



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

Cultivo de plantas de *Pisum sativum* L. inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y sulfato de manganeso en condiciones de invernadero

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B I Ó L O G A

PRESENTA:

GRAMSCI REAL HERNÁNDEZ

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

DIRECTOR DE TESIS: Dr. Arcadio Monroy Ata

Investigación realizada con financiamiento de la DGAPA, UNAM
mediante el proyecto PAPIIME con clave PE206414



Ciudad de México

septiembre 2016



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

La naturaleza siempre es más sutil, más compleja y más elegante de lo que somos capaces de imaginar.

CARL SAGAN, El mundo y sus demonios

Agradecimientos

*Mi más sincero agradecimiento al **Dr. Arcadio Monroy**, por su importante aporte y participación activa en el desarrollo de esta tesis. Además por el apoyo que me brindo para lograr mis metas académicas durante mi estancia en el invernadero. Usted confió en mí para realizar diversos proyectos en conjunto con mi tesis, obteniendo excelentes resultados.*

*A la **Dra. Ma. Socorro Orozco**, quien despertó en mí el interés por la agroecología, me demostró que era capaz de realizar una producción de jitomates cherry. Asimismo me acogió en el Centro de Capacitación en Agricultura Urbana "Vivero Chimalxochipan", donde genere valiosos recuerdos de la carrera.*

*A mis sinodales: **Dra. Esther García, Biól. Elvia García** y el **Dr. Gerardo Cruz**, por el tiempo, dedicación y paciencia en la revisión de este documento. Su experiencia se refleja en sus palabras.*

*Al **Dr. Efraín Ángeles**, por su amistad y sus valiosos consejos.*

*A la **Quím. Araceli Márquez Moreno** junto con la **QFB Viviana Ramírez Munguía**, por transmitirme sus conocimientos con pasión.*

Este trabajo va dedicado:

*A mi madre **Victoria Hernández** y a mi padre **Carlos A. Real**, me han formado con buenos sentimientos, hábitos y valores. Por demostrarme siempre su cariño y apoyo incondicional. Quienes me han enseñado a no desfallecer ni rendirme ante nada y siempre perseverar.*

*A mi abuelo **Julián Real**, quien me ha mostrado su gran cariño y acompañado desde la guardería.*

A todos ustedes con quienes comparto agradables recuerdos, les dedico este trabajo, me han acompañado en las diferentes etapas de mi vida y hoy se los agradezco...

*Adriana Díaz
Alejandro Arronte
Alfonso Ramírez
Alma Daniela Díaz
Berenice Lucero
Brenda Alcántara
Carlos Antonio López
Dalia Rosales
David Dimas
Diego Hernández
Erick Martínez
Fanny Adame
Francisco López
Inés Castaños
Jafet Reyes
Janet Flores
Jorge Ramirez*

*Manuel Velázquez
Maribel Flores
Mario Jiménez
Martin Hernández
Miguel Ángel Hernández
Miguel Martínez
Octavio A. Reyes
Rafael Alcalá
Raquel Baez
Ricardo Tepale
Roberto Pérez
Selma Zacarías
Surisaddai Galindo
Uriel Valencia
Verónica Martínez
Verónica Téllez*



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

“ZARAGOZA”

DIRECCIÓN

**JEFE DE LA UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
P R E S E N T E.**

Comunico a usted que la alumna **REAL HERNÁNDEZ GRAMSCI**, con número de cuenta **307031415**, de la carrera de Biología, se le ha fijado el día **13 de septiembre de 2016** a las **11:00 hrs.**, para presentar examen profesional, el cual tendrá lugar en esta Facultad con el siguiente jurado:

PRESIDENTE Dra. ESTHER MATIANA GARCÍA AMADOR

VOCAL Dr. ARCADIO MONROY ATA

SECRETARIO Biól. ELVIA GARCÍA SANTOS

SUPLENTE Dr. GERARDO CRUZ FLORES

SUPLENTE Dra. MARÍA SOCORRO OROZCO ALMANZA

El título de la tesis que presenta es: **Cultivo de plantas de *Pisum sativum* L. inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y sulfato de manganeso en condiciones de invernadero.**

Opción de titulación: Tesis.

