

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



**Influencia del tipo de sustrato y planta hospedera
en la colonización de *Glomus sp.* Ayacucho – 2013.**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE
BIÓLOGA CON MENCIÓN EN LA ESPECIALIDAD DE
ECOLOGÍA Y RECURSOS NATURALES**

**PRESENTADA POR:
BACH. GUTIÉRREZ JERI, JHENNESER HAVET**

**AYACUCHO-PERÚ
2015**

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

R.D.N. 229-2014-UNSCH-FCB-D

Bach. Jhenneser Havet, Gutiérrez Jeri

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde con cinco minutos, en el auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, el día dieciséis de diciembre del dos mil catorce, se reunieron los miembros del jurado evaluador integrado por el Dr. Segundo Tomás Castro Carranza como presidente y decano de la Facultad con los profesores Mg. Serapio Romero Gavilán, Dr. Víctor Humberto Alegría Valeriano, M.Cs. Roberta Esquivel Quispe y como secretario docente Blgo. Elbert Hermoza Valdivia, con la finalidad de recepcionar la exposición de tesis, "**Influencia del tipo de substrato y planta hospedera en la colonización de *Glomus sp.* Ayacucho 2013**"; presentada por la Bachiller en Ciencias Biológicas Jhenneser Havet, Gutiérrez Jeri, quien pretende optar el título profesional de Bióloga, con mención en la especialidad de Ecología y Recursos Naturales.

Con la finalidad de que la sustentante exponga su tesis, se da a conocer que los expedientes presentados están en orden, por lo que el Sr. Presidente del jurado da la autorización para que inicie su exposición en un tiempo no mayor de cuarenta y cinco minutos, es así que la Srta. Sustentante da inicio a su exposición agradecimiento a la universidad, profesores, familiares y compañeros de estudio.

Una vez concluida con la parte correspondiente a su exposición el Sr. Decano presidente del jurado evaluador, invita a los miembros del jurado para que efectúen sus preguntas o solicitar las aclaraciones que crean necesarias, los mismos que son respondidas satisfactoriamente por la sustentante.

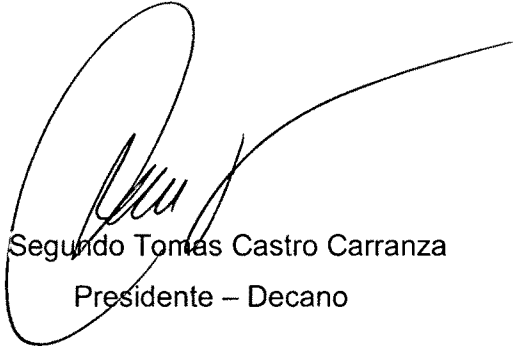
Terminada esta sección de preguntas, se invita a la sustentante y público asistente, para que pueda desocupar el local con la finalidad de discutir y efectuar la calificación de la sustentación, obteniendo la siguiente calificación:

Miembro jurado	Exposición	Rpta. a preguntas	Promedio
Dr. Segundo Tomás Castro Carranza	18	18	18
Dr. Víctor Humberto Alegría Valeriano	17	17	17
Mg. Serapio Romero Gavilán	18	18	18
M.Cs. Roberta Esquivel Quispe	17	15	16

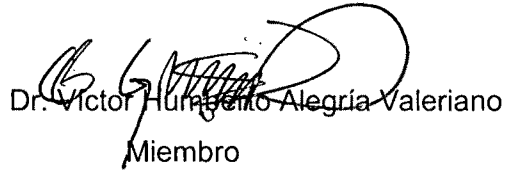
Promedio: 17

De esta calificación se obtiene la nota promedio de diecisiete (17) que resulta aprobatoria, igualmente se invita a la sustentante y público asistente para que puedan ingresar al ambiente con la finalidad de dar a conocer el resultado y de igual forma colocar la medalla en reconocimiento a la nueva profesional Bióloga, cumpliendo con la juramentación respectiva. En fe del cumplimiento de la sustentación los miembros del jurado estampan su firma al pie del presente acta.

Terminada la sustentación siendo las seis de la tarde con quince minutos.



Dr. Segundo Tomas Castro Carranza
Presidente – Decano



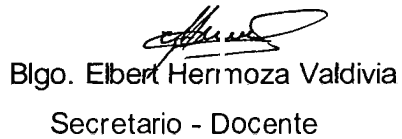
Dr. Victor Humberto Alegria Valeriano
Miembro



Mg. Serapio Romero Gavilán
Miembro



M.Cs. Roberta Esquivel Quispe
Asesor



Blgo. Elbert Hermoza Valdivia
Secretario - Docente

A dios.

A mis queridos padres Ezequiel y Círla

*Con el especial cariño a mis hermanos por
su apoyo.*

A mi novio Ronald por ser mi motivo.

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 en el desarrollo del pueblo.

A la Bióloga Roberta Esquivel Quispe, asesora del presente trabajo de investigación por apoyarme y darme ideas valiosas durante el desarrollo del presente trabajo de investigación.

Al Biólogo Saúl Chuchón Martínez con quien inicié los primeros experimentos de aplicación de técnicas para trabajos de investigación en micorrizas.

A las asistentes del proyecto FOCAM Liz y Raquel, por su valiosa colaboración, y aporte en el desarrollo del presente trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Página
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE GRÁFICOS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
RESUMEN.	viii
I. INTRODUCCIÓN	01
II. MARCO TEÓRICO	03
2.1. ANTECEDENTES	03
2.2. MICORRIZA	05
2.2.1. Taxonomía	06
2.2.2. Estructuras fúngicas	07
2.2.3. Proceso de colonización	09
2.2.4. Factores que afectan la formación y funcionamiento de las micorrizas arbusculares	10
2.3. PLANTA HOSPEDERA Y PRODUCCIÓN DE ESPORAS	12
2.3.1. Maíz	12
2.3.2. Ray grass	14
2.3.3. Cebollita china	15
2.4. SUBSTRATOS	16
2.4.1. Substrato y la colonización de endomicorrizas	16
III. MATERIALES Y MÉTODOS	19
3.1. UBICACIÓN DE LA ZONA DE TRABAJO	19
3.2. MUESTREO, COLECCIÓN Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS PARA INÓCULO	19
3.2.1. Lugares de muestreo y colección de suelo	19
3.2.2. Muestreo y colección de suelo	19
3.2.3. Extracción y aislamiento de esporas de <i>Glomus sp</i> (método de centrifugación en sacarosa)	20
3.2.4. Desinfección de esporas	21
3.3. PREPARACIÓN DE LOS SUBSTRATOS (suelo)	21

3.3.1. Composición de los sustratos A, B y C	21
3.3.2. Esterilización de los sustratos	22
3.4. ESTERILIZACIÓN, DESINFECCIÓN, ADECUACIÓN DE MATERIALES Y AMBIENTE DE TRABAJO	22
3.5. PLANTAS HOSPEDERAS	23
3.5.1. Selección de semillas y plántulas	23
3.5.2. Desinfección y pre germinación de semillas	24
3.5.3. Siembra de las plantas hospederas en macetas	24
3.6. INOCULACIÓN DE ESPORAS DE <i>Glomus sp</i> EN LAS PLANTAS HOSPEDERAS	24
3.7. CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO	25
3.8. EVALUACIÓN DE LA PARTE ÁREA DE LAS PLANTAS HOSPEDERAS	25
3.9. EVIDENCIA DE LA COLONIZACIÓN	26
3.9.1. Tinción de raíces de plantas hospederas	26
3.9.2. Evaluación del porcentaje de colonización	27
3.9.3. Determinación del número de esporas en 100 gramos de suelo	27
3.10. DISEÑO EXPERIMENTAL	28
3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE DATOS	29
IV. RESULTADOS	31
4.1. Porcentaje de colonización	31
4.2. Número de esporas	38
4.3. Evaluación de la parte aérea	44
V. DISCUSIÓN	55
VI. CONCLUSIONES	63
VII. RECOMENDACIONES	65
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	67
ANEXO	71

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1. Análisis de fertilidad de los substratos A, B y C, Ayacucho 2014.	22
Tabla 2. Codificación y denominación de los tratamientos, Ayacucho 2014.	23
Tabla 3. Arreglo experimental de los tratamientos, Ayacucho 2014	29
Tabla 4. ANOVA para el porcentaje de colonización, en tres tipos de substratos, tres especies de plantas hospederas, inoculación y sus interacciones, Ayacucho 2014.	35
Tabla 5. ANOVA para el número de esporas, en tres tipos de substratos, tres especies de plantas hospederas, inoculación y sus interacciones, Ayacucho 2014.	41
Tabla 6. ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y seco de <i>Z. mays</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	44
Tabla 7. ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y seco de <i>L. multiflorum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	48
Tabla 8. ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y peso seco de <i>A. cepa</i> var. <i>aggregatum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	52

ÍNDICE DE GRÁFICOS

	Página
Gráfico 1. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización de <i>Z. mays</i> inoculados y sin inocular, en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	32
Gráfico 2. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización de <i>L. multiflorum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	33
Gráfico 3. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización en <i>A. cepa</i> var. <i>aggregatum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	34
Gráfico 4. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del porcentaje de colonización de <i>Glomus sp</i> en tres tipos de substratos; A, B y C, Ayacucho 2014.	36
Gráfico 5. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para el porcentaje de colonización en tres especies de plantas hospederas <i>Z. mays</i> "maíz", <i>L. multiflorum</i> "ray grass" y <i>A. cepa</i> var. <i>aggregatum</i> "cebollita china", Ayacucho 2014.	37
Gráfico 6. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en <i>Z. mays</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	38
Gráfico 7. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en <i>L. multiflorum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	39
Gráfico 8. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en <i>A. cepa</i> var. <i>aggregatum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.	40
Gráfico 9. Prueba Duncan ($p=0,05$) para el promedio del número de esporas de <i>Glomus sp</i> , en tres tipos de substratos A, B y C, Ayacucho 2014.	42
Gráfico 10. Prueba Duncan ($p=0,05$) para el promedio del número de esporas de <i>Glomus sp</i> , en tres especies de plantas hospederas; <i>Zea mays</i> "maíz", <i>Lolium multiflorum</i> "ray	43

grass” y *Allium cepa* var. *aggregatum*, Ayacucho 2014.

- Gráfico 11.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del diámetro de tallo de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 45
- Gráfico 12.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio de peso fresco de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 46
- Gráfico 13.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio de peso seco de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 47
- Gráfico 14.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio de la longitud de tallo de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 49
- Gráfico 15.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del peso fresco de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 50
- Gráfico 16.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del peso seco de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 51
- Gráfico 17.** Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del peso fresco de *A. cepa* var. *aggregatum*, inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014. 53

ÍNDICE DE ANEXO

	Página
Anexo 1. Porcentaje de colonización y número de esporas de <i>Glomus sp</i> en <i>Z. mays</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.	71
Anexo 2. Porcentaje de colonización y número de esporas de <i>Glomus sp</i> en <i>L. multiflorum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.	72
Anexo 3. Porcentaje de colonización y número de esporas de <i>Glomus sp</i> en <i>A. cepa</i> var. <i>aggregatum</i> inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.	73
Anexo 4. Promedios de la evaluación de la parte aérea de las tres especies de plantas hospederas, en tres tipos de sustratos, inoculados y sin inocular, Ayacucho 2014.	74
Anexo 5. Muestreo y recolección de suelo para la recuperación de esporas de <i>Glomus sp</i> . Ayacucho 2014.	75
Anexo 6. Filtrado de suelo utilizando tamiz, para la recuperación de esporas, Ayacucho 2014.	76
Anexo 7. Extracción de esporas utilizando estereoscopio	77
Anexo 8. Esporas de <i>Glomus sp</i> , de forma ovoide, con presencia de restos de hifa, Ayacucho 2014.	78
Anexo 9 Inoculación de esporas de <i>Glomus sp</i> a la planta hospedera <i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> “cebollita china”, Ayacucho 2014.	79
Anexo 10. Macetas con <i>Lolium multiflorum</i> “ray grass”, protegidas con papel aluminio y algodón, Ayacucho 2014.	80
Anexo 11. Macetas con <i>Zea mays</i> “maíz” inoculados (micorrizado) y sin inocular (testigo) en sustrato A, Ayacucho 2014.	81
Anexo 12. Macetas con <i>Zea mays</i> “maíz” inoculados (micorrizado) y sin inocular (testigo) en sustrato B, Ayacucho 2014.	82
Anexo 13. Macetas con <i>Zea mays</i> “maíz” inoculados (micorrizado) y	83

	sin inocular (testigo) en substrato C, Ayacucho 2014.	
Anexo 14.	Macetas con <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass" inoculada (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato A, Ayacucho 2014.	84
Anexo 15.	Macetas con <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass" inoculada (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato B, Ayacucho 2014.	85
Anexo 16.	Macetas con <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass" inoculada (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato C, Ayacucho 2014.	86
Anexo 17.	Macetas con <i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> "cebollita china" inoculados (micorrizado) y sin inocular en substrato A, Ayacucho 2014.	87
Anexo 18.	Macetas con <i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> "cebollita china" inoculados (micorrizado) y sin inocular en substrato B, Ayacucho 2014.	88
Anexo 19.	Macetas con <i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> "cebollita china" inoculados (micorrizado) y sin inocular en substrato C, Ayacucho 2014.	89
Anexo 20.	Tinción de raíces para la determinación del porcentaje de colonización, Ayacucho 2014.	90
Anexo 21.	Montaje de raíces teñidas, en cubre objeto para conteo de intersecciones con presencia de micorrizas, Ayacucho 2014.	90
Anexo 22.	Hifas de hongos micorrícicos en raíz de <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass" (400X), Ayacucho 2014.	91
Anexo 23.	Matriz de consistencia.	92

RESUMEN

Debido a la importancia en la interacción simbiótica de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) con especies vegetales, así como la escasa información sobre la producción de inóculos de HMA utilizando sustratos y especies de plantas hospederas adecuadas que brinden las mejores condiciones para su propagación con fines de producción de esporas; con tales antecedentes se realizó la presente investigación, con el objetivo de evaluar la colonización del HMA *Glomus sp*, en tres tipos de sustratos y tres especies de plantas hospederas. Para tal motivo se propagó esporas de *Glomus sp* en tres tipos de sustratos; sustrato A (3 de tierra agrícola, 3 de arena, 2 de tierra negra), sustrato B (1 de tierra negra y 1 de compost) y sustrato C (tierra sin cultivar); usando tres especies de plantas hospederas; *Zea mays* "maíz", *Lolium multiflorum* "ray grass", y *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china"; elegidas por ser las más utilizadas en propagación de micorrizas y tener un ciclo biológico corto. La instalación del experimento se realizó en el laboratorio de agrobiología de la Escuela de Formación Profesional de Agronomía. Para evidenciar la colonización de hongos micorrícicos en las plantas hospederas inoculadas se utilizó sustrato estéril, esporas, semillas y ambiente de trabajo desinfectados. Al cabo de noventa días de inoculación se evaluó el porcentaje de colonización, el número de esporas y las características morfológicas de las plantas hospederas. En base a las evaluaciones se pudo concluir que hay un mayor porcentaje de colonización en los sustratos A y C (17,64 % y 17,36 % respectivamente) y en plantas hospederas maíz y ray grass (18 % y 17 % de respectivamente). Se encontró un mayor promedio de esporas en 100 g de sustrato C (1610 esporas) y en las plantas hospederas maíz y ray grass (1633 y 1050 esporas en 100 g de suelo respectivamente).

Palabras clave: *Glomus sp*, colonización.

I. INTRODUCCIÓN

El efecto benéfico que tiene los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) sobre la nutrición y el crecimiento de las plantas a las que se asocian, ha sido bien documentado, dando énfasis en lo que respecta a la promoción del crecimiento y nutrición de plantas, especialmente aquellas de interés hortícola, frutícola y forestal comprobando sus aptitudes y múltiples ventajas¹.

En la mayoría de los sistemas de producción de plantas se ha acudido a la utilización de inoculante a base de esporas en suelo y raíz, suelo-inóculo, o raíces colonizadas por los HMA. Uno de los aspectos que deben ser considerados en los diferentes métodos de producción de inoculante micorrícico, es la selección de la planta hospedera y el tipo de substrato². Generalmente para obtener mayor cantidad de propágulos de HMA se ha acudido a utilizar gramíneas como plantas trampa, ya que producen mayor cantidad de raíces las cuales son susceptibles de ser colonizadas y utilizar estos de propágulos como fuente de inóculo de HMA. La combinación HMA-planta hospedera es un factor determinante en la propagación de una cepa fúngica en especial³.

En la asociación plantas y HMA, los exudados de las raíces producto de la simbiosis, estimulan el crecimiento de las poblaciones de bacterias promotoras del crecimiento vegetal, permitiendo un mayor aprovechamiento del agua y nutrientes del suelo, al explorar zonas que la raíz no alcanza⁴, 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 defensa².

Teniendo en cuenta que, la mayoría de estos estudios han reportado el uso de plantas hospederas y de substratos en las cuales se propagan a los HMA para una posterior inoculación. Se realizó el presente trabajo de investigación con los siguientes objetivos:

Objetivo general

- Evaluar la colonización de *Glomus sp* en tres tipos de sustratos y tres especies de plantas hospederas.

Objetivos específicos

- Determinar en cuál de los tres sustratos A, B y C se obtienen mayor colonización de *Glomus sp*.
- Evaluar en qué especie de planta hospedera se encuentra mayor cantidad de esporas y segmento de raíces colonizadas por *Glomus sp*.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 ANTECEDENTES

Las micorrizas son asociaciones entre hongos benéficos y raíces de plantas, que formando una simbiosis que puede generar beneficios para las plantas incluyendo un mejor crecimiento debido a la mayor absorción de agua y minerales⁵; al estimularse el crecimiento de las raíces, mejorar la absorción de fosfatos y otros nutrimentos, mayor protección de los efectos tóxicos provocados por elevadas concentraciones de ciertos minerales, mejor agregación del suelo en torno a la raíz, resistencia al estrés hídrico y mayor protección contra el ataque de parásitos⁶. En investigaciones anteriores demostraron que estos microorganismos benéficos y el biol ayudan notablemente en la germinación y producción orgánica de *Spinacia oleracea* L. "espinaca" en laboratorio y campo⁷. Los resultados de los estudio en efectividad biológica de especies nativas de HMA en *Cedrela odorata* L. "cedro rojo", muestran las bondades micorrícicas, que reducen eficientemente en 50% el uso excesivo de fertilizantes que contaminan el medio ambiente y que son utilizadas en la producción de planta de *Cedrela odorata* L.⁶

En cuando a la multiplicación de HMA, por esporas se ha venido utilizando plantas hospederas, para tal fin se instala tubos plásticos de 140cc, con un contenido de suelo estéril, que previamente es autoclavado durante cuatro horas. Para luego colocar en cada tubo semillas estériles de sorgo pre germinada con esta técnica se logró propagar las esporas consiguiendo finalmente un cepario⁸. Las plantas hospederas son denominadas también plantas trampa por otros autores como López, quien utilizó una mezcla de suelo y arena de río en proporción 1:1, esterilizado por medio de vapor fluente por una hora durante tres días consecutivos, la arena estéril se colocó en una maceta desinfectada con formaldehído y alcohol⁹.

El inóculo HMA se colocó en una capa homogénea de 3 cm aproximadamente. Las macetas se llenaron hasta su capacidad total, para proceder 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 se recomienda plantas de crecimiento rápido es decir con ciclo vegetativo corto⁹.

Así mismo Pérez 2011¹⁰, menciona que la producción de micorrizas se realiza bajo condiciones de invernadero en macetas de 300 g utilizando como hospedero *Allium cepa* L. "cebolla de bulbo" y como sustrato una mezcla de suelo: arena (3:1) estéril. La producción de plántulas de cebolla se hizo a partir de semillas sexuales, del híbrido *Yellow Granex F1PRR*, este híbrido presenta las siguientes características: semilla seleccionada, con una pureza de 99 % y con una germinación del 94%.

Las semillas fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio al 2 % y sembradas en turba canadiense, que consiste en un sustrato inerte, estéril y con muy poca disponibilidad de nutrientes. La inoculación en base a esporas de *Glomus sp.* (GEV02) se aplicó directamente al sustrato, con una concentración de 50 esporas por plántula. Debido a que la turba es un sustrato inerte, que sólo le sirve de soporte a la planta y que contiene muy poca disponibilidad de nutrientes, se fertilizó cada dos días con la solución nutritiva de Hougland¹⁰.

Azurdia, 1997¹¹, menciona como resultado de su investigación que el género *Glomus sp* fue el que se encontró en casi todos de los suelos muestreados de Guatemala, asimismo en diferentes hospederos tales como pasto, sorgo, caña, cítricos, café y otros. Lo que implica que éste puede considerarse más adaptado para subsistir en diferentes sustratos y diversificarse en condiciones desfavorables, que otros géneros de micorrizas arbusculares.

En general, los efectos directos de la simbiosis sobre la nutrición mineral están limitados a aquellos nutrimentos que son poco móviles y están presentes en bajas concentraciones en la solución del suelo, como es el caso del P, NH_4^+ , K, Zn y Cu.

Debido a la mayor movilidad de iones tales como nitrato o sulfato, no es probable que se formen zonas de agotamiento de estos nutrimentos alrededor de las raíces y posiblemente estos iones no se mueven más rápidamente a través de hifas que en la solución del suelo. Se sabe por ejemplo, que las hifas de los HMA son capaces de captar y translocar azufre (S), pero probablemente esto no sea

importante desde el punto de vista de la nutrición del vegetal, porque éste por sí mismo es capaz de captar sulfato a un ritmo adecuado⁹.

