigo                        | 703.33  | C |
| <b>Porcentaje de infección</b> |         |   |
| Inoculado con 100 esporas      | 82.50   | A |
| Inoculado con 75 esporas       | 80.00   | A |
| Inoculado con 50 esporas       | 55.83   | B |
| Inoculado con 25 esporas       | 54.17   | B |
| Testigo                        | 23.33   | C |



1. En un vaso se agregó 100g de suelo en 1L de agua de caño.



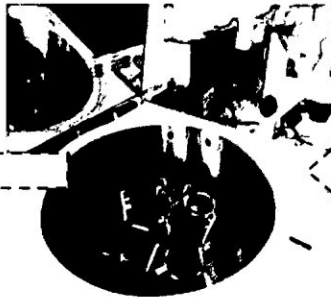
2. Se pasó a una serie de tamices con medidas en micras.



3. El contenido del tamiz se pasó a tubos de centrifugación.



6. Con ayuda de una jeringa se sacó el contenido del tubo al tamiz de 45 um.



5. Se centrifugo por 3 min. a 3000 r.p.m.



4. Se agregó 20 ml de solución sacarosa al 50 %.



7. El sobrenadante se lavó con abundante agua de caño



8. El contenido se transfirió a un papel filtro.



9. Con ayuda del estereoscopio se hizo la extracción de esporas

Imagen 1: Flujoograma de la metodología de extracción de esporas.



**Imagen 2: Recolección de muestras de suelo del distrito de Vinchos para la recuperación de esporas de *Glomus sp.***



**Imagen 3: Esterilización de sustrato.**



**Imagen 4: Llenando macetas con sustrato esterilizado.**



**Imagen 5: Siembra de las semillas de maíz.**



**Imagen 6: Inoculación de esporas de *Glomus sp.***



**Imagen 7: Macetas en el invernadero y protegidas con papel aluminio.**



**Imagen 8: Macetas con plantas de maíz.**



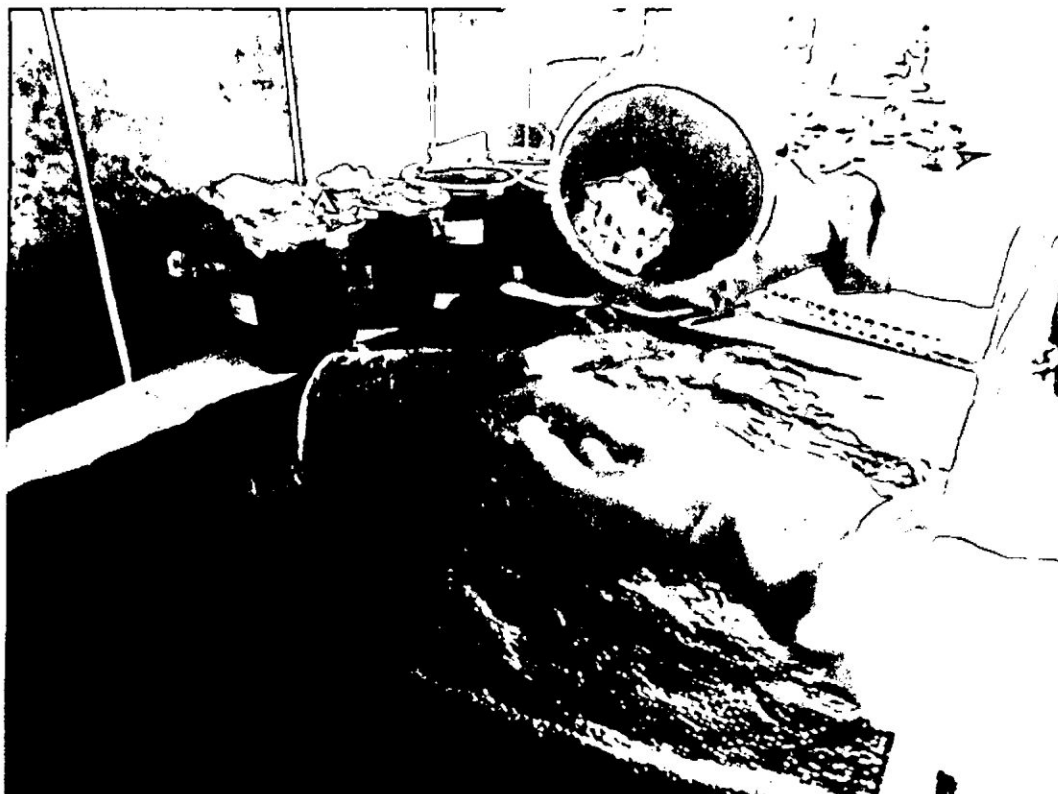
**Imagen 9: Macetas listas para la evaluación.**



**Imagen 10:** Comparación de los tratamientos inoculados con diferentes concentraciones de esporas de *Glomus sp.* frente al testigo.