Agradeceré por anticipado su aceptación y hago propia la ocasión para saludarle.

ATENTAMENTE
“POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU”

Ciudad de México, a 25 de julio de 2016

DR. VÍCTOR MANUEL MENDOZA NÚÑEZ
DIRECTOR

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

ZARAGOZA
DIRECCIÓN

RECIBI
OFICINA DE EXÁMENES
PROFESIONALES Y DE GRADO

VO. BO.
M. en C. ARMANDO CERVANTES SANDOVAL
JEFE DE CARRERA

Índice

Resumen	1
I. Introducción	2
II. Marco teórico	4
2.1 Suelo.....	4
2.2 Biofertilizantes	6
2.3 Micorrizas.....	7
2.4 Tipos de micorrizas	8
2.5 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA).....	9
2.6 Clasificación del Phylum Glomeromycota.....	9
2.7 Morfología básica de los hongos micorrizógenos arbusculares	10
2.8 Importancia de los hongos micorrizógenos arbusculares.....	10
2.9 Descripción de <i>Pisum sativum</i> L.....	12
Generalidades de <i>Pisum sativum</i> L.....	12
Condiciones climáticas y suelo.	14
Propagación.	14
Siembra.	14
Riego.	14
Importancia económica.....	14
2.10 Sulfato de manganeso.....	15
III. Justificación científica	20
IV. Problemática	21
V. Hipótesis	21
VI. Objetivos	22
VII. Material y métodos	23
7.1 Procedencia y preparación de las semillas.....	23
7.2 Descripción del sitio experimental	23
7.3 Preparación del inóculo	23
7.4 Preparación del suelo.....	24
7.5 Diseño experimental del cultivo	24
7.6 Riego.....	25
Capacidad de campo.	25
7.7 Medición de variables durante el cultivo	27

Desarrollo vegetal.....	27
Cobertura.....	27
Fenología del cultivo.....	27
Concentración de clorofila.	27
7.8 Medición de variables después de la cosecha de frutos	27
Supervivencia.	27
Biomasa húmeda.....	28
Biomasa seca.....	28
Cociente raíz/vástago (R/V).....	28
Eficiencia en el Uso del Agua (EUA).....	28
Potencial hídrico.	29
Colonización radical.....	30
Extracción de esporas.	30
7.9 Medición de variables en la cosecha	31
7.10 Análisis estadístico.....	31
7.11 Diagrama de flujo de la metodología	33
VIII. Resultados y discusión.....	34
8.1 Información meteorológica del Invernadero.....	34
8.2 Determinación del número de esporas de hongos micorrizogenos arbusculares (HMA) en el inóculo.....	35
8.3 Parámetros físicos y químicos del suelo empleado	36
8.4 Capacidad de campo.....	38
8.5 Germinación.....	38
8.6 Variables durante el cultivo.....	39
Desarrollo vegetal.....	39
Cobertura.....	44
Fenología del cultivo.....	45
Concentración de clorofila.	47
8.7 Variables después de la cosecha de frutos	48
Supervivencia.	48
Biomasa húmeda y seca, cociente raíz/vástago (R/V) y eficiencia en el Uso del Agua (EUA).....	49
Tasa de crecimiento relativo (TCR).....	53
Potencial hídrico foliar.....	54
Porcentaje de colonización micorrízica.	55
Extracción de esporas.	56

8.8 Variables en la cosecha de frutos.....	58
Frutos de <i>Pisum sativum</i> por tratamiento.....	59
Frutos de <i>Pisum sativum</i> por planta.....	59
Peso medio por vaina de <i>Pisum sativum</i>	60
Semillas por vaina.	60
Peso húmedo por chícharo.	61
Peso seco por chícharo.	61
Diámetro de las semillas de <i>Pisum sativum</i>	62
Eje polar de las semillas de <i>Pisum sativum</i>	62
8.9 Síntesis de resultados	67
IX. Conclusiones	68
X. Recomendaciones	70
XI. Referencias	71
Anexo	82