2.2 MICORRIZA

Es la asociación que se establece entre algunos hongos benéficos del suelo y la raíz de una planta. Esta relación se denomina mutualismo, pues se benefician tanto el hongo como la planta³.

En este caso la planta recibe del hongo principalmente nutrientes minerales y agua, y el hongo obtiene de la planta hidratos de carbono y vitaminas que por sí mismo es incapaz de sintetizar, mientras que la planta lo puede hacer gracias a la fotosíntesis y otras reacciones internas¹².

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares juegan un papel importante en el establecimiento y desarrollo de la mayoría de las plantas, mejoran las condiciones de productividad, supervivencia y resistencia ante factores patológicos, su simbiosis mutualista contribuye a la retención física de partículas del suelo limitando los efectos dañinos de la erosión¹³.

La importancia de la asociación de micorrizas arbusculares se basa exclusivamente al papel del hongo en el mayor suplemento de nutrimentos desde el suelo a la planta, sirviendo como intermediario el micelio externo. La asociación micorrícica es una estructura en la cual una unión simbiótica entre un hongo y los órganos absorbentes (las raíces) de una planta, confiere incremento de la adaptabilidad de uno o los dos participantes¹⁴.

La micorriza incrementa la capacidad de absorción de nutrimentos de la raíz, gracias al hecho de que el micelio fúngico, al constituirse en una extensión de la raíz, explora mucho mayor volumen del suelo que la raíz sola. Las hifas del hongo conectan en el interior de la corteza radical con el suelo adyacente, comportándose en forma análoga a los pelos radicales. Las hifas son, sin embargo, más largas y delgadas que éstos por tanto, pueden alcanzar un mayor volumen de micrositios edáficos, lo cual explica la gran capacidad de absorción de nutrimentos de una planta con micorriza.

La asociación micorrícica, además de promover la captación de fosfato y otros nutrimentos, confiere otros beneficios a sus hospederos como; resistencia a la sequía, a fitopatógenos, tolerancia a metales tóxicos y a factores extremos como pH y temperatura¹⁵.

2.2.1 Taxonomía

El término micorriza (*mycos*-hongo, *rhiza*-raíz) fue utilizado por el botánico alemán Albert Bernard Frank, en 1885 para designar así a dicha asociación, y lo clasificó en dos tipos: micorriza ectotrofa y endotrofa; posteriormente en 1969, Melin propuso la siguiente división; ectomicorriza, endomicorriza y ectoendomicorriza, y en 1973 Lewis dividió a las micorrizas vesículo arbusculares (M.V.A.) en ericáceas y orquideáceas¹⁴.

El tipo más común de micorrizas es la vesículo arbuscular, la cual se caracteriza por formar vesículas, arbusculos e hifas no septadas intracelulares y sin duda las de mayor difusión e importancia económica y ecológica¹⁶.

La clasificación taxonómica de los HMA se ha modificado en muchas ocasiones debido a las técnicas de identificación que han utilizado diversos autores. Durante muchos años los hongos formadores de micorrizas arbusculares se ubicaron en el orden *Endogonales* junto al género no micorrizico *Endogone*. Sin embargo, a la luz de las consideraciones filogenéticas, se estableció que su condición simbiótica constituía criterios suficientes para agruparlos en un taxón particular, lo cual dio origen al orden *Glomerales*¹⁷ ¹⁸.

Este orden estaba constituido por dos subórdenes (*Glominae* y *Gigasporinae*), tres familias (*Glomeraceae*, *Acaulosporaceae* y *Gigasporaceae*) y seis géneros (*Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora* y *Scutellispora*). Con base en estos estudios, separan a los hongos de un phylum polifilético (*Zygomycota*) hacia otro que es aparentemente monofilético (*Glomeromycota*)¹.

A nivel de géneros, la taxonomía de estos hongos se fundamenta en características tales como formación y morfología de las esporas, modo de germinación y morfología del esporocarpo. Otros caracteres, como apariencia de las esporas (color, contenido, grosor de la pared, ornamentación y tipo de conexión entre las hifas), murografías (diagramas que ilustran la estructura de la pared de la espora y anatomía de la infección del hongo), se usan para la taxonomía a niveles de especies (no rutinaria entre los taxónomos)¹¹ ¹⁹.

La identificación taxonómica más utilizada está basada en características morfológicas de la espora tales como:

- Tamaño; diámetro de la espora
- Color; puede ser hialino, amarillo, rojo, negro, miel, rosa u otras tonalidades.
- Forma; puede ser redonda, ovalada, irregular, elipsoide, subglobosa, u otras.

- Estructura citoplasmática; puede ser vacuolada o reticulada.
- Estructura superficial; lisa, áspera, ornamentada, ondulada, etc.
- Número de paredes y grosor de las mismas.
- Formación de la hifa terminal.
- Tipo de hifa de soporte¹⁷.

La clasificación taxonómica del hongo micorrízico arbuscular *Glomus sp* está ordenada de la siguiente manera¹⁷:

Reino	: Fungi
Phylum	: Glomeromycota
Clase	: Glomeromycetes
Orden	: Glomerales
Familia	: Glomeraceae
Género	: <i>Glomus</i>
Especie	: <i>Glomus sp</i>

a. Género *Glomus*

Esporas formadas blásticamente sobre una hifa de sostén, solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos, vesículas de pared delgada y elipsoides, hifas intrarradicales raramente enrolladas, conectada a una hifa ramificada. La micorriza se tiñe muy oscuro. Arbúsculos con hifas aplanadas o cilíndricas que reducen de diámetro a medida que se van ramificando¹⁸.

Las esporas con la pared esporal formada por un número variable de capas todas rígidas. Germinación a través del lumen de la hifa de sostén o a través de la pared de la espora¹⁹. Las esporas de *Glomus* se forman por gemación a partir de una punta de las hifas; la hifa esporogénica sigue estando a menudo sujeta a la espora madura²⁰.

2.2.2. Estructuras fúngicas

a. Hifas

Proviene de esporas germinadas, penetran en la raíz y forman un apresorio en las capas más internas del parénquima cortical. Los HMA, 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, de unos 8 a 30 μm de diámetro, más delgadas de 2 a 7 μm de posible función rizoidal, más efímeras que las anteriores¹⁸.

b. Micelio externo

Es el talo o aparato vegetativo de nutrición del hongo, conformado 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 rizosférico, funciona como una prolongación del sistema radicular de la planta, permitiéndole explorar un área mayor del suelo que las raíces de las plantas que no presentan proceso simbiótico de micorrización, no alcanzan generando un aumento de 40 veces de aprovechamiento de los nutrientes (N, P, K, Mg, Cu, entre otros)²¹.

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 suelo²¹.

d. Arbúsculos

Estos se forman poco tiempo después de iniciada la colonización mediante la ramificación dicotómica repetidas de hifas intracelulares, hasta la formación de hifas de menos de 0,2 μm 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.

Se acepta que el principal lugar de transferencia de fosfato desde el hongo a las células radicales es el arbúsculo. Se lleva a cabo mediante un proceso basado en un mecanismo activo de transferencia a través de las ramificaciones finas del mismo¹⁸.

e. 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 Clamidósporas, 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 externo¹⁸.

f. Esporas de hongos micorrícicos arbusculares

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 esporocarpos²².

La germinación de esporas es una parte integral del ciclo de vida de los hongos endomicorrícicos ya que representa la iniciación de la etapa vegetativa del crecimiento. Los caracteres de germinación son importantes para la taxonomía ya que son utilizados para distinguir entre los dos géneros de Gigasporinae, *Gigaspora* y *Scutellospora*. En *Gigaspora* la germinación ocurre directamente a través de la pared celular mientras que en *Scutellospora* ésta ocurre a partir de un escudo de germinación formado sobre o dentro de una capa de pared interna²³.

El proceso de colonización y la tasa de densidad de esporas están determinados por la efectividad de la endomicorriza. La colonización puede originarse a partir de esporas, fragmentos de raíz infectados o hifas. La red hifal y los fragmentos de raíz son dados a ser la fuente principal por la cual las plantas son colonizadas. Al mismo tiempo que la infección se esparce dentro de las células corticales de la raíz hospedera, un micelio de hifas extraradicales crece afuera, hacia el suelo. Las hifas extraradicales tienen un papel importante en la adquisición de nutrientes y forman una fuente de colonización secundaria a lo largo de las raíces²⁴.

2.2.3. Proceso de colonización

La formación de la micorriza arbuscular implica una serie de pasos a partir del reconocimiento de la superficie de la raíz por el hongo hasta la formación de un apresorio, la penetración de células epidérmicas, desarrollo de hifas intraradicales, arbusculares, y en algunos casos, la formación de vesículas⁹.

La “infección” que ocasiona el hongo micorrícico en la raíz de una planta no representa un cuadro patogénico ni supone, bajo condiciones normales, una relación parásito-hospedero. Esto ha conducido a que algunos especialistas prefieran utilizar el término “colonización” en lugar de “infección” para prescindir del significado patológico que esta última palabra sugiere⁹.

a. Primera etapa

Se produce la diferenciación de la espora, propagación del hongo e identificación mutua entre la planta y el hongo en la rizosfera, o en regiones próximas a las raíces nutricias o pelos radicales. Este reconocimiento lo facilitan, al parecer, sustancias exudadas o emitidas por la raíz, que provocan el crecimiento del micelio y un biotropismo positivo del mismo hacia la raíz²⁵.

b. Segunda etapa

Consiste en el acercamiento y acoplamiento progresivo y gradual del micelio y las raicillas produciéndose el contacto intercelular, al formarse una estructura de adhesión entre ambos especímenes²⁵.

c. Tercera etapa

Se realiza la colonización, produciéndose cambios morfológicos y estructurales tanto en los tejidos colonizados por el hongo, como en la organización de la pared celular de la raíz. Posteriormente se produce la integración fisiológica de ambos simbioses (hongo-raíz), y por último se produce una alteración de las actividades enzimáticas, que se coordinan entre los simbioses para integrar sus procesos metabólicos²⁵.

2.2.4. Factores que afectan la formación y funcionamiento de las micorrizas arbusculares

Las condiciones básicas para el establecimiento de la simbiosis son la presencia de una planta susceptible y la existencia de propágulos infectivos en el suelo. En líneas generales, se puede decir que la formación de HMA está teóricamente asegurada.

La efectividad de los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) bajo condiciones de campo están determinados 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, épocas de lluvias y épocas secas) y prácticas

agronómicas (preparación del terreno, aplicación de pesticidas y prácticas culturales)²⁶.

Entre los factores físico-químicos que más influyen en el desarrollo de los HMA se han registrado el pH y el contenido de arcilla. Los HMA tienen amplia capacidad de adaptaciones de pH, éstos se han registrado desde valores de 2,7 a 9,2. Se encuentran diferencias entre especies y ecotipos en cuanto a su capacidad para colonizar en función del pH²⁷.

Por lo tanto, el desarrollo de la micorriza se puede ver afectado por el comportamiento de variables ambientales como los factores abióticos (propiedades físico-químicas del suelo, variaciones climáticas) y factores bióticos (tipo de comunidad vegetal, condiciones fisiológicas de la planta hospedera, interacciones con otros organismos, prácticas antrópicas).

Con respecto a la textura del suelo, se han encontrado porcentajes de colonización por HMA más bajos en suelos arenosos, aunque algunas especies de *Gigaspora* se han visto favorecidas por esta condición²⁷. Los suelos compactados reducen la fertilidad del suelo, la destrucción y distribución de las raíces de las plantas y de las hifas de las micorrizas arbusculares en la rizosfera. La combinación de luz y temperatura, en la medida que afecta la fotosíntesis del hospedero y por lo tanto la disponibilidad de carbohidratos, altera considerablemente el equilibrio de la micorriza arbuscular²⁷. El efecto de la luz sobre las micorrizas al parecer influye en la fotosensibilidad de la planta; un fotoperíodo de 12 horas o más, es importante para producir altos niveles de colonización en comparación con la intensidad de la luz solar.

Respecto al factor agua, los HMA 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. El déficit de agua estimula la producción de esporas, lo cual explica su mayor cantidad en la época seca del año²⁷.

Con relación a la materia orgánica, este influye en la estructura del suelo, el pH, el perfil de nutrientes y la capacidad de retención de humedad del suelo, lo que puede hacer que actúen directa y/o indirectamente influenciando el desarrollo y la eficiencia de las HMA, afirman que la aplicación de fertilizantes orgánicos y

materia orgánica (estiércol de bovino), incrementan la cantidad de micelios y la esporulación de HMA en el suelo².

2.3. PLANTA HOSPEDERA Y PRODUCCIÓN DE ESPORAS

Casi el 90 % de las especies de plantas vasculares hasta ahora examinadas pueden ser colonizadas por micorrizas y son normalmente micorrizales en el campo. La especificidad del hospedero es aparentemente muy baja.

Prácticamente, en la micorriza no hay especificidad en sentido estricto. En general, cualquier hongo puede colonizar cualquier planta susceptible de ser micorrizada y a la vez, una misma raíz puede albergar diversas especies de hongos micorrízicos⁹. 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 a diversos hongos micorrízicos, llevando a la visión ampliamente aceptada de que las asociaciones microfísicas carecen de especificidad. Sin embargo hay algunas evidencias de que existe un cierto grado de especificidad entre las micorrizas y las plantas, particularmente en ecosistemas naturales²².

Un hongo puede infectar un amplio rango de especies, aunque se han reportado diferentes respuestas en el crecimiento de las plantas dependiendo del tipo de hongo que se asocie con ellas, no hay evidencia sobre la especificidad entre una cepa de hongo formador de micorriza arbusculares (HFMA) y una especie de planta. A pesar de ello, no se puede descartar la existencia de diferentes grados de afinidad entre cepas particulares de *Gomerales* y especies de plantas²⁸.

2.3.1. Maíz

a. Taxonomía

Según el sistema de clasificación de Arthur Croquis citado por Terán 2008²⁹, la clasificación botánica del maíz es:

Reino : Plantae
División : Magnoliophyta
Clase : Liliopsida
Orden : Cyperales
Familia : Poaceae
Género : Zea
Especie : *Zea mays*

b. Características botánicas

El sistema radicular del maíz se desarrolla a partir de la radícula de la semilla, que ha sido sembrada a una profundidad adecuada. El crecimiento de las raíces disminuye después que la plúmula emerge. Las primeras raíces adventicias inician su desarrollo a partir del primer nudo en el extremo del mesocotilo; esto ocurre, por lo general, a una profundidad uniforme, sin relación con la profundidad con la que fue colocada la semilla²⁹.

c. Características agronómicas

El maíz es una planta dotada de una amplia capacidad de respuesta a las oportunidades que ofrece el medio ambiente, y tiene alto nivel de respuesta a los efectos de la luz. Actualmente, existen diversidad de cultivares útiles para su cultivo bajo condiciones naturales muy distintas de las propias de su hábitat original.

Los suelos más idóneos para el cultivo del maíz son los de textura media (francos), fértiles, bien drenados, profundos y con elevada capacidad de retención de agua.

El maíz en general, crece bien en suelos con pH entre 6,5 y 7,8 fuera de estos límites suele aumentar o disminuir la disponibilidad de ciertos elementos y se produce toxicidad o carencia. Cuando el pH es inferior a 5,5 a menudo hay problemas de toxicidad por aluminio y manganeso, además de carencia de fósforo y magnesio; con un pH superior a 8 (o superior a 7 en suelos calcáreos), tiende a presentarse carencia de hierro, manganeso y zinc. Los síntomas en el campo, de un pH inadecuado, en general se asemejan a los problemas de micro nutrimentos²⁹.

La falta de agua es el 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 el cultivo puede ocasionar pérdidas de plantas jóvenes, reduciendo así la densidad poblacional o estancar su crecimiento. Sin embargo, el cultivo puede recuperarse sin afectar seriamente el rendimiento. Cerca de la floración (desde unas dos semanas antes de la emisión de estigmas, hasta dos semanas después de ésta) el maíz es muy sensible al estrés hídrico, y el rendimiento de grano puede ser seriamente afectado si se produce sequía durante este período²⁹.

d. Micorrización de plantas de maíz

El estudio del comportamiento de las poblaciones de HMA en plantas de maíz muestra niveles relativamente altos de esporas nativas en el suelo. En estas poblaciones el género predominante con mayor abundancia relativa, es el *Glomus*, lo que refleja su capacidad de adaptación a la diversidad de condiciones edáficas, y por lo tanto ofrece un alto potencial para su uso como biofertilizante. Serralde y Ramírez 2004³¹ establecieron también que las condiciones edáficas modelan la composición de las poblaciones de HMA, dentro de las cuales el pH del suelo y los contenidos de materia orgánica pueden ser empleados como indicadores del comportamiento de las HMA³⁰.

2.3.2. Ray grass

El ray grass italiano pertenece al género *Lolium*, es muy importante tanto en agricultura como en ganadería. Comprende un gran número de especies muchos de los cuales son consideradas plagas, malas hierbas existentes en los cereales de invierno de España, no en vano los romanos denominaron a la cizaña con la palabra "*Lolium*".

Son especies de climas templadas, totalmente adaptables a nuestro país. Existen algunas especies anuales, otras bianuales y otras perennes y su ciclo biológico es muy parecido al de los cereales³¹.

a. Taxonomía

La clasificación taxonómica para el "ray grass" según Arthur Croquis citado por López, Olivera y Gonzales, 2010³² es la siguiente:

Reino	: Planta
División	: Magnoliophyta
Clase	: Liliopsida
Orden	: Cyperaceae
Familia	: Poaceae
Género	: <i>Lolium</i>
Especie	: <i>Lolium multiflorum</i>
Variedad	: Westerworld

b. Características botánicas

Es una especie anual, con hojas largas, anchas y de color verde claro. La lígula (1 a 4 mm). La inflorescencia es en forma de espiga si bien en este caso las

espiguillas están aristadas por lo que se diferencia también del *ray grass* inglés³².

c. Características agronómicas

Su cultivo tienen una duración máxima de 2 años, hay una variedad muy importante (*Lolium multiflorum* variedad *westerwold*) que es anual.

Tienen ambas una implantación muy rápida y agresiva, en 7 a 10 días después de la siembra germina, teniendo una temperatura óptima de germinación entre 16 y 18 °C. Es una especie que se adapta a muchos tipos de climas, pero resiste más las condiciones de calor, sequía y sobre todo salinidad³¹.

2.3.3. Cebollita china

a. Taxonomía

Clasificación taxonómica para la "cebollita china" según el sistema de Adolfo Engler citado por Siura y Chiley, 2006³³ es la siguiente:

Reino	: Planta
División	: Antofita
Clase	: Angiosperma
Orden	: Filifloras
Familia	: Amaryllidaceae (Liliaceae)
Género	: <i>Allium</i>
Especie	: <i>Allium cepa</i>
Variedad	: <i>Aggregatum</i>

b. Características botánicas

Grupo de las cebollas con bulbo compuesto, inflorescencia típica, que pueden producir o no semillas. Multiplicación casi exclusivamente vegetativa por tallo bulboso. Este grupo se caracteriza por la presencia de muchos bulbos laterales pequeños envueltos por las escamas exteriores³³.

c. Características agronómicas

Su cultivo requiere climas templados o cálidos para su desarrollo, pero las condiciones específicas son aquellas de temperaturas frescas (12 °C). Puede cultivarse satisfactoriamente en una gran variedad de suelos. Sin embargo esta prefiere suelos francos, francos arenosos, estos suelos retienen la humedad, facilitan el enraizamiento adecuado y proporcionan buena aireación al sistema radicular de la planta. Además facilitan la formación del bulbo. El pH ideal para el cultivo esta entre 6,0 y 6,5.

El fósforo es importante en la vida de la planta, su deficiencia hace que las plantas presenten sistema radicular delgado³⁴.

d. Micorrización de cebollita china

La información sobre micorrización en cebollita china es escasa, sin embargo es frecuente la micorrización y uso como planta trampa de la cebolla de bulbo pronunciado. Los bulbos de plantas de *Allium cepa* L. con micorriza presentan mayor firmeza que aquellos que no están micorrizadas. La aplicación de fertilizantes nitrogenados tiene un efecto negativo sobre la firmeza de los bulbos de cebolla.

Por otro lado la especie micorrícica utilizada es determinante en la toma de nutrientes en plantas de *Allium cepa* L.; de tal manera, que cuando se inoculan con *Glomus versiforme* presentan un mayor contenido de nitrógeno, fósforo y zinc en sus tejidos, que cuando se inoculan con *Glomus intraradices*; mientras que se presentó el efecto contrario en cuanto al contenido de manganeso¹⁰.

2.4. SUBSTRATOS

El término sustrato se aplica en agricultura para definir a todo material sólido distinto del suelo, natural o sintético, mineral u orgánico, que puesto en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radical, desempeñando por tanto un papel de soporte para la planta. El sustrato puede intervenir o no en el complejo proceso de nutrición vegetal²⁷.

El soporte del cultivo (suelo o sustrato) cumple cuatro funciones; asegurar el anclaje mecánico de la planta, constituir la reserva hídrica de la que las raíces toman el agua, proporcionar el oxígeno necesario para su correcto funcionamiento y asegurar la nutrición mineral de la planta.

La caracterización física permite definir el comportamiento del sustrato respecto a la disponibilidad de aire y agua para el sistema radical de la planta, siendo esta la primera etapa en la evaluación agronómica de un sustrato para plantas³⁵.

2.4.1. Sustrato y la colonización de endomicorrizas

Los HMA se encuentran en la mayoría de los suelos, aunque para que este notable fenómeno se produzca en plenitud, es necesario favorecer al hongo permitiendo que sus esporas colonicen las raíces de las plantas. Los implementos de labranza sacuden al suelo y lo dejan expuesto a la luz solar y a la deshidratación, lo que termina por destruir las esporas del hongo y su ambiente³⁶.