**Imagen 11: Pesando la parte aérea de la planta de maíz.**



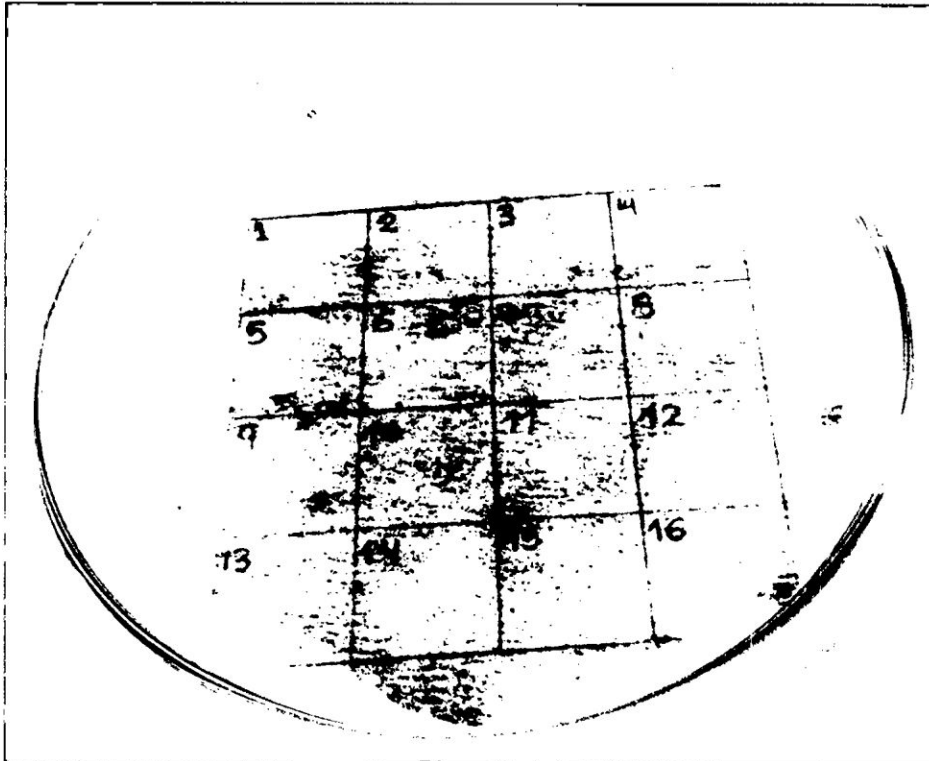
**Imagen 12: Obtención de raíces del sustrato.**



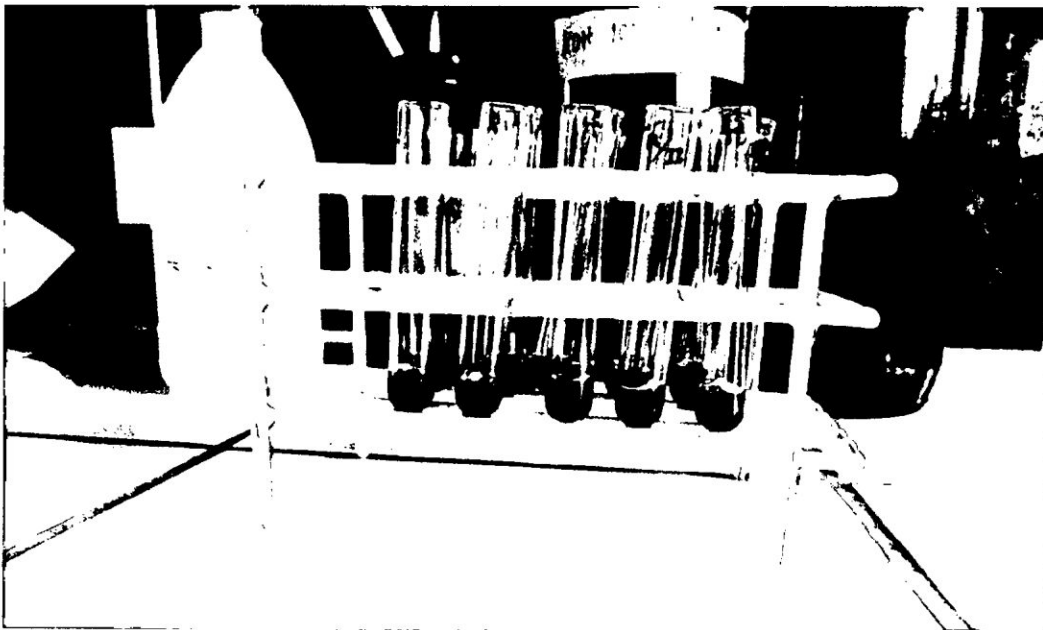
Imagen 13: Comparación de la raíces de los tratamientos inoculados con diferentes concentraciones de esporas de *Glomus sp.* frente al testigo.