Índice de cuadros

Cuadro 1. Tipos de hongos micorrícicos y plantas asociadas	8
Cuadro 2. Características de la relación entre los HMA y plantas.....	11
Cuadro 3. Número de unidades experimentales del diseño experimental del cultivo de chícharo en condiciones de invernadero.....	25
Cuadro 4. Diversidad y densidad de esporas de HMA	35
Cuadro 5. Promedios obtenidos de los parámetros físicos.....	36
Cuadro 6. Promedios obtenidos de los parámetros químicos	37
Cuadro 7. Promedio de la altura, diámetro basal y número de hojas de <i>Pisum sativum</i> para cada tratamiento.....	40
Cuadro 8. Antesis de <i>Pisum sativum</i> en cada tratamiento.	45
Cuadro 9. Variables después de la cosecha de <i>Pisum sativum</i> en condiciones de invernadero.....	50
Cuadro 10. Extracción de esporas en tratamientos con micorrizas.	56
Cuadro 11. Variables en la cosecha de <i>Pisum sativum</i> en condiciones de invernadero...	58
Cuadro 12. Promedio de variables en la cosecha de vainas de <i>Pisum sativum</i> por tratamiento.....	58
Cuadro 13. Síntesis de los resultados más relevantes del experimento.....	67

Índice de figuras

Figura 1. Planta de <i>Pisum sativum</i> en floración.	12
Figura 2. Cultivo de chícharo. Figura A. Unidades experimentales del diseño experimental. Figura B. Tratamiento pregerminativo de las semillas de <i>Pisum sativum</i>	26
Figura 3. Desarrollo de las plantas de <i>Pisum sativum</i> . Figura A. Siembra directa de las semillas. Figura B. Emergencia de las plántulas de <i>Pisum sativum</i>	26
Figura 4. Medición de las variables después de la cosecha de frutos. Figura A. Cámara de Schollander para determinar el potencial hídrico. Figura B. Extracción de esporas mediante el método de tamizado y decantación en húmedo.	32
Figura 5. Tinción de raíces con azul de tripano al 0.05% propuesta por Phillips y Hayman, para la evaluación de la colonización micorrízica arbuscular en el sistema radical.	32
Figura 6. Diagrama de flujo de la metodología.	33
Figura 7. Temperatura mínima, media y máxima.	34
Figura 8. Humedad mínima, media y máxima.	34
Figura 9. pH del suelo empleado en cada tratamiento al finalizar el cultivo de <i>Pisum sativum</i>	38
Figura 10. Porcentaje de germinación de <i>Pisum sativum</i> en cada uno de los tratamientos..	39
Figura 11. Altura de <i>Pisum sativum</i> en cada tratamiento..	40
Figura 12. Diámetro basal de <i>Pisum sativum</i> en tratamientos con micorriza.	41
Figura 13. Diámetro basal de <i>Pisum sativum</i> en tratamientos sin micorriza.	41
Figura 14. Número de hojas de <i>Pisum sativum</i> de cada tratamiento.	42
Figura 15. Cobertura de <i>Pisum sativum</i> en cada tratamiento.	44
Figura 16. Fases fenológicas de <i>Pisum sativum</i> cultivada durante 101 días en invernadero	46
Figura 17. Se muestra la media de la concentración de clorofila de las hojas de <i>Pisum sativum</i> en cada tratamiento.	47
Figura 18. Supervivencia de las plantas de <i>Pisum sativum</i> en cada tratamiento al final del experimento.	48
Figura 19. Cociente raíz/vástago de cada tratamiento de <i>Pisum sativum</i>	51
Figura 20. Eficiencia en el uso del agua a lo largo del cultivo de <i>Pisum sativum</i>	51
Figura 21. Raíces de <i>Pisum sativum</i> del tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso.	52