La selección de sustratos adecuado es importante para obtener el máximo beneficio de la inoculación con HMA, del mismo modo que le permita a la planta hospedera expresar el aspecto benéfico de la simbiosis. La colonización micorrícica se afecta significativamente por la composición del sustrato¹¹.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN DE LA ZONA DE TRABAJO

El proyecto de investigación se ejecutó en el laboratorio de Agrobiología (AD-404), de la Escuela de Formación Profesional de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; en la línea de los trabajos de investigación en endomicorrizas.

El laboratorio se encuentra 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 Y EXTRACCIÓN DE ESPORAS PARA INÓCULO

3.2.1. Lugares de muestreo y colección de suelo.

Una parte de las muestras de suelo que se utilizaron, para la obtención de esporas fueron, las ya existentes en el laboratorio de Agrobiología que eran procedentes, de los cultivos de papa existentes en los distritos de Vinchos y Chiara (muestras del trabajo de investigación con el Proyecto FOCAM).

Otra parte de las muestras se obtuvieron de los cultivos de maíz en los campos de experimentación de agronomía en la ciudad universitaria (Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga).

3.2.2. Muestreo y colección de suelo

El muestreo de suelo se realizó en forma aleatoria, ubicada las plantas se procedió a escarbar en los alrededores de la planta a una profundidad de 15 cm aproximadamente como se muestra en el anexo 5, a partir de esta profundidad se extrae el suelo en contacto con las raíces de la planta (suelo rífosférico), las muestras de suelo colectadas fueron procedentes de cultivos de maíz y papa. Para lo cual se utilizó una paleta de jardinería, extrayéndose un aproximado 200 a 300 g de suelo por submuestra; comprendiendo una muestra un mínimo de 12

plantas por parcela. Las muestras de suelo obtenidas se conservaron en bolsas de plástico a una temperatura 5 °C.

3.2.3. Extracción y aislamiento de esporas de *Glomus sp* (método de centrifugación en sacarosa)

Se empleó la técnica de centrifugación en sacarosa, siguiendo lo descrito por Seiverding 1991¹³. Para la mejor separación de las esporas de los restos de suelo y materia orgánica, de modo que facilite el aislamiento y la identificación de las esporas de *Glomus sp*.

- Se colocó 100 g de suelo en un vaso precipitado con aproximadamente 1 L de agua de caño, dejando por una hora.
- Seguido se agitó mecánicamente durante cinco minutos y se dejó reposar tres minutos, con la finalidad de eliminar partículas grandes por sedimentación.
- Se filtró la suspensión por una serie de tamices de 250, 160 y 45 μ m, seguidamente se lavó con abundante agua el contenido de los tamices, procedimiento que se observa en el anexo 6.
- Se obtuvo dos fracciones de 20 ml del tamiz de 45 μ m, el cual se transfirió a dos tubos de centrifugación de 50 ml de capacidad a los cuales se agregó una solución de 20 ml de sacarosa (azúcar) al 50 % (500 g de azúcar en 1000 ml de agua) y se centrifugó a 1800 rpm durante tres minutos.
- Con una jeringa se extrajo esporas del anillo central de la suspensión, al tamiz de 45 μ m y se lavó con abundante agua de caño.
- El contenido del tamiz se transfirió a un papel filtro lo cual se muestra en el anexo 7, de donde se extrajo las esporas con la ayuda de un estereoscopio y una aguja de disección.
- Las esporas extraídas fueron separadas en número de 30 esporas por papel filtro y conservadas a una temperatura de 5 °C hasta el momento de la inoculación.

La selección y extracción de las esporas se realizó teniendo en consideración la similitud en cuanto a forma, color y tamaño, utilizando descriptores ilustrativos, de características morfológicas de esporas de *Glomus sp* que forman micorrizas. Las esporas de *Glomus sp* son esporas redondas, ovales y ovoides, de tamaño pequeño y mediano, con superficial lisa, con doble o simple pared, de color café, naranja, rojizo o transparente, generalmente con hifas perceptible²¹.

Teniendo dichas características se ha aislado las esporas de *Glomus sp.*, como se puede ver en el anexo 8.

3.2.4. Desinfección de esporas

El mismo día de la inoculación de las plantas hospederas, en el ambiente desinfectado y con los materiales e instrumentaria estéril, las 30 esporas contenidas en el papel filtro, fueron cuidadosamente envueltas y sujetadas con un hilo, para evitar la pérdida de dichas esporas durante la desinfección. Se efectuó la desinfección utilizando hipoclorito de sodio al 2 % por 1 min, luego se enjuagó cinco veces con agua destilada estéril, para quitar los restos de hipoclorito de sodio; todo ello con asepsia cerca al mechero de bunsen.

3.3. PREPARACIÓN DE LOS SUBSTRATOS (suelo)

Cada tipo de sustrato o suelo recolectado fue mullido y tamizado para luego ser mezclado teniendo en cuenta las proporciones establecidas para el presente trabajo de investigación; que consta de la siguiente manera:

3.3.1. Composición de los sustratos A, B y C

Para la siembra de las plantas hospederas, se utilizó tres tipos de sustrato:

- El sustrato **A** que contiene en proporción **3** de tierra agrícola, **3** de arena (de las cuales 2 son de arena de asentar y 1 de arena fina) y 2 de tierra negra. Con una textura franco arenosa (Fr-Ao), pH 6,5 (ligeramente ácido), salinidad 0,765 dS/m (muy ligeramente salino), calcáreo total 1,8 % (porcentaje de CaCO₃ en nivel medio), porcentaje de materia orgánica 1,92 % (bajo) y un porcentaje de nitrógenos totales de 0,10%.
- El sustrato **B** proporcionalmente está compuesto de, 1 de tierra negra y 1 de compost. Con una textura franco arcillo arenosa (Fr Ar Ao), pH 5,5 (moderadamente ácido), salinidad 0,479 dS/m (muy ligeramente salino), porcentaje de materia orgánica 8,19% (alto) y un porcentaje de nitrógenos totales de 0,41 %.
- El sustrato **C** que en su totalidad es tierra sin cultivar (tierra virgen); que fue colectado de áreas en la ciudad universitaria donde no se ha realizado cultivos. Presenta 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 %.

El análisis químico – físico de los substratos A, B y C, fueron realizados en el laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas y Aguas “Nicolás Roulet” del programa de Investigación en Pastos y Ganadería, de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Presentada en la siguiente tabla.

Tabla 1. Análisis de fertilidad de los substratos A, B y C, Ayacucho 2014.

SUBSTRATOS	CLASE TEXTURAL	pH (H ₂ O)	C.E. (dS/m)	CaCO ₃ (%)	M.O. (%)	Nt (%)	P	K
A	Fr-Ao	6,5	0,765	1,8	1,92	0,1	31,2	93,3
B	Fr-Ar-Ao	5,5	0,479	0	8,29	0,41	2,8	63,1
C	Ar-Ao	7,2	0,376	0	0,64	0,03	3,5	59,1

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos y Aguas “Nicolás Roulet” Programa de Pastos y Ganadería de la UNSCH–2013

Leyenda:

Fr-Ao: Franco -arenoso

Fr-Ar-Ao: Franco- arcillo- arenoso

Ar-Ao: Arcillo-arenoso

3.3.2. Esterilización de los substratos

Para la esterilización de los substratos se utilizó una autoclave, para lo cual se colocó los substratos en bolsas plásticas de 10 x 15 cm debidamente codificados según el tipo de sustrato, el cual contenía un kilogramo de sustrato por cada bolsa. Se autoclavó a una presión de 0,14 mega pascal (MPa), que equivale a 20,31 Lb/pul², temperatura de 121 °C por 30 min, por dos veces seguidas.

3.4. ESTERILIZACIÓN, DESINFECCIÓN, ADECUACIÓN DE MATERIALES Y AMBIENTE DE TRABAJO

- Los materiales como placas, probeta, pipeta, vaso precipitado, matraz, papel aluminio, fueron envueltos con papel graf, para luego ser colocadas en la autoclave, esterilizándose a una presión de 0,14 MPa, (20,31 Lb/pul²), temperatura de 121 °C por 20 min.
- Los vasos tecnoport descartables que se usaron como macetas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 3% por 2 min, y enjuagadas cinco veces con agua corriente estéril. Estos vasos tenían una capacidad de 12 onzas, el contenido en peso de los substratos por vaso fueron, sustrato A 360g, sustrato B 270 g, sustrato C 350 g.

- Para la mejor identificación de los tratamientos, se codificaron las macetas, teniendo en cuenta el tipo de sustrato A, B o C, la especie de planta hospedera *Zea mays*, “maíz” (Z), *Lolium multiflorum* “ray grass” (L) o *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china” (A) y la denominación inoculado y sin inocular (testigo).

Presentándose la codificación de la siguiente manera:

Tabla 2. Codificación y denominación de los tratamientos, Ayacucho 2014.

CÓDIGO	DENOMINACIÓN
ZA :	<i>Zea mays</i> en sustrato A (inoculado)
ZB:	<i>Zea mays</i> en sustrato B (inoculado)
ZC:	<i>Zea mays</i> en sustrato C (inoculado)
TZA:	<i>Zea mays</i> en sustrato A (sin inocular)
TZB:	<i>Zea mays</i> en sustrato B (sin inocular)
TZC:	<i>Zea mays</i> en sustrato C (sin inocular)
LA :	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato A (inoculado)
LB:	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato B (inoculado)
LC:	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato C (inoculado)
TLA:	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato A (sin inocular)
TLB:	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato B (sin inocular)
TLC:	<i>Lolium multiflorum</i> en sustrato C (sin inocular)
AA :	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato A (inoculado)
AB:	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato B (inoculado)
AC:	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato C (inoculado)
TAA:	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato A (sin inocular)
TAB:	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato B (sin inocular)
TAC:	<i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> en sustrato C (sin inocular)

- En el ambiente de trabajo se desinfectó las mesas, el piso, las paredes con hipoclorito de sodio al 3 %.

3.5. PLANTAS HOSPEDERAS

3.5.1. Selección de semillas y plántulas

Las semillas de *Zea mays* variedad morocho “maíz”, *Lolium multiflorum* variedad *westerworld* “ray grass”, fueron seleccionadas teniendo en cuenta, el color, la homogeneidad de tamaño y forma. En cuando a las plántulas de *Allium cepa* variedad *aggregatum* “cebollita china”, se tuvo en cuenta el color y vigor del bulbo.

3.5.2. Desinfección y pre germinación de semillas

Para la desinfección de las semillas se utilizó indumentaria estéril (guarda polvo, gorra, guantes). Las semillas de *Zea mays* "maíz" y *Lolium multiflorum* "ray grass" en números de 10 y 20 semillas respectivamente, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2% por 2 min y enjuagadas cinco veces con agua destilada estéril en presencia de un mechero de bunsen, luego fueron sometidas a un tratamiento de pre germinación en placas Petri con papel toalla previamente esterilizadas. Al cabo de cinco días se reportó un 98 % de germinación para ambas semillas.

En cuanto a la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china", se utilizó el bulbo de la planta, a la cual previamente se lavó y cortó las raíces y las hojas, el bulbo se desinfectó con hipoclorito de sodio al 2% por 1 min, finalmente enjuagando cinco veces con agua estéril. Todo esto al cabo de los cinco días de germinación de las semillas de maíz y ray grass.

3.5.3. Siembra de las plantas hospederas en macetas

En el ambiente de cultivos, previa desinfección y utilizando guardapolvo, mascarilla, guantes y gorra se procedió al llenado de las macetas, con los respectivos substratos previamente esterilizados (30 vasos con substrato A, B y C), seguido se realizó la siembra, de las semillas pre germinadas de *Zea mays* "maíz", *Lolium multiflorum* "ray grass" y los bulbos de *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" que se realizó por siembra directa, todo lo anterior en presencia de un mechero de bunsen.

Después de la siembra, las macetas fueron regadas a capacidad de campo y cubiertas con papel aluminio, que presentaba una abertura en la parte superior por donde se extendió la parte aérea de las plantas, la misma que fue cubierta con algodón para evitar la contaminación de la maceta (anexo 10).

3.6. INOCULACIÓN DE ESPORAS DE *Glomus* sp EN LAS PLANTAS HOSPEDERAS

En el ambiente desinfectado, con los materiales e indumentaria estéril, las esporas de *Glomus* sp aisladas y desinfectadas, fueron inoculadas a los siete días de la siembra de las plantas hospederas *Zea mays* "maíz" *Lolium multiflorum* "ray grass" y *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" (45 macetas inoculadas, 15 macetas de cada planta hospedera).

Se inoculó un número de 30 esporas por planta hospedera, prosiguiendo de la siguiente manera; se quitó el papel de aluminio que cubre la maceta, se dejó correr agua destilada estéril que arrastren las esporas contenida en el papel filtro, de modo que las esporas caigan sobre el substrato que rodea el cuello de la planta hospedera, con la finalidad de facilitar el contacto raíz- espora, y garantizar la colonización, procedimiento mostrado en el anexo 9.

3.7. CONDUCCIÓN DEL EXPERIMENTO

- Teniendo en cuenta los factores que afectan la colonización por micorrizas, las plantas hospederas inoculadas y sin inocular se mantuvieron a las mismas condiciones controladas de humedad del suelo (realizando riegos a capacidad de campo), estado de sanidad de las plantas hospederas, contaminación de suelo con posibles microorganismos del ambientales que fue contrarrestada con la protección de las macetas con papel aluminio y abertura del papel aluminio protegida con algodón.
- Las labores agronómicas como el control de plagas se realizaron manualmente, limpiando cuidadosamente las hojas y tallos de las plantas con detergente diluido, lo anterior con el propósito de evitar la aplicación de plaguicidas que pudieran afectar los HMA inoculados.
- En cuando a la presencia de poca luz por tratarse de una instalación *in vitro* en laboratorio, se prolongó las horas luz con iluminación eléctrica.
- Se reportó la temperatura ambiental semanalmente, presentándose una temperatura de 18 °C a 19 °C durante el tiempo de desarrollo de las plantas hospederas (3 meses).

3.8. EVALUACIÓN DE LA PARTE ÁREA DE LAS PLANTAS HOSPEDERAS

A los 90 días de la inoculación se evaluó para cada tratamiento (plantas hospederas inoculadas y sin inocular), considerando como variables morfológicas a evaluar lo siguiente:

- Longitud de la planta (medida desde el cuello del tallo hasta la última hoja visible superior)
- Número de hojas (número de hojas verdaderas)
- Diámetro de tallo (medida a 3 cm del cuello del tallo en maíz, 2 cm del cuello en cebollita china y a 1 cm en *ray grass*).

Para el reporte de peso húmedo, se consideró solo la parte aérea las plantas hospederas y para reportar el peso seco se coloraron las partes aéreas de las plantas hospederas en una estufa a 60 °C por 24 h, para facilitar el secado. Los resultados de las medidas obtenidas se presentan el anexo 4.

Las raíces de todas las plantas hospederas que quedaron en las macetas, fueron separadas del sustrato y conservadas a una temperatura de 5 °C hasta el momento de su evaluación.

3.9. EVIDENCIA DE LA COLONIZACIÓN

Para la evidencia de la colonización se utilizó dos métodos, una que determina el porcentaje de colonización de las micorrizas en las raíces de la planta y otra que determina el número de esporas en 100 g de sustrato, producidas como consecuencia de la colonización de raíces por las esporas *Glomus sp* inoculadas.

3.9.1. Tinción de raíces de plantas hospederas

Se siguió el procedimiento de Phillips y Hayman, 1970; ligeramente modificado, y mencionado por Ferrato, 1993¹⁴.

- Se lavaron las raíces de las plantas hospederas con el fin de eliminar los restos de suelo que aún permanecían unidos a ellas.
- Se introdujeron las raíces en tubos de ensayo.
- Se cubrió las raíces con una solución KOH al 10 %, seguido se calentó en baño maría a 60 °C, durante 20 min, más tiempo para las raíces de maíz que eran más gruesas y tenían muchos taninos (clareo).
- Una vez enfriados los tubos se elimina el KOH y se lavó las raíces con agua destilada, hasta eliminar totalmente los restos de KOH.
- Seguido se cubrió las raíces con una solución de HCl al 10 %, para neutralizar el KOH que haya podido quedar en la raíz (acidificación), dejando actuar el HCl por 2 minutos para luego desecharlo y enjugar.
- Finalmente se realizó la tinción utilizando un colorante específico para teñir hifas de hongos endomicorrícicos denominado Azul Tripán a una concentración de 0,05 % en lacto glicerol como se muestra en el anexo 20, y se calentaron los tubos durante cinco minutos en baño maría a 60 °C.
- Se sacó los tubos del baño maría y se dejó enfriar, para luego eliminar el exceso de colorante.

- Las raíces contenidas en los tubos de ensayo fueron seleccionadas, cortadas y colocadas en porta objetos con 4 líneas paralelas, para el respectivo conteo de intersecciones de segmentos de raíz colonizadas.

3.9.2. Evaluación del porcentaje de colonización

Se siguió el método de Phillips y Hayman, 1970; ligeramente modificado, y mencionado por Ferrato, 1993¹⁴.

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; vesículas, arbuscúlos e hifas, tal como se observa en el anexo 22.

Para determinar el porcentaje de colonización, se utilizó un microscopio. Colocando 10 segmentos de raíces teñidas de aproximadamente 2 cm de longitud, sobre un porta objetos con 4 líneas paralelas y equidistantes de 2 mm (40 intersecciones) y protegidas por un cubre objeto. Se reportó el número de intersecciones de raíces teñidas colonizadas, (con presencia de estructuras de hongos micorrícicos como son vesículas, arbuscúlos o hifas), observadas al microscopio a un aumento de 400X (anexo 21).

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

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

Los porcentajes de colonización para todos los tratamientos se presentan en los anexos 1, 2 y 3.

3.9.3. Determinación del número de esporas en 100 gramos de suelo

Se utilizó el método de tamizado y decantado en húmedo de Gerdemann y Nicolson 1963, citado por Ferrato, 1993¹⁴ método que permite la extracción de esporas en un buen porcentaje.

3.9.3.1. Extracción de esporas para conteo (método de tamizado y decantación)

- Se pesó 100 g de suelo por separado teniendo en cuenta el tipo de sustrato (A, B o C) y planta hospedera (*Zea mays* "maíz", *Lolium multiflorum* "ray grass" o *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china").

- Se diluyó el sustrato en 1L de agua, moviendo constantemente cada 3 min y dejando reposar por un tiempo total de 50 min.
- Se filtró la solución sedimentada por una serie de tamices de 250, 160 y 45 um, la cual se lavó con a agua corriente.
- La muestra del tamiz 250 um se extrajo directamente a una placa Petri codificada teniendo en cuenta el tipo de tratamiento.
- Las muestras del tamiz 160 y 45 um se extraen a un matraz de 150 ml, por separado, el cual se agita constantemente y se deja sedimentar para eliminar los restos de partículas grandes.
- El sobrenadante del matraz que corresponde a la solución del tamiz de 160 um se transfirió a un papel filtro cuadrado (con 16 cuadrantes de 1,5 x 1,5 cm) y codificado.
- El sobrenadante de la muestra del tamiz de 45 um sedimentado en matraz, se centrifugó y transfirió a un papel filtro cuadrado (con 16 cuadrantes de 1,5 x 1,5 cm) y codificado.

3.9.3.2. Conteo de esporas

Para la determinación del número de esporas en 100 g de suelo, se cuantificó las esporas por tamiz (tres tamices por muestra filtrada) utilizando un estereoscopio y contando directamente las esporas que se encontraban en cada cuadrante de papel filtro. Para las muestras del tamiz 45 um se utilizó un aumento de 60X, para el de 160 um 40X y para el de 250 um 30X.

El resultado se reportó en número de esporas en 100 g de suelo según la siguiente fórmula.

$$\text{Número de esporas en 100g de suelo} = \frac{\text{(número de esporas contadas)} \times \text{(g de suelo)}}{100 \text{ g de suelo}}$$

La cantidad de esporas por tratamiento con tres repeticiones se muestra en los anexos 1, 2 y 3.

3.10. DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño experimental es un factorial de 3 X 3 X 2 (3 tipos de sustrato, 3 especie de planta hospedera y 2 con dicciones de inoculación). Diseño conformado por 18 tratamientos, con cinco repeticiones cada uno, presentándose un total de 90 unidades experimentales.

Ordenadas de la siguiente manera; 30 de *Zea mays* "maíz", (10 en substrato A, 10 en substrato B, 10 en substrato C); 30 de *Lolium multiflorum* aggregatum "ray grass" (10 en substrato A, 10 en substrato B, 10 en substrato C) y 30 de *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" (10 en substrato A, 10 en substrato B, 10 en substrato C). Cada uno de los 10 tratamientos en tipos de substratos, presenta 5 repeticiones de tratamientos inoculados y 5 tratamientos sin inocular.

Tabla 3. Arreglo experimental de los tratamientos, Ayacucho 2014.