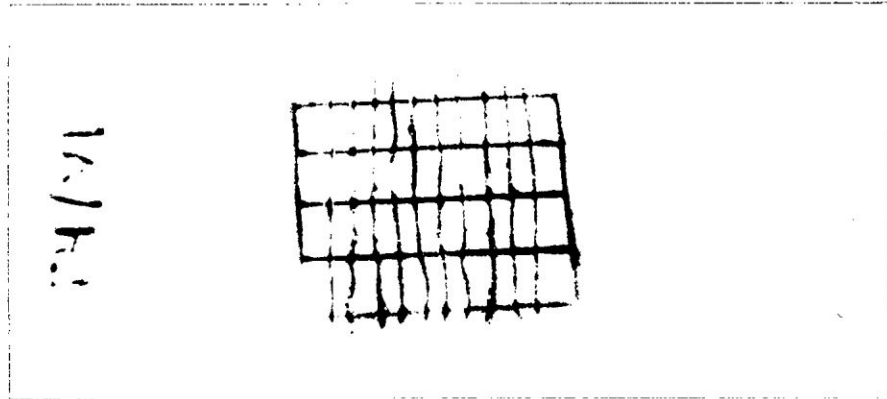
**Imagen 14:** Comparación de la longitud de raíces de los diferentes tratamientos frente al testigo.