Nº total de macetas	Grupos de plantas hospederas	Nº tratamiento con y sin inoculante	
90 macetas	30 macetas con <i>Zea mays</i> "maíz"	15 macetas inoculadas (en substrato A, B y C)	5 ZA 5 ZB 5 ZC
		15 macetas no inoculadas (en sustrato A, B y C)	5TZA 5TZB 5TZC
	30 macetas con <i>Lolium multiflorum</i> aggregatum "ray grass"	15 macetas inoculadas (en substrato A, B y C)	5 LA 5 LB 5 LC
		15 macetas no inoculadas (en substrato A, B y C)	5TLA 5TLB 5TLC
	30 macetas con <i>Allium cepa</i> var. <i>aggregatum</i> "cebollita china"	15 macetas inoculadas (en substrato A, B y C)	5 AA 5 AB 5 AC
		15 macetas no inoculadas (en substrato A, B y C)	5TAA 5TAB 5TAC

3.11. ANÁLISIS ESTADÍSTICO DE DATOS

Los resultados se analizaron utilizando el programa estadístico Infostat; analizándose la varianza (ANOVA), con nivel de confianza de 95% y prueba de comparación de promedios DUNCA al 5% de confianza, que determinaron los grupos de similitud entre tratamientos.

El resultado de porcentaje de colonización y de número de esporas se transformaron utilizando arcoseno raíz y logaritmo natural respectivamente, por tratarse de datos porcentuales y números elevados, para luego ser comparados con el desarrollo de la parte aérea de las plantas hospederas y el análisis físico químico de los substratos. Estos resultados se presentan en cuadros, gráficos e imágenes.

IV. RESULTADOS

La determinación de la influencia del tipo de sustrato y especie de planta hospedera, que se han utilizado para la propagación del hongo micorrízico arbuscular *Glomus sp*, con fines de propagación de esporas. Se ha evaluado el porcentaje de colonización, el número de esporas por gramos de suelo y adicionalmente se ha determinado las características morfológicas de las plantas hospederas (longitud de planta, número de hojas, diámetro de tallo, peso húmedo y peso seco de la parte aérea).

4.1. Porcentaje de colonización

El porcentaje de colonización, se reporta como el porcentaje de segmentos de raíces con presencia de estructuras fúngicas; hifas, arbusculos, vesículas dentro y entre las células de las raíces teñidas de plantas hospederas.

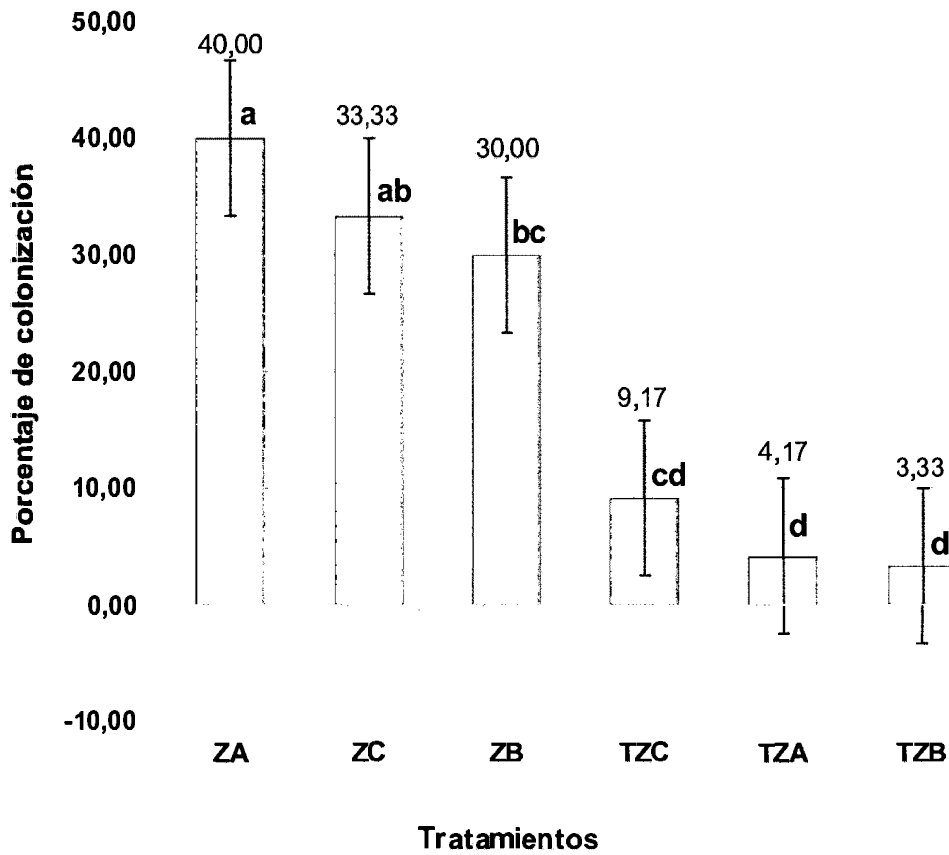


Gráfico 1. Prueba Duncan ($p=0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización de *Z. mays* inoculados y sin inocular, en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- ZA : *Zea mays* "maíz" en sustrato A (inoculado)
- ZB : *Zea mays* "maíz" en sustrato B (inoculado)
- ZC : *Zea mays* "maíz" en sustrato C (inoculado)
- TZA : *Zea mays* "maíz" en sustrato A (sin inocular)
- TZB : *Zea mays* "maíz" en sustrato B (sin inocular)
- TZC : *Zea mays* "maíz" en sustrato C (sin inocular)

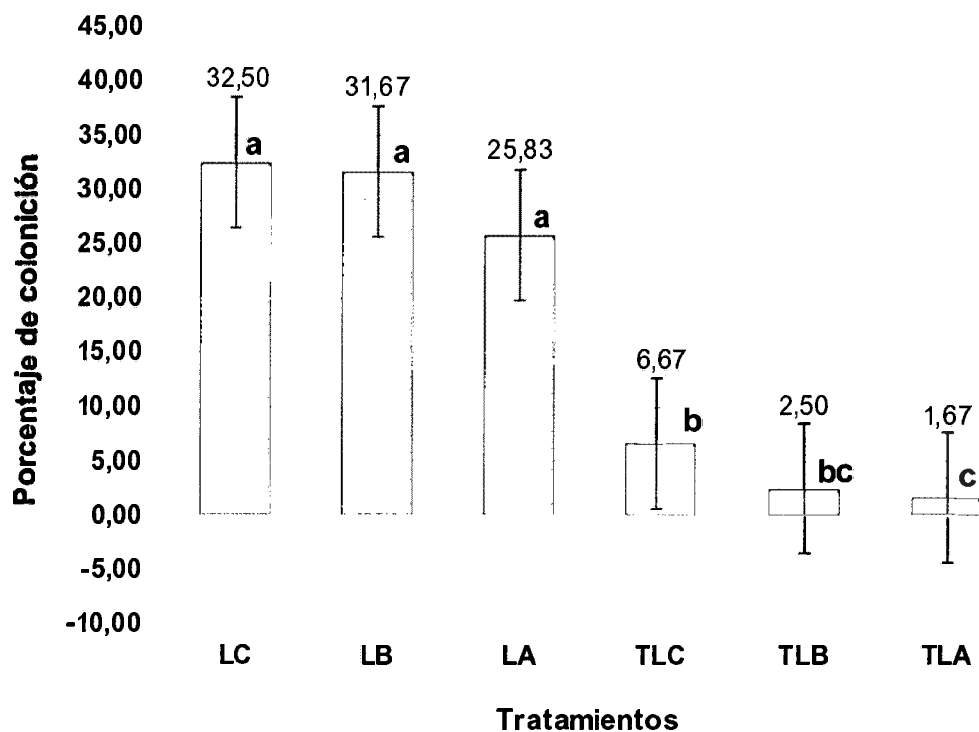


Gráfico 2. Prueba Duncan ($p=0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

Leyenda

- LA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (inoculado)
- LB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (inoculado)
- LC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (inoculado)
- TLA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (sin inocular)
- TLB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (sin inocular)
- TLC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (sin inocular)

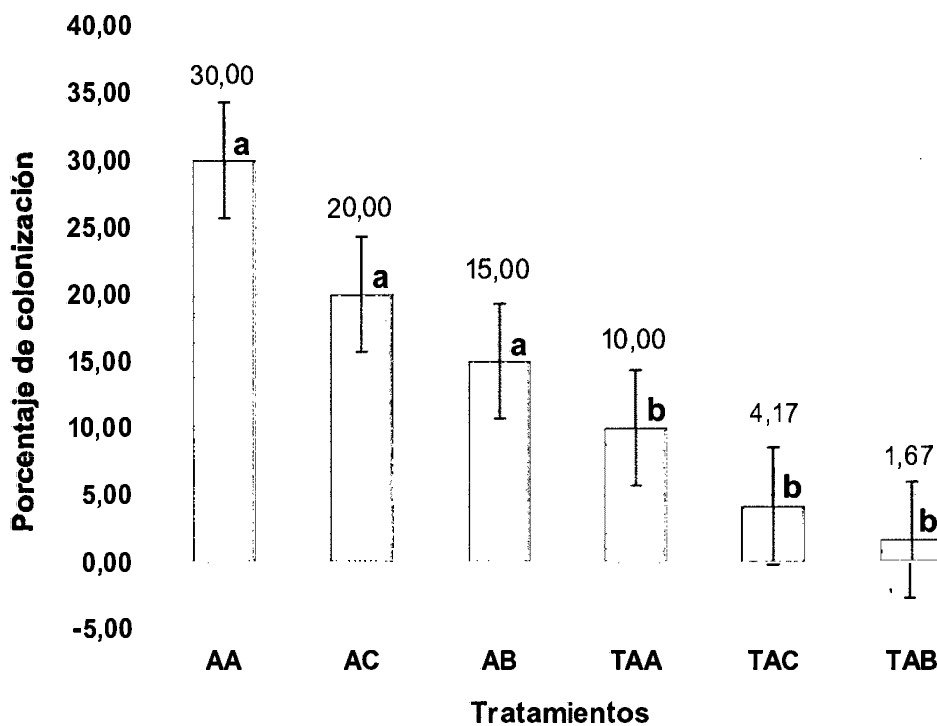


Gráfico 3. Prueba Duncan ($p=0,05$) para los promedios del porcentaje de colonización en *A. cepa* var. *aggregatum* inoculados y sin inocular en tres tipos de substrato, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- AA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato A (inoculado)
- AB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato B (inoculado)
- AC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato C (inoculado)
- TAA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato A (sin inocular)
- TAB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato B (sin inocular)
- TAC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en substrato C (sin inocular)

Tabla 4. ANOVA para el porcentaje de colonización, en tres tipos de sustratos, tres especies de plantas hospederas, inoculación y sus interacciones. Ayacucho 2014.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	sig
Substrato	285,813	2	142,907	4,661	0,016	**
Plantas	295,337	2	147,668	4,817	0,014	**
Inoculación	6676,670	1	6676,670	217,777	0,000	***
Substrato*Plantas	259,475	4	64,869	2,116	0,099	NS
Substrato* Inoculación	182,670	2	91,335	2,979	0,063	NS
Plantas* Inoculación	32,093	2	16,046	0,523	0,597	NS
Substrato*Plantas* Inoculación	57,667	4	14,417	0,470	0,757	NS
Error	1103,698	36	30,658			
Total	8893,423	53				

N =54, CV= 27,23,

Leyenda:

NS (No significativo)

*** (Diferencia significativa alta)

** (Diferencia significativa media)

* (Diferencia significativa baja)

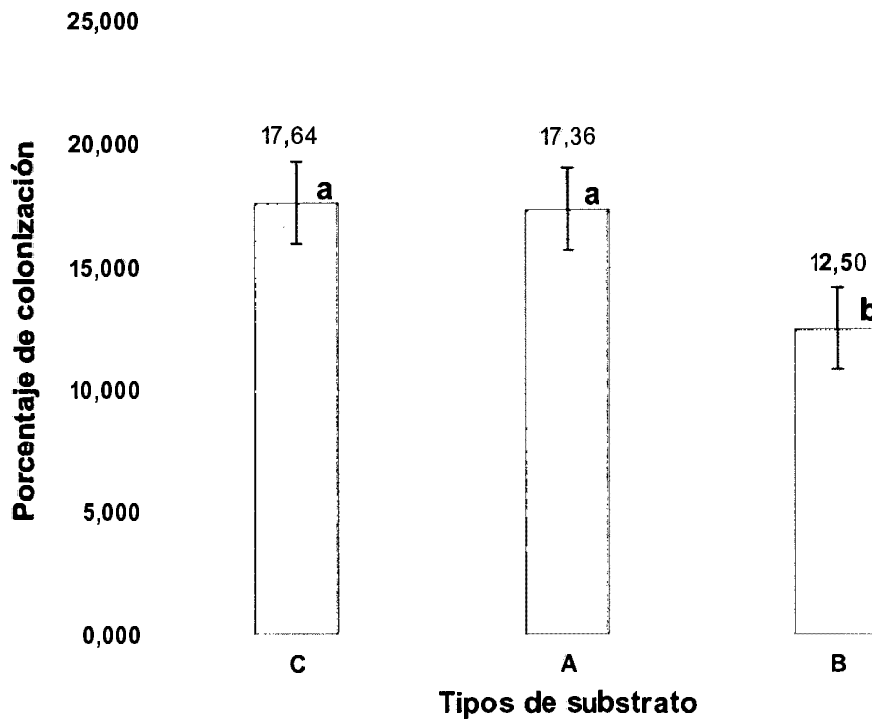


Gráfico 4. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del porcentaje de colonización de *Glomus sp* en tres tipos de sustratos; A, B y C, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- A : Sustrato A (3 de tierra agrícola, 3 de arena, 2 de tierra negra).
- B : Sustrato B (1 de tierra negra y 1 de compost)
- C : Sustrato C (tierra sin cultivar o tierra virgen)

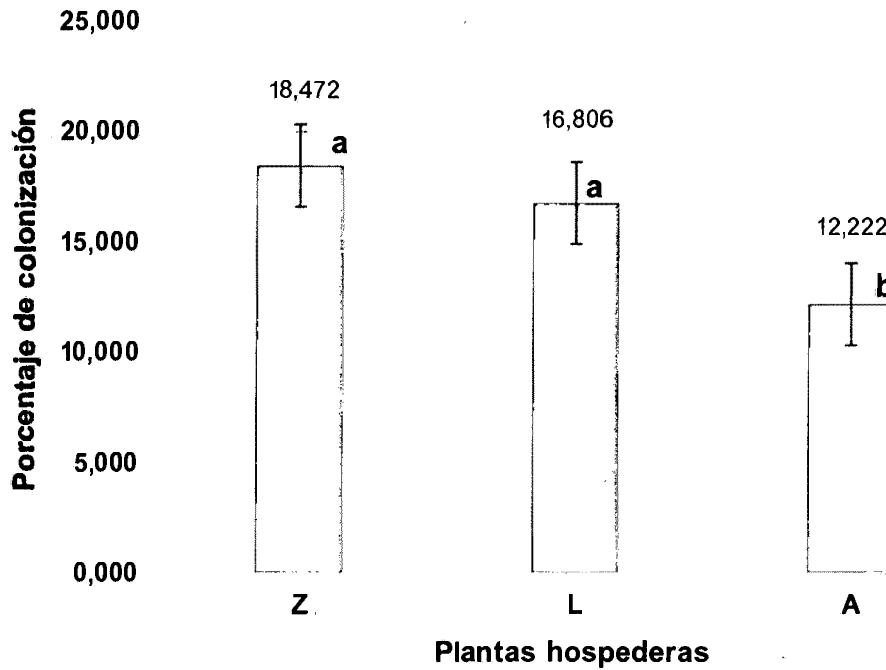


Gráfico 5. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para el porcentaje de colonización en tres especies de plantas hospederas *Z. mays* “maíz”, *L. multiflorum* “ray grass” y *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china”, Ayacucho 2014.

Leyenda:

Z: *Zea mays* “maíz”

L: *Lolium multiflorum* “ray grass”

A: *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china”

4.2. Número de esporas en 100 g de sustrato

El número de esporas de *Glomus sp*, se reporta como la cantidad de esporas contadas en 100 g de suelo.

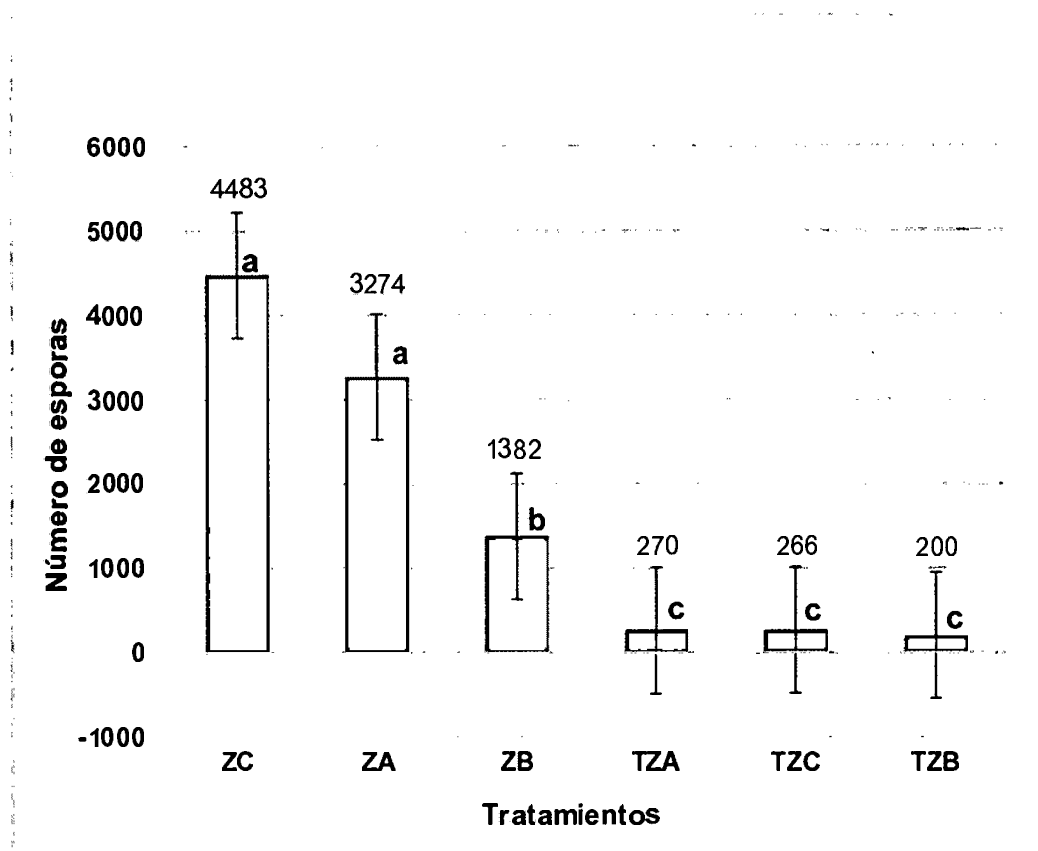


Gráfico 6. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- ZA : *Zea mays* "maíz" en sustrato A (inoculado)
- ZB : *Zea mays* "maíz" en sustrato B (inoculado)
- ZC : *Zea mays* "maíz" en sustrato C (inoculado)
- TZA : *Zea mays* "maíz" en sustrato A (sin inocular)
- TZB : *Zea mays* "maíz" en sustrato B (sin inocular)
- TZC : *Zea mays* "maíz" en sustrato C (sin inocular)

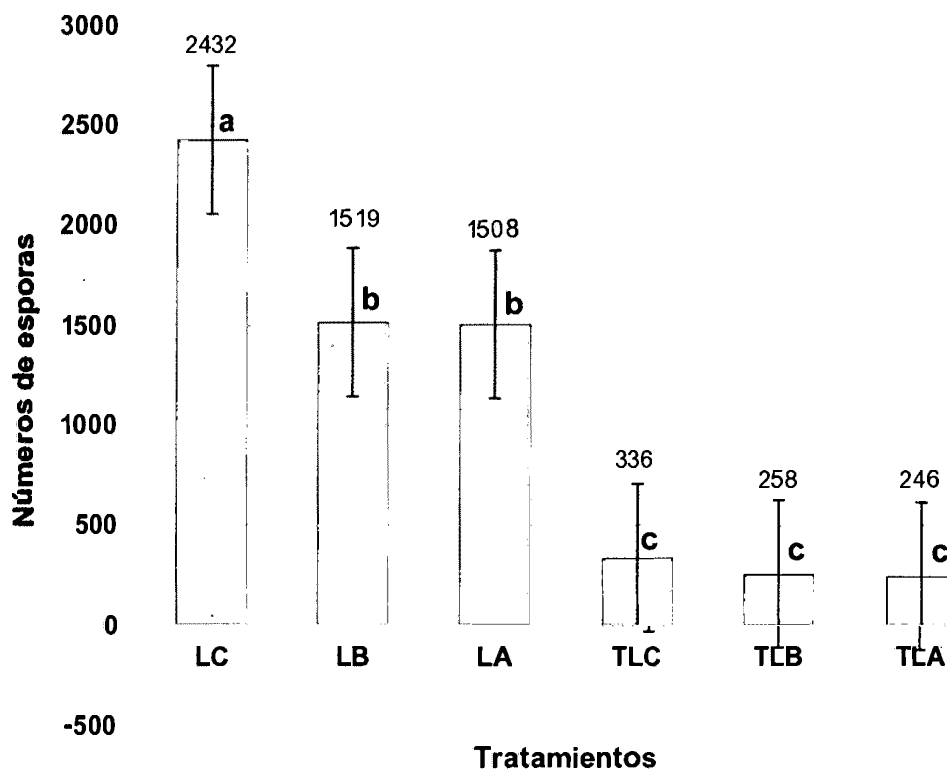


Gráfico 7. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

Leyenda

- LA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (inoculado)
- LB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (inoculado)
- LC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (inoculado)
- TLA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (sin inocular)
- TLB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (sin inocular)
- TLC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (sin inocular)

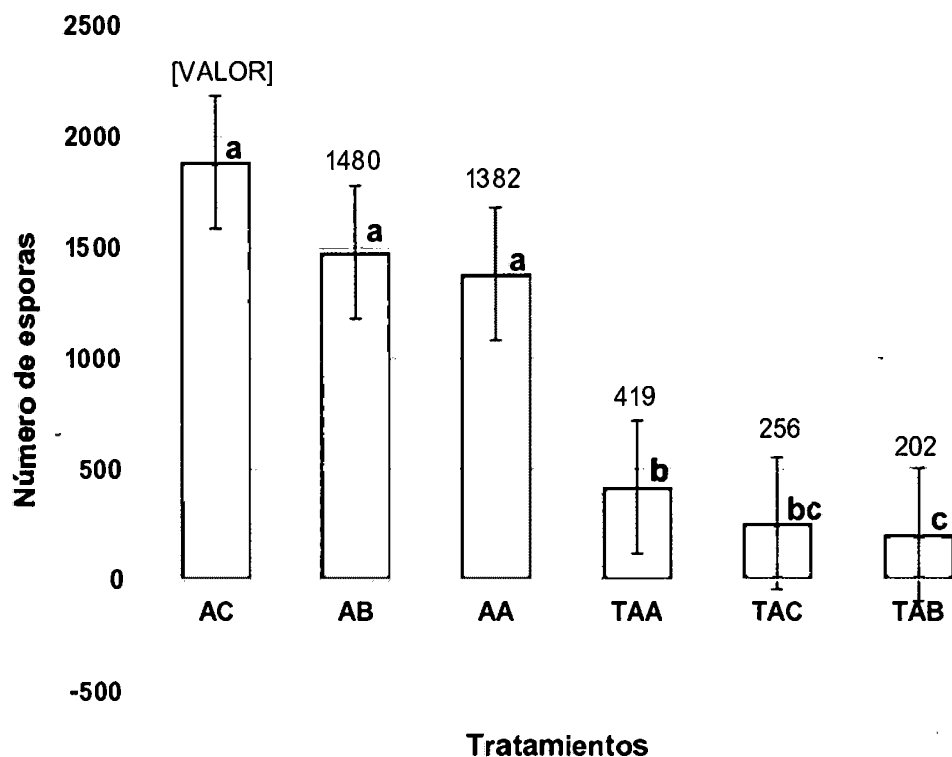


Gráfico 8. Prueba Duncan ($p= 0,05$) para los promedios del número de esporas en *A. cepa* var. *aggregatum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- AA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato A (inoculado)
- AB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato B (inoculado)
- AC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato C (inoculado)
- TAA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato A (sin inocular)
- TAB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato B (sin inocular)
- TAC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato C (sin inocular)

Tabla 5. ANOVA para el número de esporas, en tres tipos de sustratos, tres especies de plantas hospederas, inoculación y sus interacciones. Ayacucho 2014.

	F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	Sig.
Substratos		2,041	2	1,021	14,763	0,000	***
Plantas		1,785	2	0,892	12,908	0,000	***
Inoculación		62,106	1	62,106	898,347	0,000	***
Substratos*plantas		1,525	4	0,381	5,516	0,001	**
Substratos*inoculación		0,419	2	0,209	3,028	0,061	NS
Plantas*inoculación		0,737	2	0,369	5,330	0,009	NS
Substratos*plantas*inoculación		0,473	4	0,118	1,710	0,169	NS
Error		2,489	36	0,069			
Total		71,574	53				

N=54; CV= 27,23; NS (no significativo)

Leyenda:

NS (No significativo)

*** (Diferencia significativa alta)

** (Diferencia significativa media)

* (Diferencia significativa baja)

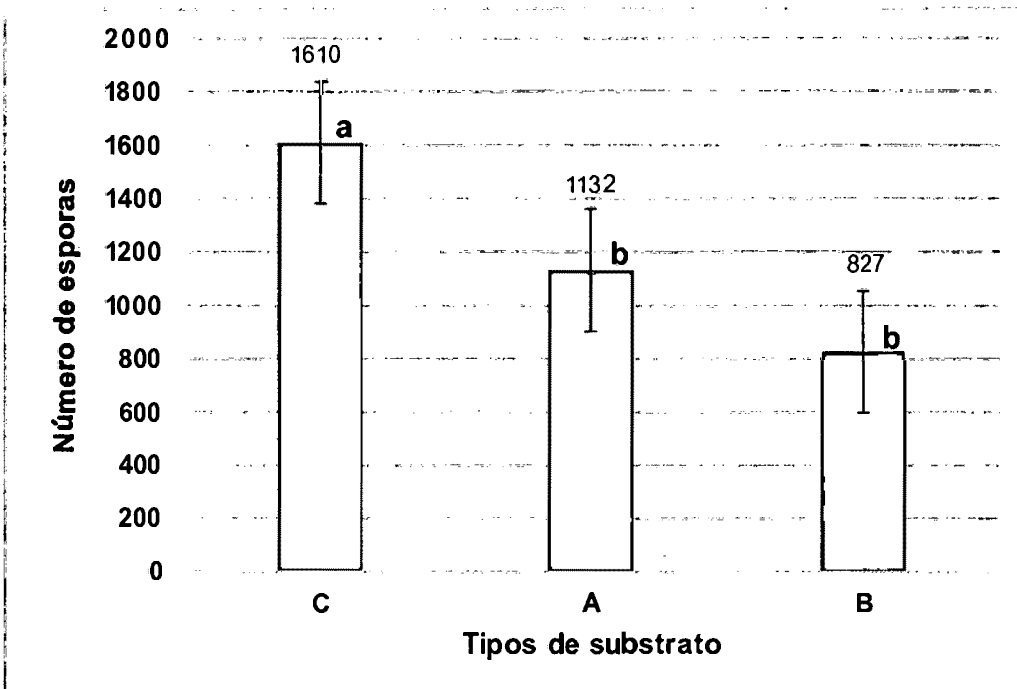


Gráfico 9. Prueba Duncan ($p=0,05$) para el promedio del número de esporas de *Glomus sp.*, en tres tipos de sustratos A, B y C, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- A : Sustrato A (3 de tierra agrícola, 3 de arena, 2 de tierra negra).
- B : Sustrato B (1 de tierra negra y 1 de compost)
- C : Sustrato C (tierra sin cultivar o tierra virgen)

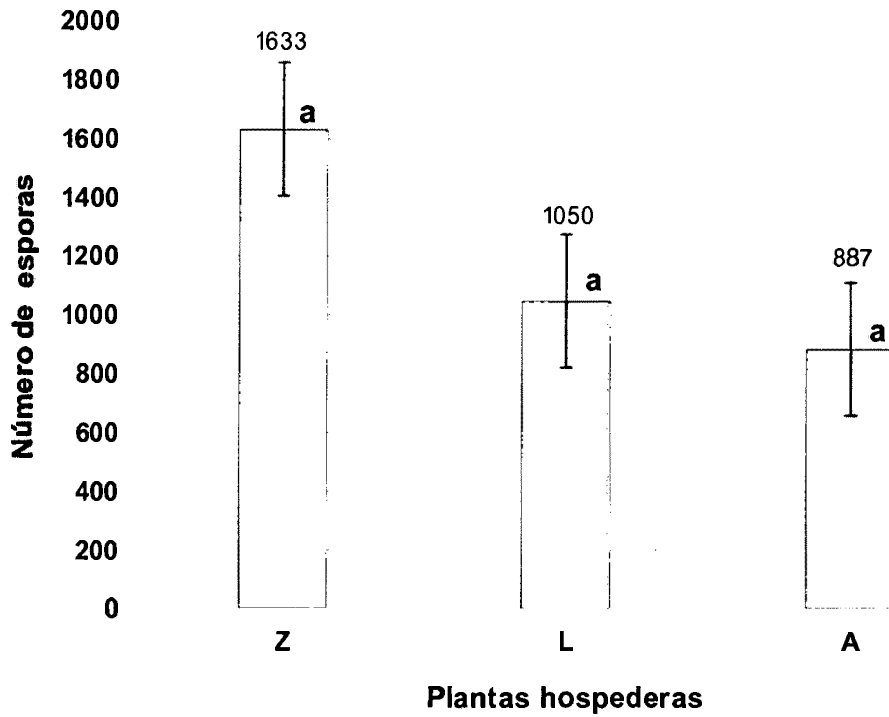


Gráfico 10. Prueba Duncan ($p=0,05$) para el promedio del número de esporas de *Glomus sp.*, en tres especies de plantas hospederas; *Zea mays* "maíz", *Lolium multiflorum* "ray grass" y *Allium cepa* var. *aggregatum*, Ayacucho 2014.

Leyenda:

Z: *Zea mays* "maíz"

L: *Lolium multiflorum* "ray grass"

A: *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebolleta china"

4.3. Evaluación de la parte aérea

Tabla 6. ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y seco de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustrato, Ayacucho 2014.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	Sig.
Longitud de tallo (cm)						
Substrato*plantas	178,076	2	89,038	1,260	0,302	NS
Inoculación	250,408	1	250,408	3,544	0,072	NS
Substrato*plantas*inoculación	178,795	2	89,397	1,265	0,300	NS
Error	1695,533	24	70,647			
Total	2430,758	29				
Número de hojas						
Substrato*plantas	8,067	2	4,033	2,000	0,157	NS
Inoculación	1,633	1	1,633	0,810	0,377	NS
Substrato*plantas*inoculación	0,867	2	0,433	0,215	0,808	NS
Error	48,400	24	2,017			
Total	58,967	29				
Diámetro de tallo (mm)						
Substrato*plantas	28,067	2	14,033	42,1	0,000	***
Inoculación	0,033	1	0,033	0,1	0,750	NS
Substrato*plantas*inoculación	0,067	2	0,033	0,1	0,910	NS
Error	8,000	24	0,333			
Total	36,167	29				
Peso fresco (g)						
Substrato*plantas	251,375	2	125,688	11,899	0,000	***
Inoculación	36,580	1	36,580	3,463	0,045	NS
Substrato*plantas*inoculación	13,231	2	6,615	0,626	0,543	NS
Error	253,502	24	10,563			
Total	554,687	29				
Peso seco (g)						
Substrato*plantas	7,646	2	3,823	8,098	0,002	**
Inoculación	2,145	1	2,145	4,544	0,043	NS
Substrato*plantas*inoculación	1,357	2	0,678	1,437	0,257	NS
Error	11,331	24	0,472			
Total	22,480	29				

Leyenda:

NS (No significativo)

*** (Diferencia significativa alta)

** (Diferencia significativa media)

* (Diferencia significativa baja)

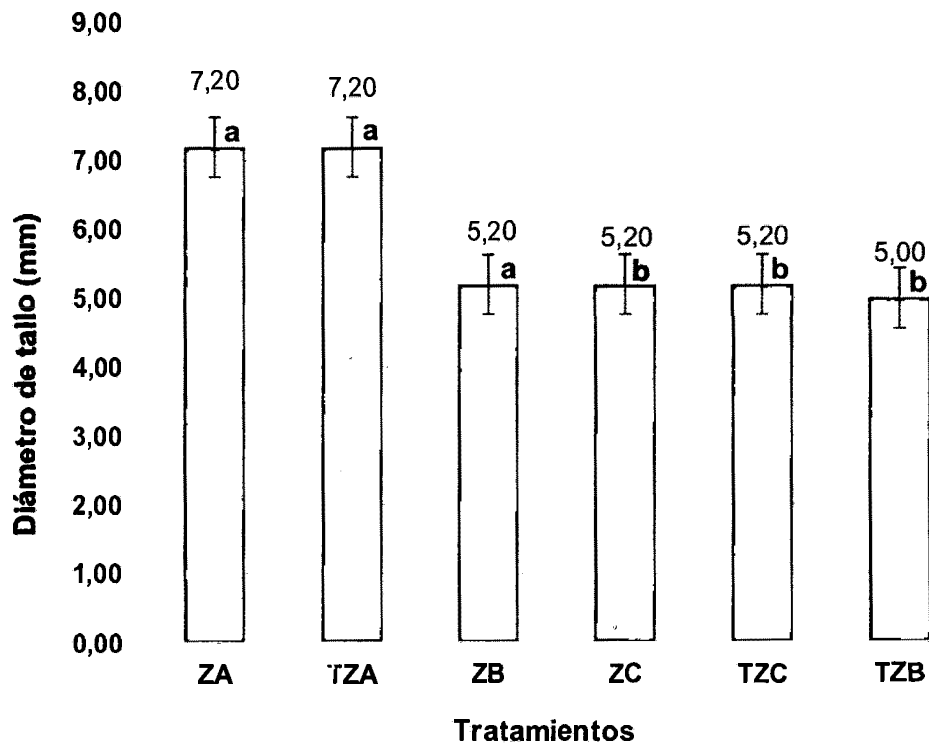


Gráfico 11. Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del diámetro de tallo de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- ZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (inoculado)
- ZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (inoculado)
- ZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (inoculado)
- TZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (sin inocular)
- TZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (sin inocular)
- TZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (sin inocular)

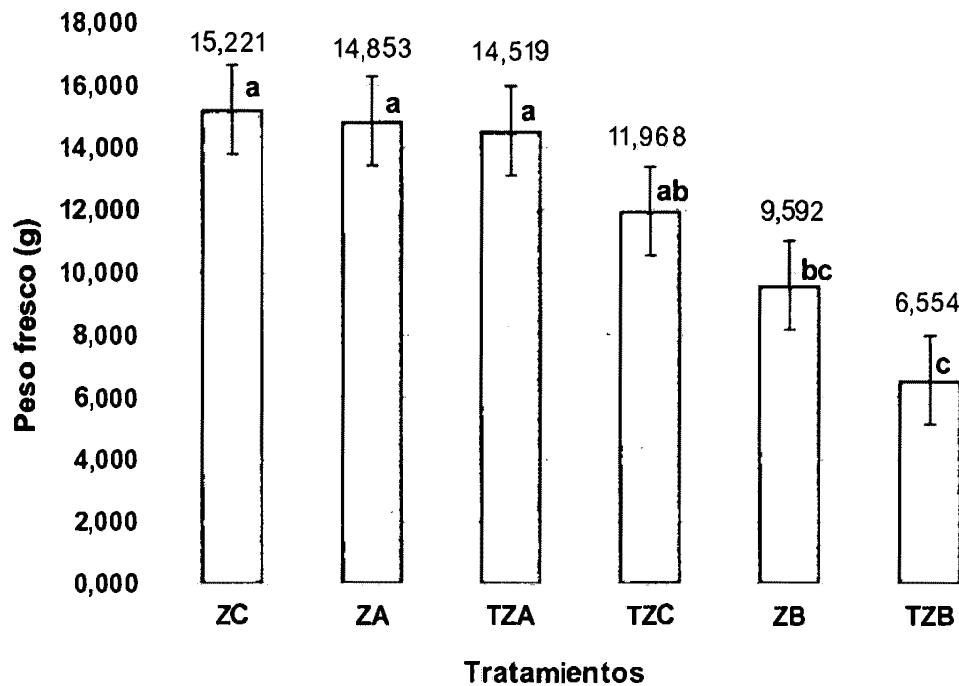


Gráfico 12. Comparación Duncan ($p= 0,05$), para el promedio de peso fresco de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- ZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (inoculado)
- ZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (inoculado)
- ZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (inoculado)
- TZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (sin inocular)
- TZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (sin inocular)
- TZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (sin inocular)

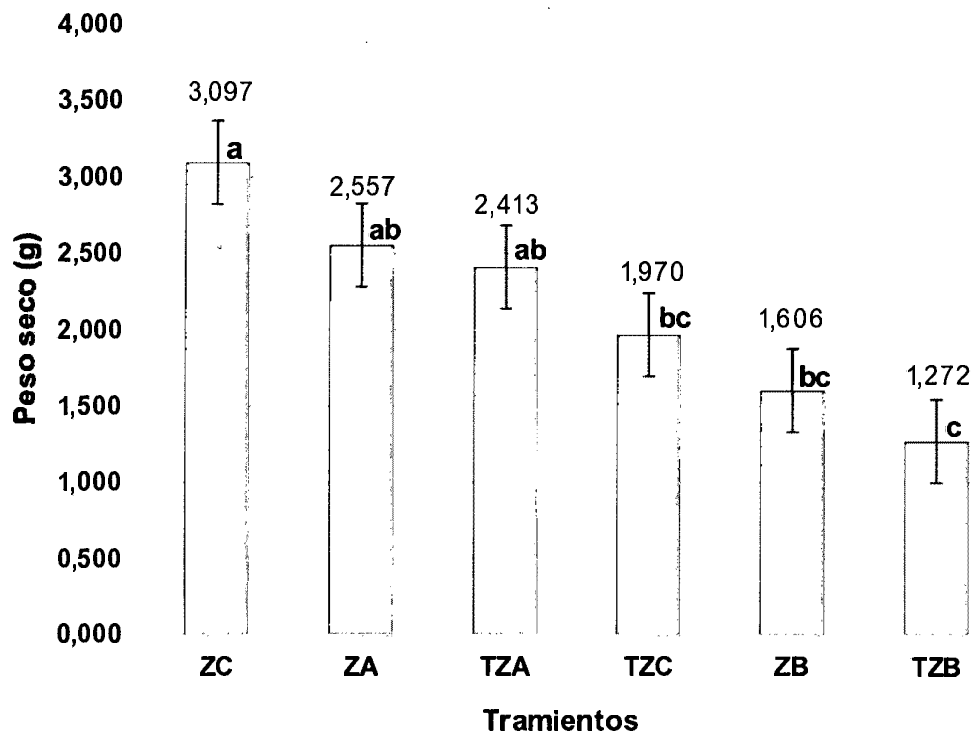


Gráfico 13. Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio de peso scco de *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- ZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (inoculado)
- ZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (inoculado)
- ZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (inoculado)
- TZA : *Zea mays* "maíz" en substrato A (sin inocular)
- TZB : *Zea mays* "maíz" en substrato B (sin inocular)
- TZC : *Zea mays* "maíz" en substrato C (sin inocular)

Tabla 7. ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y seco de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	Sig.
Longitud de tallo (cm)						
Substrato*plantas	130,217	2	65,108	2,109	0,143	NS
Inoculación	559,008	1	559,008	18,110	0,000	***
Substrato*plantas*inoculación	220,217	2	110,108	3,567	0,044	*
Error	740,800	24	30,867			
Total	1650,242	29				
Número de hojas						
Substrato*plantas	88,8	2	44,400	4,105	0,029	*
Inoculación	20,833	1	20,833	1,926	0,178	NS
Substrato*plantas*inoculación	11,467	2	5,733	0,530	0,595	NS
Error	259,600	24	10,817			
Total	380,700	29				
Diámetro de tallo (mm)						
Substrato*plantas	0,200	2	0,100	0,316	0,732	NS
Inoculación	0,033	1	0,033	0,105	0,748	NS
Substrato*plantas*inoculación	0,467	2	0,233	0,737	0,489	NS
Error	7,600	24	0,317			
Total	8,300	29				
Peso fresco (g)						
Substrato*plantas	1,580	2	0,790	5,631	0,010	**
Inoculación	0,996	1	0,996	7,097	0,014	**
Substrato*plantas*inoculación	0,981	2	0,491	3,497	0,046	NS
Error	3,367	24	0,140			
Total	6,923	29				
Peso seco (g)						
Substrato*plantas	0,041	2	0,020	6,173	0,007	**
Inoculación	0,045	1	0,045	13,675	0,001	**
Substrato*plantas*inoculación	0,003	2	0,001	0,373	0,692	NS
Error	0,080	24	0,003			
Total	0,169	29				

Leyenda:

NS (No significativo)

*** (Diferencia significativa alta)

** (Diferencia significativa media)

* (Diferencia significativa baja)

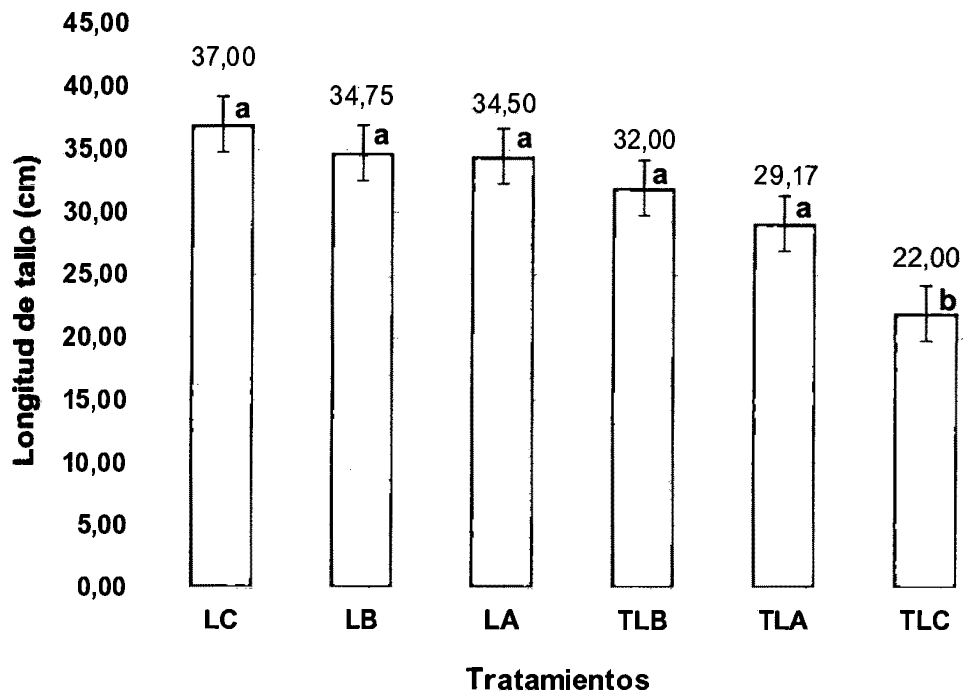


Gráfico 14. Comparación Duncan ($p= 0,05$), para el promedio de la longitud de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de substratos, Ayacucho 2014

Leyenda

- LA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato A (inoculado)
- LB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato B (inoculado)
- LC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato C (inoculado)
- TLA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato A (sin inocular)
- TLB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato B (sin inocular)
- TLC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en substrato C (sin inocular)

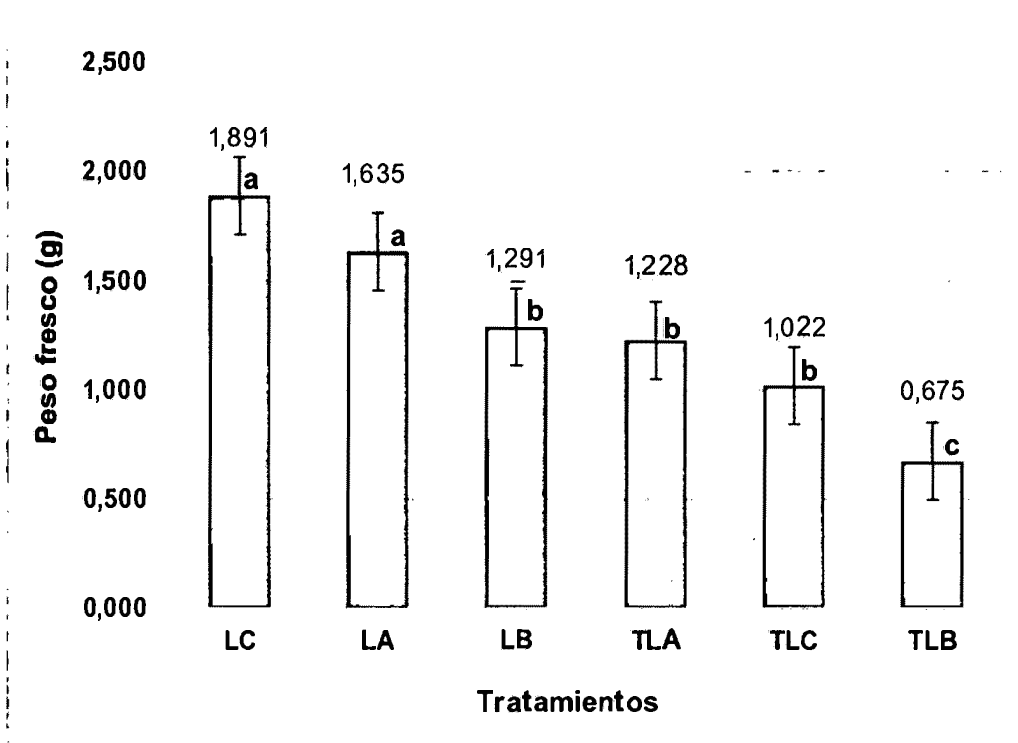


Gráfico 15. Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del peso fresco de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014.