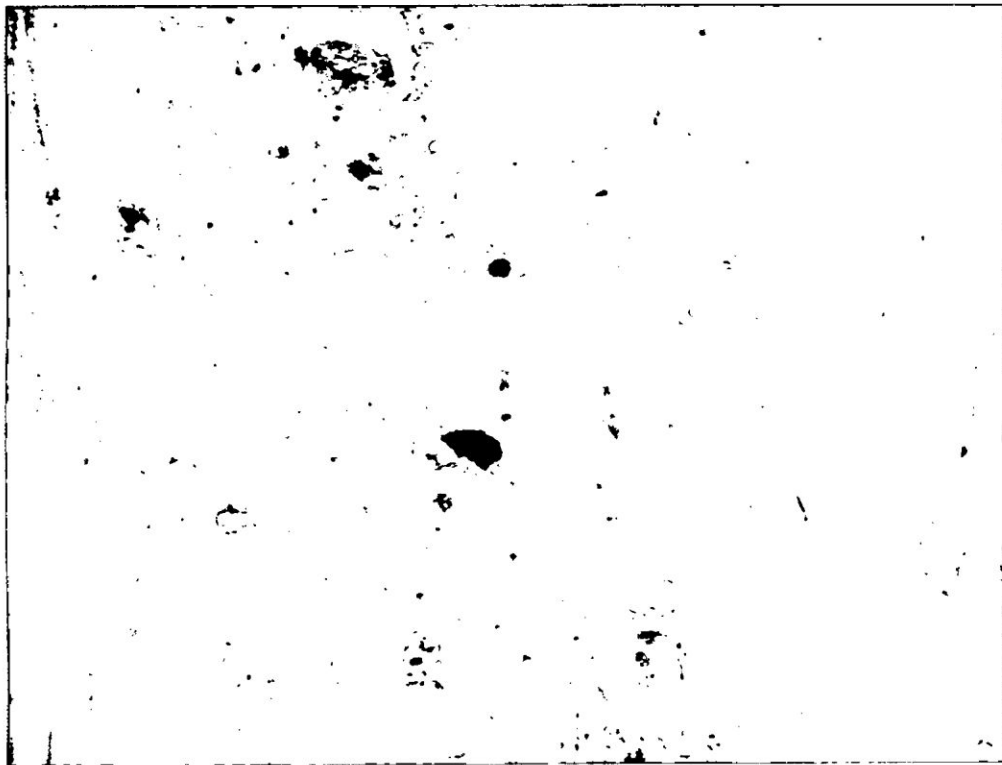
**Imagen 15: Conteo de esporas.**



**Imagen 16: Tinción de raíces para la determinación del porcentaje de colonización.**



**Imagen 17: Montaje de raíces en cobre objeto para conteo de intersecciones con presencia de endomicorrizas.**



**Imagen 18: Vesículas y arbuscúlos de gongos endomicorrícico en raíz de *Zea mays* (400X).**

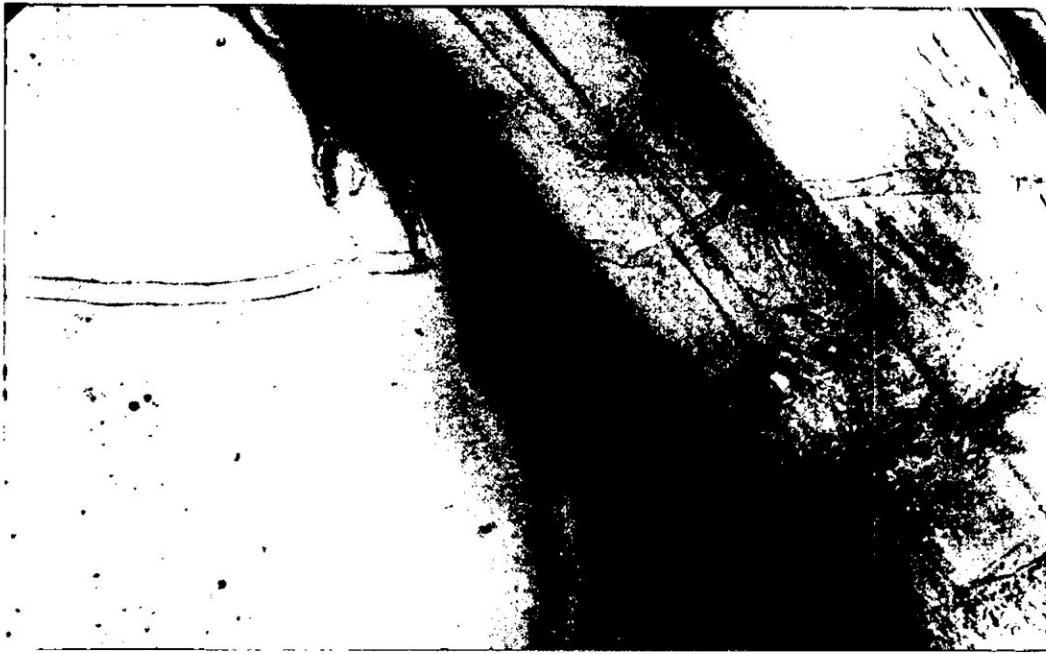


Imagen 19: Hifas de hongo endomicorrícico en raíz de *Zea mays* (400X).