Leyenda

- LA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (inoculado)
- LB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (inoculado)
- LC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (inoculado)
- TLA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (sin inocular)
- TLB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (sin inocular)
- TLC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (sin inocular)

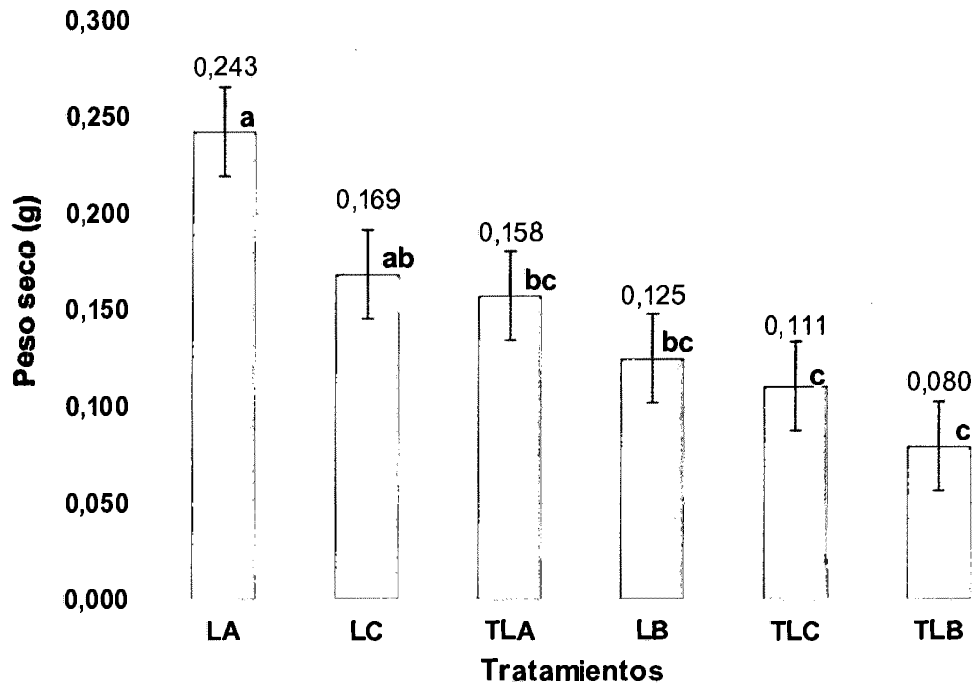


Gráfico 16. Comparación Duncan ($p= 0,05$) para el promedio del peso seco de *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014.

Leyenda

- LA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (inoculado)
- LB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (inoculado)
- LC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (inoculado)
- TLA : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato A (sin inocular)
- TLB : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato B (sin inocular)
- TLC : *Lolium multiflorum* "ray grass" en sustrato C (sin inocular)

Tabla 8: ANOVA para las variables, longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y peso seco de *A. cepa* var. *aggregatum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	Sig.
Longitud de tallo (cm)						
Substrato*plantas	24,067	2	12,033	0,601	0,556	NS
Inoculación	73,633	1	73,633	3,679	0,067	NS
Substrato*plantas*inoculación	108,067	2	54,033	2,699	0,088	NS
Error	480,400	24	20,017			
Total	686,167	29				
Número de hojas						
Substrato*plantas	101,667	2	50,833	3,518	0,046	NS
Inoculación	26,133	1	26,133	1,809	0,191	NS
Substrato*plantas*inoculación	51,267	2	25,633	1,774	0,191	NS
Error	346,800	24	14,450			
Total	525,867	29				
Diámetro de tallo (mm)						
Substrato*plantas	0,867	2	0,433	0,473	0,629	NS
Inoculación	0,133	1	0,133	0,145	0,706	NS
Substrato*plantas*inoculación	20,867	2	10,433	11,382	0,500	NS
Error	22,000	24	0,917			
Total	43,867	29				
Peso fresco (g)						
Substrato*plantas	9,351	2	4,676	11,437	0,000	***
Inoculación	0,091	1	0,091	0,222	0,042	*
Substrato*plantas*inoculación	2,583	2	1,292	3,159	0,061	NS
Error	9,812	24	0,409			
Total	21,837	29				
Peso seco (g)						
Substrato*plantas	0,005	2	0,003	0,068	0,934	NS
Inoculación	0,046	1	0,046	1,193	0,285	NS
Substrato*plantas*inoculación	0,029	2	0,014	0,373	0,693	NS
Error	0,919	24	0,038			
Total	0,999	29				

Leyenda:

NS (No significativo)

*** (Diferencia significativa alta)

** (Diferencia significativa media)

* (Diferencia significativa baja)

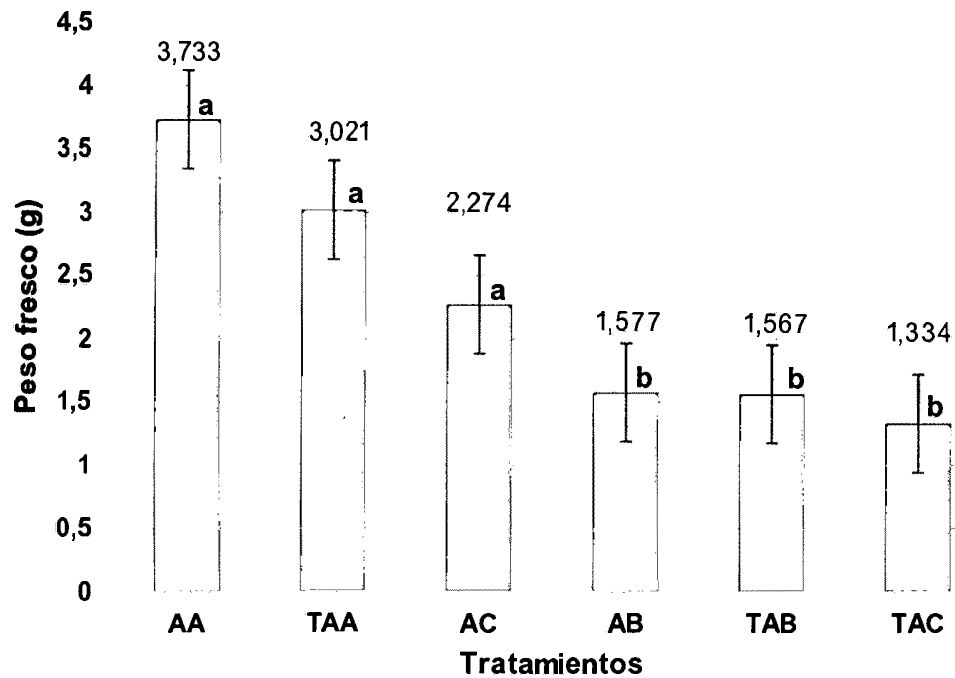


Gráfico 17. Comparación Duncan ($p= 0,05$), para el promedio del peso fresco de *A. cepa* var. *aggregatum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, Ayacucho 2014.

Leyenda:

- AA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato A (inoculado)
- AB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato B (inoculado)
- AC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato C (inoculado)
- TAA : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato A (sin inocular)
- TAB : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato B (sin inocular)
- TAC : *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en sustrato C (sin inocular)

V. DISCUSIÓN

El gráfico 1 muestra la comparación Duncan para las medias del porcentaje de colonización en la planta hospedera *Zea mays* "maíz" en tres tipos de sustratos inoculados (ZA, ZB y ZC) y sin inocular (TZA, TZB y TZC). Gráfico en el que se observa que el tratamiento de maíz en sustrato A, presenta un mayor porcentaje de colonización en comparación de las medias del porcentaje de colonización en los sustratos B y C. Puesto que el maíz presenta un desarrollo óptimo en suelos de textura media, bien drenados, con elevada capacidad de retención de agua y pH neutro²⁹. Características del sustrato A que se presentan en la tabla 1.

Las medias de los tratamientos sin inocular, muestran del mismo modo porcentajes de colonización inferiores en comparación a los tratamientos de maíz inoculación con esporas de *Glomus sp*, como consecuencia de esta colonización se muestra un mejor desarrollo de la parte aérea de las plantas de maíz en sustrato A, tal como se muestra en los anexos 11, 12 y 13.

El gráfico 2, muestra la comparación Duncan para las medias del porcentaje de colonización en la planta hospedera *Lolium multiflorum* "ray grass" en tres tipos de sustratos inoculados (LA, LB y LC) y sin inocular (TLA, TLB y TLC). Gráfico en el que se observa que los tratamientos de ray grass en los sustratos A, B y C inoculados presentan semejantes porcentaje de colonización, puesto que el ray grass es una especie que se adapta a diferentes condiciones edáficas y presenta un desarrollo radicular acelerado³². Comparados estos tratamientos con las medias de los tratamientos sin inocular, existen diferencias significativas, puesto que las plantas inoculadas presentan mayor colonización y mejor desarrollo como consecuencia de la simbiosis⁴, tal como se muestra en los anexos 14, 15 y 16.

El gráfico 3, muestra la comparación Duncan para las medias del porcentaje de colonización en la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china” en tres tipos de sustratos inoculados (AA, AB y AC) y sin inocular (TAA, TAB y TAC). Gráfico en el que se observa que los tratamientos de *cebollita china* en los sustratos A y C presentan numéricamente mayores porcentajes de colonización, sin embargo estadísticamente los porcentajes de colonización son semejantes en los tres sustratos (A, B y C). Con lo anterior se corrobora que, esta especie puede cultivarse satisfactoriamente en una gran variedad de suelos³³; en cuanto a la comparación de las medias con los tratamientos sin inocular se puede determinar diferencia significativa, puesto que las plantas inoculadas presentan mayores porcentajes de colonización como consecuencia mejor desarrollo³⁵, tal como se muestra en los anexos 17, 18 y 19.

Tabla 4, muestra el ANOVA, de las variables; tipos de sustratos (A, B y C), especies de plantas hospederas (*Zea mays* “maíz”, *Lolium multiflorum* “ray grass” y *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china”), inoculación (tratamientos inoculados y sin inoculación de esporas) y las interacciones de estas tres variables. Como se observa existe diferencia significativa media, para el porcentaje de colonización entre los tratamientos teniendo en cuenta, los tipos de sustratos y especies de plantas hospederas. Por otro lado la diferencia es significativamente alta entre los tratamientos inoculados y sin inoculación de esporas de *Glomus sp*, por la capacidad de desarrollo que presentaron las esporas, mejorando las características morfológicas de las plantas hospederas⁴. Respecto a la diferencia entre tratamientos teniendo en cuenta el tipo de sustrato para la multiplicación de esporas, concuerda con lo mencionado por Habte y Osorio 2001³⁷ quienes indican que la aireación, baja proporción de nutrientes disponibles no inhiben el establecimiento de la asociación y como consecuencia permitan una abundante producción de propágulos. Se ha reportado también que sustratos con abundante turba y contenido de materia orgánica posee altos niveles de fósforo y otros nutrientes que podrían afectar el crecimiento del hongo, por consiguiente muestran efectos negativos a la colonización²⁷. Características que presenta el sustrato B que proporcionalmente está compuesto de 1 de tierra negra y 1 de compost como consecuencia alto contenido de materia orgánica tal como se muestra en la tabla 1. Sustrato en el que se reportó bajos porcentaje de colonización.

Las plantas hospedadoras más adecuadas para la propagación de hongos micorrícicos deben ser susceptibles a la colonización, tener un ciclo biológico corto, desarrollar un sistema radicular rápido, buena capacidad de intercambio catiónico, puesto que el método más común para producir inóculo es en macetas con suelo estéril. Los sistemas de propagación (planta hospedera y sustrato) inoculados con hongos micorrícicos presentan mayor accesibilidad a la colonización de raíces². Con lo mencionado se puede sustentar la razón de la diferencia significativa alta, en cuanto al porcentaje de colonización teniendo en cuenta la especie de planta hospedera.

Las interacciones tipos de sustratos-plantas hospederas, tipos de sustratos-inoculación, plantas hospederas-inoculación y tipos de sustratos-plantas hospederas e inoculación no muestran diferencia significativa para el porcentaje de colonización de *Glomus sp.*

En el gráfico 4 se muestra la comparación Duncan para las medias del porcentaje de colonización en tres tipos de sustratos (A, B y C), cuadro que en el que se observa diferencia significativa para el porcentaje de colonización, existiendo mayores porcentajes de colonización en los sustrato C (tierra sin cultivar) y A (3 de tierra agrícola, 3 de arena y 1 de tierra negra) en comparación al porcentaje de colonización en el sustrato B (1 de tierra negra y 1 de compost), que presenta alto contenido de materia orgánica, pH moderadamente ácido y compactación, datos que se presentan en la tabla 1. Dichas características dificultan la colonización de *Glomus sp.*²⁷.

En el gráfico 5 se muestra la comparación Duncan para las medias de los porcentaje de colonización en tres especies de plantas hospederas; *Zea mays* variedad morocho "maíz", *Lolium multiflorum* variedad *westerworld* "ray grass" y *Allium cepa* variedad *aggregatum*. Cuadro en el que se muestra mayores porcentajes de colonización en las plantas hospederas, *Zea mays* (Z) y *Lolium multiflorum* "ray grass" (L) en comparación al porcentaje de colonización en *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china". Resultados que se asemejan a los obtenidos por Arica 2008²; quien determino un porcentaje de colonización alto en pastos, seguido del maíz las cuales se reportan como hospederos eficientes para hongos micorrícicos en su tesis sobre selección de plantas hospederas adecuadas para la propagación de hongos micorrícicos. Los hongos micorrícicos no presentan especificidad estricta, puesto que la colonizan se da en toda planta susceptible a ser colonizada, aunque se han reportado diferentes respuestas en

el crecimiento de las plantas dependiendo del tipo de hongo que se asocie a las plantas²⁸.

El gráfico 6, muestra la comparación Duncan para las medias del número de esporas en la planta hospedera *Zea mays* “maíz” en tres tipos de sustratos con inoculación (ZA, ZB y ZC) y sin inoculación (TZA, TZB y TZC). Gráfico en el que se observa que los tratamientos de maíz en sustrato C y A, presentan mayores números de esporas en comparación de las medias en el sustrato B y los sustratos A, B y C sin inoculación. Resultados que se relacionan con los porcentajes de colonización en maíz mostrados en el gráfico 1 y el desarrollo óptimo de la planta hospedera en suelos con textura media²⁹.

El gráfico 7, muestra la comparación Duncan para las medias del número de esporas en la planta hospedera *Lolium multiflorum* “ray grass” en tres tipos de sustratos con inoculación (LA, LB y LC) y sin inoculación (TLA, TLB y TLC). Gráfico en el que se observa que el tratamiento de ray grass en sustrato C, muestra un mayor número de esporas en comparación a el número de esporas en los sustratos B y A inoculados. De igual modo los tratamientos sin inocular en los sustratos A, B y C muestran números de esporas inferiores. Como consecuencia de la colonización que se muestra en el gráfico 2 y el desarrollo óptimo del ray grass en diversos tipos de suelo³².

El gráfico 8 muestra la comparación Duncan para las medias del número de esporas en la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china” en tres tipos de sustratos con inoculación (AA, AB y AC) y sin inoculación (TAA, TAB y TAC). Gráfico en el que se observa que los tratamientos de cebollita china en sustratos C, B y A inoculados muestra mayores y estadísticamente semejantes cantidades de números de esporas, en comparación a los tratamientos sin inoculación en los sustratos A, B y C, lo que indica que no existe especificidad para el desarrollo de la cebollita china en los tres tipos de sustratos³⁶, puesto que el porcentaje de colonización mostrado en el gráfico 3 y el número de esporas tiene tendencia semejante para la cebollita china en los tres tipos de sustratos.

La tabla 5 contiene el ANOVA para el número de esporas en las variables tipos de sustratos (A, B y C), especies de plantas hospederas (*Zea mays* “maíz”, *Lolium multiflorum* “ray grass” y *Allium cepa* var. *aggregatum* “cebollita china”), inoculación (tratamientos inoculados y sin inoculación de esporas) y las interacciones de estas tres variables. Cuadro en el que se muestra variación

significativa alta para las tres variables; tipos de sustratos, especies de plantas hospederas e inoculación. La interacción de tipos de sustratos con plantas hospederas y la interacción plantas hospederas e inoculación muestran diferencia significativa media. Por último la interacción tipos de sustratos-inoculación y la interacción de tipos de sustratos-plantas hospederas e inoculación no muestran diferencia significativa.

En el gráfico 9 se muestra la comparación Duncan, para la media del número de esporas en tres tipos de sustratos, en la cual se observa un mayor número de esporas en el sustrato C (tierra sin cultivar) en comparación a los sustratos A (3 de tierra agrícola, 3 de arena y 1 de tierra negra) y B (1 de tierra negra y 1 de compost). Resultado que se atribuye a una mejor colonización de *Glomus sp*, en sustratos arcillo-arenoso y franco arenoso características de los sustrato C y A mostrados en la tabla 1, puesto que permiten mayor aireación y desarrollo radicular²⁷.

En el gráfico 10 se muestra la comparación Duncan, para el promedio de número de esporas, en tres especies de plantas hospederas, observándose un mayor número de esporas en las plantas hospederas *Zea mays* (Z) y *Lolium multiflorum* "ray grass" (L) en comparación al número de esporas reportados en la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" (A) ³¹. Como consecuencia del mayor porcentaje de colonización en estas plantas hospederas mostradas en el gráfico 5.

Tabla 6 ANOVA, para la evaluación de la parte aérea de la planta hospedera *Zea mays*. "maíz" con inoculación y sin inoculación de esporas de *Glomus sp*. Se tuvo en cuenta las variables longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y peso seco. De las cuales se observa diferencia significativa en las variables peso fresco y peso seco de la plantas hospedera maíz en tres tipos de sustratos. Los tratamientos con inoculación de esporas de *Glomus sp*, presentan mejores características morfológicas, puesto que la simbiosis ayuda a la mejor absorción de nutrientes⁴.

Gráfico 11 de comparación Duncan para la media del diámetro de tallo de la planta hospedera *Zea mays* "maíz", en tres tipos de sustratos (A, B y C). Que presenta mayores promedios de diámetro de tallo en los sustratos A, B inoculados y A sin inocular en comparación a los promedios de diámetro en los sustratos C inoculados y sustratos C y B sin inocular.

Gráfico 12 de comparación Duncan para la media del peso fresco de la planta hospedera *Zea mays* "maíz" en tres tipos de sustratos. En el cual se muestra mayores pesos frescos de la planta hospedera maíz en los sustratos C, A inoculados y sustrato A sin inocular, en comparación al promedio de los pesos frescos de maíz en el sustrato B inoculado y sustratos C y B no inoculados. Resultados que se atribuye a los mayores porcentajes de colonización reportados en la planta hospedera maíz en el gráfico 5.

Gráfico 13 comparación Duncan para la media del peso seco de la planta hospedera *Zea mays* "maíz", en tres tipos de sustratos inoculados y sin inocular. En el cual se observa un mayor peso seco de maíz en sustrato C que es estadísticamente semejante a los pesos frescos en los sustratos A inoculado y sustrato A sin inocular. Los pesos secos de maíz en los sustratos C, B inoculados y B sin inocular muestran pesos secos inferiores, como consecuencia de las diferencias en cuanto al porcentaje de colonización mostrada en el gráfico 5.

Tabla 7 ANOVA, para la evaluación de la parte aérea de la planta hospedera *Lolium multiflorum* "ray grass" inoculado y sin inoculación de esporas de *Glomus* sp. Se tuvo en cuenta las variables longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y peso seco. De las cuales se muestra diferencia significativa para la longitud de tallo, peso fresco y peso seco en la planta hospedera ray grass en tres tipos de sustratos, como consecuencia de una buena colonización de *Glomus* sp en comparación a los tratamientos sin inoculación⁴ porcentaje de colonización que se muestran también el gráfico 2.

Gráfico 14, comparación Duncan para la media de longitud de tallo, de la planta hospedera *Lolium multiflorum* "ray grass" en tres tipos de sustratos inoculados y sin inocular. En el cual se observa una mayor longitud de tallo en los sustratos C, B y A con inoculación de esporas, y en tratamientos testigo en sustrato B y A, que resultan estadísticamente iguales en comparación a la longitud de tallo para ray grass en sustrato C sin inocular que presenta una longitud de tallo inferior.

Gráfico 15, comparación Duncan para la media del peso fresco de la planta hospedera *Lolium multiflorum* "ray grass", en tres tipos de sustratos inoculados y sin inocular. En el cual se observa un mayor peso fresco para ray grass en sustrato C y A inoculados, en comparación a los pesos frescos en los

substratos B inoculados, A, B y C sin inocular que presentan pesos frescos menores.

Gráfico 16 muestra la comparación Duncan para el peso seco de la planta hospedera *Lolium multiflorum* "ray grass", en tres tipos de substratos inoculados y sin inoculación de esporas de *Glomus sp.* En el cual se observa mayor peso seco en substrato A, que a la vez es estadísticamente semejante al peso seco en substrato C inoculados. El peso seco en los substrato B inoculados, substratos A, B y C sin inocular reporta estadísticamente son inferiores⁴.

Tabla 8 ANOVA, para la evaluación de la parte aérea de la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" inoculado y sin inoculación de esporas de *Glomus sp.*, que muestra la varianza de la longitud de tallo, número de hojas, diámetro de tallo, peso fresco y peso seco. De las cuales se muestra diferencia significativa en cuanto al peso fresco para la planta hospedera cebollita china en tres tipos de substratos (A, B y C).

Gráfico 17 muestra la comparación Duncan para el promedio del peso fresco de la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china", en tres tipos de substratos. Cuadro en el cual se observa que el peso fresco de *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" en los substratos A, C inoculados y A sin inocular son mayores, en comparación a los pesos frescos en los substratos B inoculados, B y C sin inocular.

VI. CONCLUSIONES

- Se ha determinado con el análisis de varianza y la comparación múltiple de medias Duncan, que en los substratos A (3 de tierra agrícola, 3 de arena, 2 de tierra negra) y C (tierra sin cultivar o tierra virgen) se generan mayores promedio de porcentajes de colonización; 17,36 % y 17,64 % respectivamente.
- En el substrato C se produjo el mayor número de esporas de *Glomus sp* en 100 g de suelo, precisándose un promedio de 1610 esporas.
- Las plantas hospederas *Zea mays* "maíz" y *Lolium multiflorum* "ray grass" permiten mayores porcentajes de colonización promedio de *Glomus sp*; 18 % y 17 % respectivamente
- Las plantas hospederas *Zea mays* "maíz" y *Lolium multiflorum* "ray grass" permiten una mayor producción de esporas de *Glomus sp*; 1633 y 1050 esporas promedio en 100 g de suelo respectivamente.

VII. RECOMENDACIONES

- Para la propagación de *Glomus sp*, se recomienda utilizar el substratos A (3 de tierra agrícola, 3 de arena, 2 de tierra negra) o substrato C (tierra sin cultivar o virgen). En cuanto al tipo de planta hospedera se recomienda usar *Zea mays* "maíz" o *Lolium multiflorum* "ray grass".
- Determinar en trabajos posteriores el número óptimo de esporas de *Glomus sp*, para inoculación.
- Identificar las especies de *Glomus sp*, y su interacción con especies de plantas hospederas y substratos.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Ferrera Cerrato, R., Alarcón A. Micorriza arbuscular en *Microbiología Agrícola*. Editorial Trillas. p. 90-118, 2007.
2. Arica García F. Selección de plantas hospederas adecuadas para la producción de hongos formadores micorrizas arbusculares por el método de cultivo en maceta. [Tesis profesional]. San Nicolás de Hidalgo. Universidad michoacana de san Nicolás de Hidalgo. 2008.
3. Ferrera Cerrato R. y Alarcón A. The effectiveness of a Mexican endogenous arbuscular mycorrhizal fungi consortium on two cultivars of *Carica papaya* L. depends on the interaction of its own three fungal components. In. Proceedings of the Fourth International Conference on Mycorrhizae. ICOM4 August 10-15, 2003. P. 167, 2003.
4. Paillacho Cedeño 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 Ejército; 2010.
5. Salamanca Ruíz C. La micorriza arbuscular, características, producción y aplicación boletín N° 2. CORPOICA (Corporación colombiana de investigación agropecuaria) [Boletín en Internet] febrero 2004 [acceso 12 de agosto de 2013]. Disponible en: <http://books.com.pe/books?id=PVU9UThl7TgC&dq=micorrizas+arbusculares>
6. Fernández Ruiz E. Efectividad biológica de especies nativas de hongos micorrízicos arbusculares en "cedro rojo" *Cedrela odorata* L. [Tesis magister] México. Universidad Autónoma de Nuevo León; 2013.
7. Esquivel Quispe R. y Huamán L. Microorganismos benéficos y biol en la germinación y producción orgánica de *Spinacia oleracia* "espinaca" en Huamanguilla- Ayacucho. Perú; 2010.
8. Ramírez Díaz N. Inoculación experimental de hongos endomicorrízicos vesículo arbusculares *Glomus mosseae* en *Solanum tuberosum*, *Vigna radiata*, *Phaseolus vulgaris*". [Tesis doctoral] Lima-Perú. Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 1988.
9. López Guerrero I. Hongos micorrízicos arbusculares en diferentes sistemas de producción de *Agave angustifolia* haw "maguey mezcalero" Oaxaca de Juarez -México. [Tesis doctoral] México. Instituto Politécnico Nacional de México; 2006.
10. Pérez Moncada, U. Evaluación de un sistema para la micorrización *in vitro* en plantas de mora de catila (*Rubus glaucus*) [Tesis magister] Bogotá. Pontificia Universidad Javeriana; 2011.
11. Azurdía Aguilera L. Identificación y caracterización de los géneros de endomicorrizas vesículo arbusculares en plantas de frijol *Phaseolus vulgaris* en suelos del departamento de Guatemala. [tesis profesional]. Guatemala. 1997
12. De la Vega, J. Suelos y Ecosistemas. Las micorrizas de mayor importancia son: endomicorrizas, ectomicorrizas lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura. [Artículo en Internet] 2006. [acceso 15 de julio de 2013] Disponible en: <http://j.delavegal.googlepages.com>
13. Sieverding E. Micorrizas vesiculares- Arbusculares en la gestión de los agroecosistemas tropicales. De cooperación técnica de la República Federal de Alemania Eschbon. Alemania pp.17.27, 1991.
14. Ferrera Cerrato, R. Gonzales Chávez M., Rodríguez Mendoza M., Manual de agromicrobiología. Editorial trillas. Primera edición. México; 1993.

15. Varela L. y D. Trejo. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zool. Méx.* (Número especial) 1: 39-51. 2001.
16. Coyne, M. *Microbiología del suelo un enfoque exploratorio*. Editorial Paraninfo Madrid- España; 2000.
17. Barcenás Ortega A., Varela Fregoso L., Sturmer S.L., Chávez Bracenes A.T., Catálogo de hongos micorrícicos arbusculares de huertos de aguacate de Michoacán, México. 2011
18. Morton Joseph et al., Morphological basis for glomalezan taxonomy. EN: Classification and identification of arbuscular mycorrhizal fungi, INVAN, First ICOM Workshop (august 1 – 4). P.16. 1996.
19. Schenck N.C. and Perez, Yvonne. Manual for identification of MVA mycorrhizal fungi 3^a Edition. Florida: Sinergistic publication. 1990.
20. Redecker, D., Raab, P. Phylogeny of the Glomeromycota (arbuscular mycorrhizal fungi): recent developments and new gene markers. *Mycologia*. Vol 98(6): 885–895. 2006.
21. Salamanca Solís C. y Cano Saavedra C. La Micorriza Arbuscular características, producción y aplicación. . [Base de datos en Internet] 2003 CORPOICA, Cartilla N° 2, Disponible en la página web <http://http://corpomail.corpoica.org.co/BACFILES/BACDIGITAL/27363/27363.pdf>. [4 de octubre de 2014]
22. Gerdermann J., and Trappe, J. The Endogonaceae in the pacific Northwest. *Mycologia Memoir*; 1974.
23. Walker C.M., and Sanders, E. Taxonomic concepts in the Endogonaceae. III. The separation of *Scutellospora* gen. nov. from *Gigaspora* Gerd and Trappe. *Micotaxon*; 1986.
24. Smith S., Walker, N. A quantitative study of mycorrhizal infection in *Trifolium*: separate determination of the rates of infection and of micelial growth. *New Phytologist* 89, 225-240; 1981.
25. De la Vega J. Suelos y Ecosistemas. Las micorrizas de mayor importancia son: endomicorrizas, ectomicorrizas lo cual facilita su producción masiva para uso en la agricultura. [Artículo en Internet] 2006. [acceso 15 de julio de 2013] Disponible en: <http://j.delavegal.googlepages.com>
26. González C. Alejandro. Las Micorrizas como biofertilizantes en la agricultura. Curso cultivo e investigación del chontaduro, CORPOICA. Nariño, mayo 21-23. 208 p. ISBN 958-9129-37-4, 1996.
27. Martínez X. 2005. Identificación de las propiedades físicas, químicas y biológicas de los sustratos y su relación con el crecimiento y desarrollo de las plantas. 20p In: Burés, S. y Martínez, X. Seminario internacional sobre sustratos para uso en agricultura. Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronómicas. Santiago, Chile. 3 de noviembre del 2005.
28. Troches J. Evaluación de diferentes sustratos para la producción de árboles de aguacate en el vivero profrutales. Villagorgona- Candelaria Valle. [Tesis doctoral]. Universidad Nacional de Colombia Sede Palmira. 2006.
29. Terán 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.
30. Serralde A. y Ramírez M., Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. CORPOICA [Artículo en Internet] 2004. [acceso 29 de octubre de 2013]

31. Cabrera AL. Gramíneas. 4(2): 1-624. In A. L. Cabrera (ed.) Fl. Prov. Buenos Aires. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Buenos Aires, 1970.
32. López Díaz J., Oliveira Prendes J. y Gonzales Arraez, Los recursos fitogenéticos de especies pratenses en Galicia. PASTOS. [Artículo en Internet] 2010. [acceso 10 de octubre de 2013] Disponible en: <http://polired.upm.es/index.php/pastos/article/viewFile/1719/1721>
33. Siura S. y Chiley M. Efecto del biol y la época de siembra en el cultivo de cebollita china (*Allium cepa* var. *Aggregatum*) bajo cultivo orgánico, Arequipa, 2006.
34. Charron G. et al. Response of onion plants to arbuscular mycorrhizae. Part I. Effects of inoculation method and phosphorus fertilization on biomass and bulb firmness. En: Mycorrhiza. Vol. 11, No. 4; p. 187-197. 2001
35. Abad, M. Relaciones aire-agua en sustratos de cultivo como base para el control del riego. Metodología de laboratorio y modelización. Tesis Doctoral Universidad Politécnica de Madrid. , España. 525 p. 2001.
36. Crovetto C. "La cero labranza permanente y la disponibilidad de nutrientes para las plantas" VIII Congreso Nacional de AAPRESID. Mar del Plata, 16 al 19 de Agosto de 2000. Tomo I, p 41. 2000
37. Habte M. y Osorio NW. Arbuscular mycorrhizas: producing and applying arbuscular mycorrhizal inoculum. CTAHR, College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Manoa, Honolulu, Hawaii. p. 2-47. 2001.
38. Vega Jaime MC., y Rodríguez Romero AS. Uso de las micorrizas en banano: logros y perspectivas. 143-160. En: Memorias XVI Re Santo Domingo de los Tsáchil Asunción Internacional ACORBAT. Oaxaca, México. 2004.

ANEXO

Anexo 1. Porcentaje de colonización y número de esporas de *Glomus sp* en *Z. mays* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.

Tratamiento	Porcentaje de colonización	Número de esporas
ZA1	47,50	3116
ZA2	42,50	3573
ZA3	30,00	3132
TZA1	5,00	308
TZA2	7,50	267
TZA3	0,00	236
ZB1	22,50	1056
ZB2	35,00	1894
ZB3	20,00	1573
TZB1	0,00	302
TZB2	5,00	236
TZB3	0,00	201
ZC1	27,50	1004
ZC2	30,00	1433
ZC3	32,50	1709
TZC1	5,00	91
TZC2	0,00	111
TZC3	2,50	141

Anexo 2. Porcentaje de colonización y número de esporas de *Glomus sp* en *L. multiflorum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.

Tratamiento	Porcentaje de colonización	Número de esporas
LA1	27,50	1122
LA2	15,00	1125
LA3	20,00	1661
TLA1	5,00	148
TLA2	5,00	141
TLA3	0,00	311
LB1	30,00	1225
LB2	37,50	1423
LB3	27,50	1910
TLB1	0,00	223
TLB2	5,00	302
TLB3	2,50	251
LC1	17,50	1210
LC2	15,00	1398
LC3	12,50	1833
TLC1	5,00	179
TLC2	0,00	160
TLC3	0,00	267

Anexo 3. Porcentaje de colonización y número de esporas de *Glomus sp* en *A. cepa* var. *aggregatum* inoculados y sin inocular en tres tipos de sustratos, con tres repeticiones por tratamiento, Ayacucho 2014.

Tratamiento	Porcentaje de colonización	Número de esporas
AA1	40,00	3929
AA2	32,50	4584
AA3	27,50	4935
TAA1	10,00	302
TAA2	12,50	280
TAA3	5,00	217
AB1	30,00	2356
AB2	32,50	2375
AB3	35,00	2565
TAB1	5,00	377
TAB2	7,50	311
TAB3	7,50	320
AC1	25,00	1244
AC2	15,00	2831
AC3	20,00	1583
TAC1	10,00	126
TAC2	2,50	339
TAC3	0,00	302

Anexo 4. Promedios de la evaluación de la parte aérea de las tres especies de plantas hospederas, en tres tipos de sustratos, inoculados y sin inocular. Ayacucho 2014.

TRATAMIENTO	Longitud de planta (cm)	Número de hojas	Diámetro de tallo (mm)	Peso fresco (g)	Peso seco (g)
ZA	45,30	7	7,20	14,853	2,557
TZA	43,40	7	7,20	14,519	2,413
LA	34,50	13	3,17	1,635	0,243
TLA	32,00	9	3,50	1,228	0,158
AA	35,00	13	7,00	3,733	0,296
TAA	33,60	11	5,40	3,021	0,297
ZB	42,63	6	5,20	9,592	1,606
TZB	33,53	6	5,00	6,554	1,272
LB	34,75	7	3,33	1,291	0,125
TLB	29,17	6	3,00	0,675	0,080
AB	35,17	6	5,33	1,577	0,389
TAB	35,00	8	7,20	1,567	0,253
ZC	49,30	7	5,20	15,221	3,097
TZC	43,80	7	5,20	11,968	1,970
LC	37,00	10	3,17	1,891	0,169
TLC	22,00	8	3,17	1,022	0,111
AC	40,60	12	7,00	2,274	0,346
TAC	32,20	7	6,00	1,334	0,260



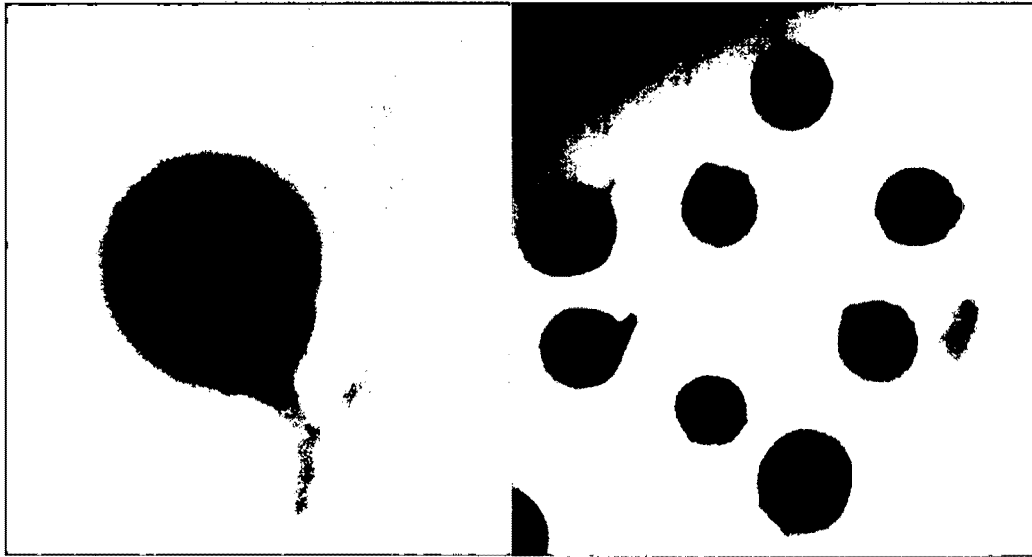
Anexo 5. Muestreo y recolección de suelo para la recuperación de esporas de *Glomus sp*, Ayacucho 2014.



Anexo 6. Filtrado de suelo utilizando tamiz, para la recuperación de esporas, Ayacucho 2014.



Anexo 7. Extracción de esporas utilizando estereoscopio, Ayacucho 2014.



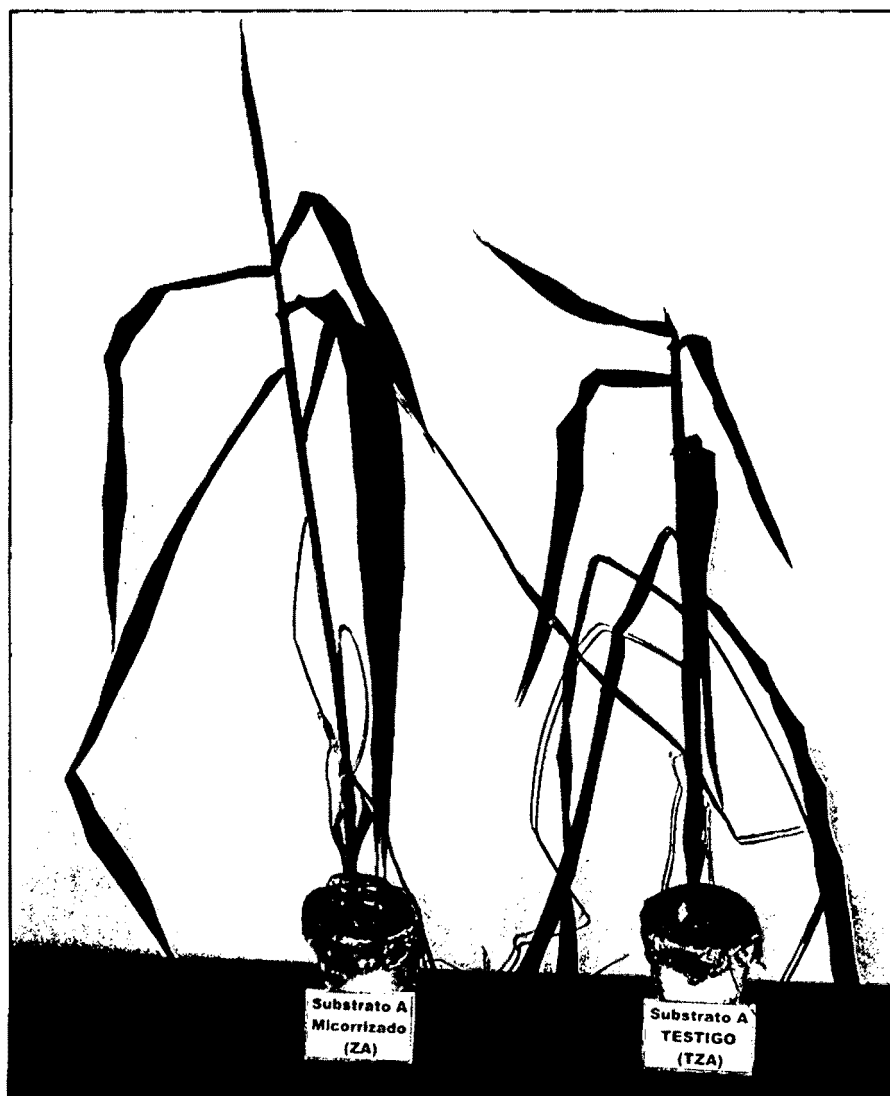
Anexo 8. Esporas de *Glomus* sp, de forma ovoide con presencia de resto hifal, Ayacucho 2014.