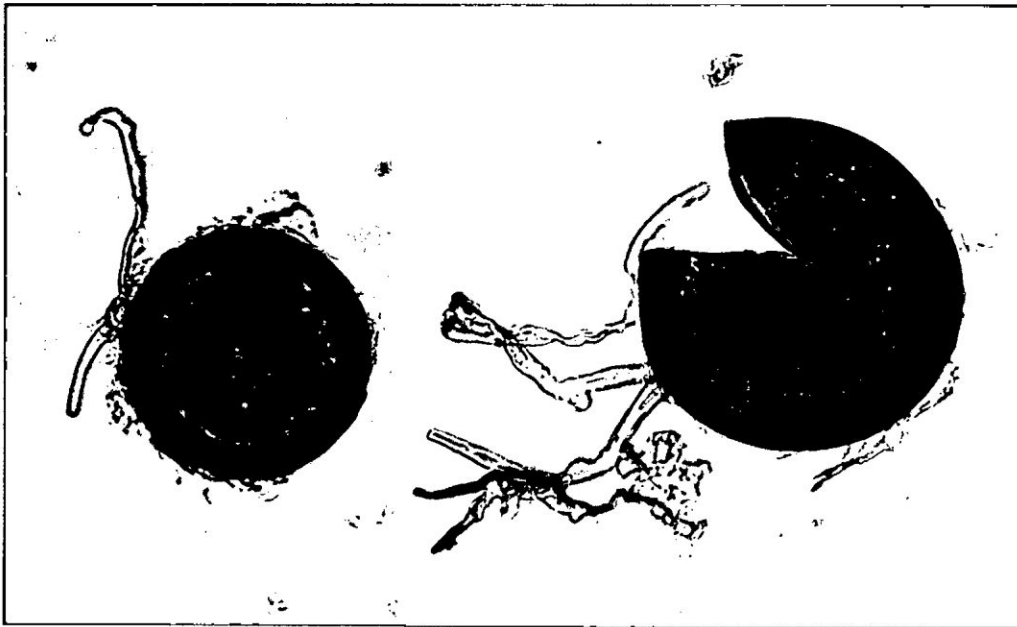


Imagen 20: Espora de *Glomus* sp, de forma ovoide con presencia de resto de hifa.

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**  
**MATRIZ DE CONSISTENCIA**

**TÍTULO:** "Efecto de concentraciones de esporas de *Glomus sp.* en *Zea mays* "maíz", en condiciones de invernadero. Ayacucho - 2014".

**Responsable:** Bach. Liz Cintia Gómez Oréz

**Asesora:** M.Cs. Blga. Roberta Esquivel Quispe

| PROBLEMA   | OBJETIVOS  | JUSTIFICACION  | HIPÓTESIS  | VARIABLES   | INDICADORES  | METODOLOGIA   |
|--|--|--|--|---|--|---|
| <p>¿Mayor concentración de esporas de <i>Glomus sp.</i> permitirá un mayor efecto en la colonización, esporulación y desarrollo de <i>Zea mays</i> "maíz"?</p> <p><b>Problemas específicos</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Que concentración de <i>Glomus sp.</i> permitirá mayor porcentaje de colonización y propagación de esporas?</li> <li>• Con que concentración de esporas de <i>Glomus sp.</i> se desarrollara mejor el <i>Zea mays</i> "maíz"?</li> </ul> | <p><b>Objetivo general</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Evaluar la concentración de esporas de <i>Glomus sp.</i> en el porcentaje de colonización, inoculo de propagación y desarrollo de <i>Zea mays</i> "maíz".</li> </ul> <p><b>Objetivos específicos</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Determinar la concentración óptima de inóculo que permita mayor porcentaje de colonización y propagación de esporas de <i>Glomus sp.</i> en las plantas para su mayor desarrollo y producción, la que servirá en el futuro para el desarrollo de una agricultura ecológica.</li> </ul> <p><i>Zea mays</i> "maíz"</p> | <p>Actualmente no existe investigación de investigaciones que hayan realizado a nivel de <i>Glomus sp.</i> tiene mayor efecto en la colonización, inoculo con esporas de endomicorizas (<i>Glomus sp.</i>), tampoco existe antecedentes de multiplicación de <i>Glomus sp.</i> realizado en Ayacucho; por la cual está presente investigación servirá para conocer la concentración óptima de de la endomicorriza y (<i>Glomus sp.</i>) en las plantas para su mayor desarrollo y producción, la que servirá en el futuro para el desarrollo de agricultura ecológica.</p> | <p>Mayor concentración de esporas de <i>Glomus sp.</i> tiene mayor efecto en la colonización, esporulación y desarrollo de <i>mayz</i> "maíz".</p> | <p><b>Independientes</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Espora de <i>Glomus sp.</i></li> </ul> <p><b>Dependientes</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• <i>Zea mays</i> "maíz".</li> </ul> | <p><b>Indicadores</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Porcentaje de segmentos de raíz colonizada.</li> <li>• Número de esporas por gramo de suelo.</li> </ul> | <p><b>1. Tipo de investigación</b></p> <p>Experimental.</p> <p><b>Análisis de datos</b></p> <p><b>2.Población:</b></p> <p>25 unidades experimentales.</p> <p><b>3.Diseño:</b></p> <p>Completamente ramdomizado.</p> <p><b>4.Técnicas:</b> Siembra directa, micorrización por niveles de inoculación, determinación del crecimiento de la planta, porcentaje de infección y número de esporas por gramo de suelo.</p> <p><b>5.Equipos:</b></p> <p>Microscopio, estereoscopio, centrifugadora, etc.</p> |