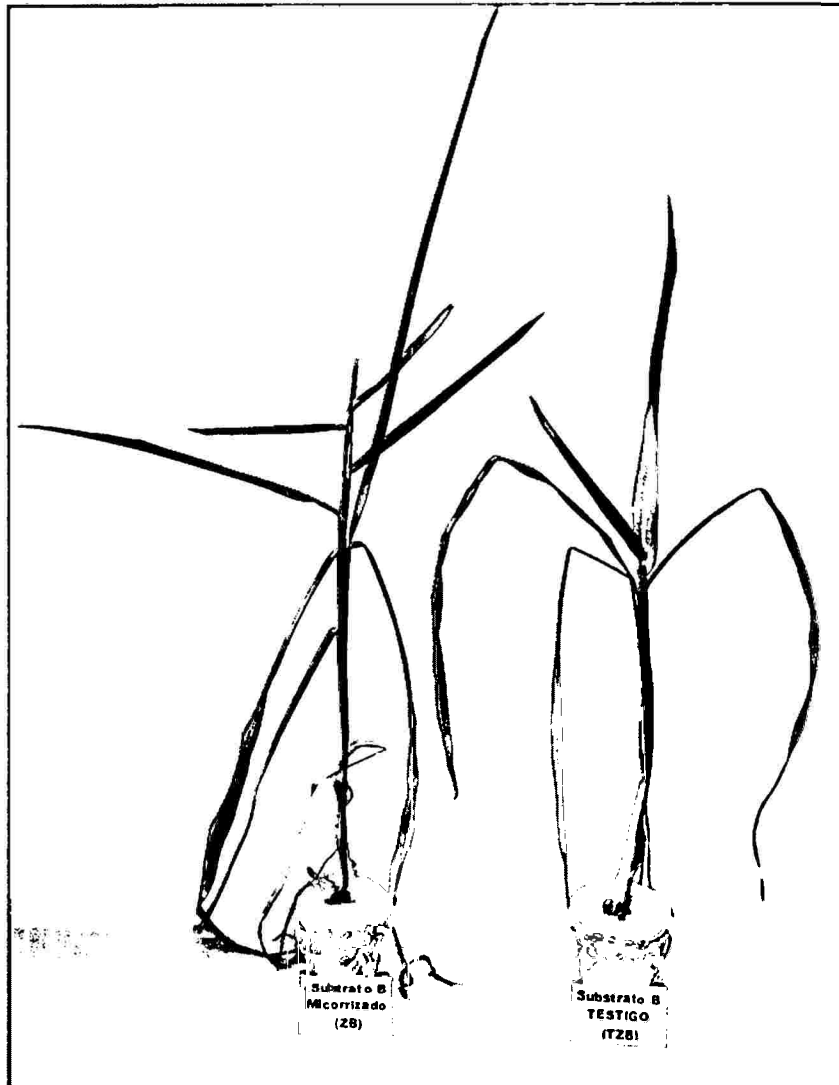
Anexo 9. Inoculación de esporas de *Glomus sp* a la planta hospedera *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china", Ayacucho 2014.



Anexo 10. Macetas con *Lolium multiflorum* "ray grass", protegidas con papel aluminio y algodón, Ayacucho 2014.



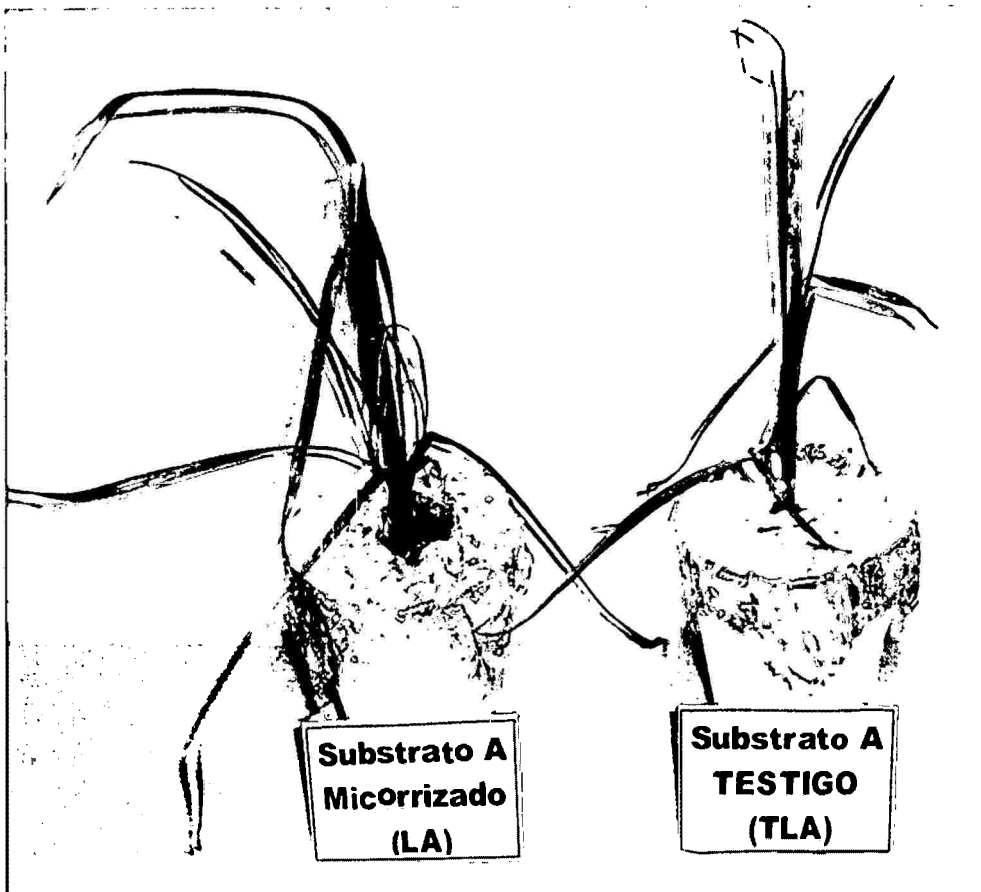
Anexo 11. Macetas con *Zea mays* “maíz” inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato A, Ayacucho 2014.



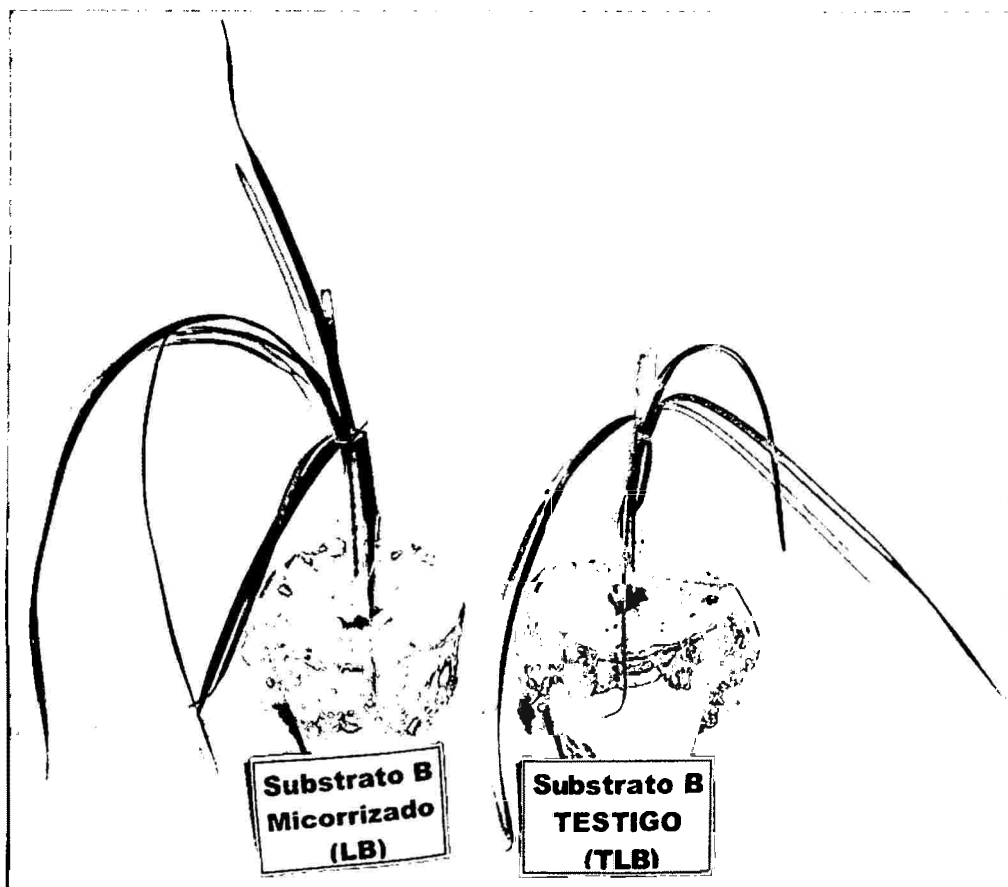
Anexo 12. Macetas con *Zea mays* "maíz" inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato B, Ayacucho 2014.



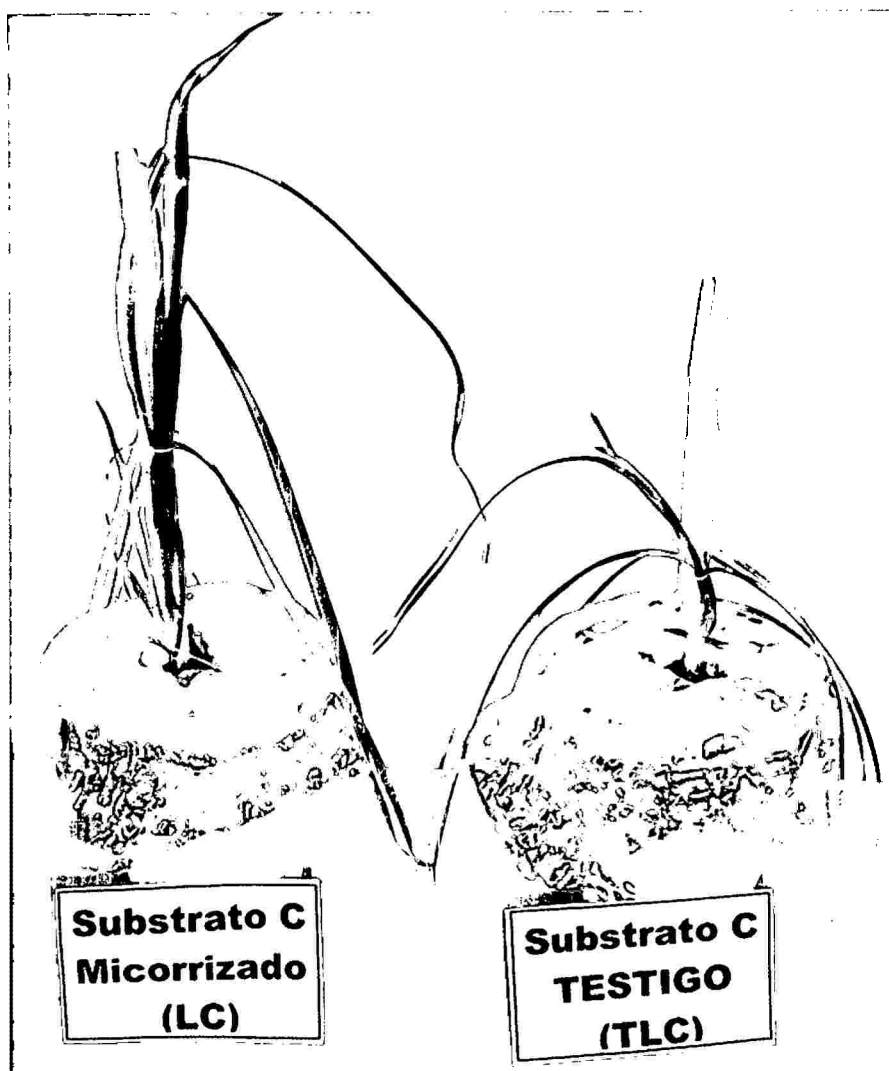
Anexo 13. Macetas con *Zea mays* "maíz" inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato C, Ayacucho 2014.



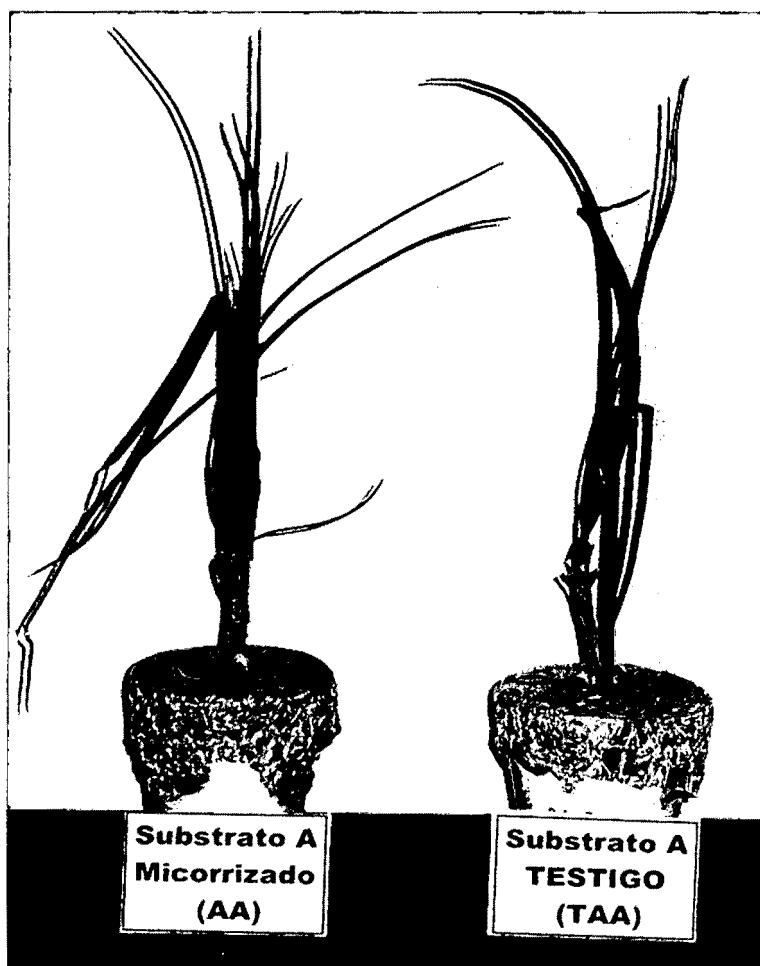
Anexo 14. Macetas con *Lolium multiflorum* "ray grass" inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato A, Ayacucho 2014.



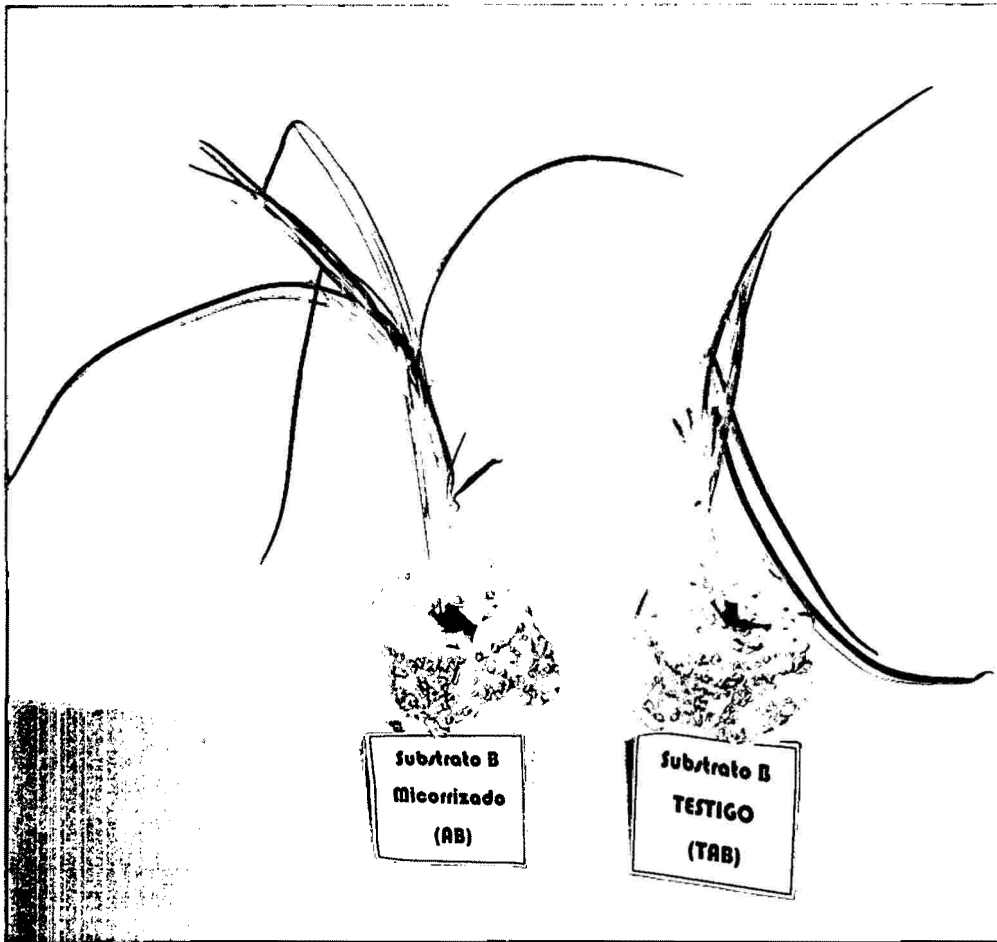
Anexo 15. Macetas con *Lolium multiflorum* "ray grass" inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato B, Ayacucho 2014.



Anexo 16. Macetas con *Lolium multiflorum* "ray grass" inoculado (micorrizado) y sin inocular (testigo) en substrato C, Ayacucho 2014.



Anexo 17. Macetas con *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" inoculado (micorrizado) y sin inocular en substrato A, Ayacucho 2014.



Anexo 18. Macetas con *Allium cepa* var. *aggregatum* "cebollita china" inoculado (micorrizado) y sin inocular en substrato B, Ayacucho 2014.

Anexo 23. Matriz de consistencia
UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE BIOLOGÍA
ESPECIALIDAD DE RECURSOS NATURALES Y ECOLOGÍA

TÍTULO: "Influencia de tipos de sustratos y plantas hospederas en la colonización de *Glomus sp.* Ayacucho - 2013".
Responsable: Bach. Jhenneser Havet Gutierrez Jeri
Asesor: M.Cs. Blga. Roberta Esquivel Quispe

MATRIZ DE CONSISTENCIA

PROBLEMA	OBJETIVOS	JUSTIFICACIÓN	HIPÓTESIS	VARIABLES	INDICADORES	METODOLOGÍA
<p>¿Influirán en la colonización de <i>Glomus sp.</i> el tipo de sustrato y la especie de planta hospedera?</p> <p>Problemas específicos:</p> <ul style="list-style-type: none"> ¿Los sustratos A, B y C influirán en la colonización y propagación de esporas de <i>Glomus sp.</i>? ¿Las plantas <i>zea mays</i> "maíz", <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass", y <i>Allium cepa aggregatum</i> "cebollita china" tendrán diferente susceptibilidad a la colonización de <i>Glomus sp.</i>? 	<p>Objetivo general</p> <ul style="list-style-type: none"> Evaluar la colonización de <i>Glomus sp.</i> en tres tipos de sustratos y tres especies de plantas hospederas <p>Objetivos específicos</p> <ul style="list-style-type: none"> Determinar en cuál de los sustratos se obtienen mayor colonización de <i>Glomus sp.</i> Evaluar en qué especie de planta hospedera se encuentra una mayor cantidad de esporas y segmento de raíces colonizada. 	<p>Justificación</p> <p>El hongo micorrizico <i>Glomus sp.</i>, se asocia con la mayoría de las plantas cultivadas y silvestres. Es cosmopolita y aporta nutrientes a la planta. No hay antecedentes de estudios sobre que plantas hospederas y sustrato que ayuda a una mejor colonización del hongo micorrizico. Este trabajo de investigación permitirá evaluar el porcentaje de colonización, la densidad de esporas por (número de esporas por gramo de suelo). Con fines de producción de inóculos.</p>	<p>Los tipos de sustratos y las especies de las plantas hospederas influyen en el grado de colonización de <i>Glomus sp.</i></p>	<p>Independientes</p> <ul style="list-style-type: none"> Tipos de sustratos. Plantas hospederas <p>Dependientes</p> <ul style="list-style-type: none"> Espora de <i>Glomus sp.</i> 	<p>Indicadores</p> <ul style="list-style-type: none"> Sustrato A, B y C <i>Zea mays</i> "maíz", <i>Lolium multiflorum</i> "ray grass", y <i>Allium cepa aggregatum</i> "cebollita china" <p>Indicadores</p> <ul style="list-style-type: none"> Porcentaje de segmentos de raíz colonizada. Número de esporas por gramo de suelo. 	<p>1. Tipo de Investigación Experimental.</p> <p>Análisis de datos</p> <p>2. Población: 90 unidades experimentales.</p> <p>3. Diseño: Completamente ramdonizado.</p> <p>4. Técnicas: siembra directa, micorrización, del porcentaje de colonización y número de esporas por gramo de suelo.</p> <p>5. Equipos: microscopio, estereoscopio, centrifuga, etc.</p>