Figura 22. Raíces de <i>Pisum sativum</i> del tratamiento sin micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso.....	52
Figura 23. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de los tratamientos de las plantas de <i>Pisum sativum</i>	53
Figura 24. Potencial hídrico foliar de los diferentes tratamientos de <i>Pisum sativum</i>	54
Figura 25. Colonización micorrízica de los tratamientos de <i>Pisum sativum</i>	55
Figura 26. Raíces de dos muestras de <i>Pisum sativum</i> inoculada con hongos micorrizogenos arbusculares. Figura A. Conjunto de hifas y vesículas. Figura B. Hifa que se extiende por la raíz junto con vesículas.....	57
Figura 27. Raíces de <i>Pisum sativum</i> de tratamientos sin micorriza. Figura A. Raíz sin colonización micorrízica, no hay presencia de vesículas ni hifas. Figura B. Raíz sin presencia de HMA.	57
Figura 28. Frutos de <i>Pisum sativum</i> por tratamiento.....	59
Figura 29. Frutos de <i>Pisum sativum</i> por planta.....	59
Figura 30. Peso medio por vaina de <i>Pisum sativum</i> por tratamiento.....	60
Figura 31. Número de semillas por vaina.....	60
Figura 32. Peso húmedo por chícharos.....	61
Figura 33. Peso seco por chícharos.....	61
Figura 34. Diámetro de las semillas de <i>Pisum sativum</i>	62
Figura 35. Eje polar de las semillas de <i>Pisum sativum</i>	62
Figura 36. Flor de <i>Pisum sativum</i> L., planta inoculada con hongos micorrizogenos arbusculares.....	65
Figura 37. Plantas de <i>Pisum sativum</i> L. inoculadas con HMA, presentan flor y fruto.	65
Figura 38. Tratamiento sin inóculo, flor de <i>Pisum sativum</i> L.	66
Figura 39. Planta de <i>Pisum sativum</i> L. sin inóculo.....	66

RESUMEN

La agricultura ha generado degradación en los suelos, por el uso excesivo de fertilizantes químicos. Una alternativa es el uso de biofertilizantes, los cuales son microorganismos facilitadores de la nutrición vegetal, como los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA). Por otra parte, la planta de chícharo (*Pisum sativum* L.), es una leguminosa de ciclo corto, la cual tuvo importancia al rotar con cereales ya que aumentó el rendimiento en cultivos de cereales del 16 a 353%, además hubo pocos trabajos sobre la interacción con los HMA y existió escasa información sobre el efecto de la concentración de manganeso en los cultivos. Por ello, el presente estudio tuvo como finalidad analizar la interacción de *P. sativum* con HMA, en relación al enriquecimiento del sustrato de cultivo con sulfato de manganeso, en condiciones de invernadero y cultivadas durante un periodo de 110 días. El inóculo fue obtenido del Parque Ecológico "Cubitos" y el suelo que se utilizó en el experimento provino del poblado de Santiago de Anaya, Hidalgo. El diseño experimental consistió en aplicar dos factores: concentración de sulfato de manganeso (con tres niveles 0, 50 y 100 ppm) por micorrización (con dos niveles: con y sin inóculo). Así, hubo 6 tratamientos y se aplicaron 6 repeticiones de cada uno. La unidad experimental consistió en una maceta de 4 kg, donde se sembraron 3 semillas, por lo que hubo 36 macetas: 18 inoculadas con micorrizas y 18 sin inocular. Durante el cultivo el riego fue a capacidad de campo, con agua de llave, cada tercer día. Se registraron variables de respuesta vegetal durante el cultivo y en la cosecha. El análisis estadístico se realizó con InfoStat 2008. Los resultados mostraron que el tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso obtuvo los promedios más altos y diferencias significativas ($p < 0.05$), con respecto a los otros tratamientos, en las variables: biomasa húmeda y seca del vástago, peso medio por vaina de *Pisum sativum* y peso húmedo por chícharo. Asimismo, el tratamiento con micorrizas y 50 ppm de sulfato de manganeso obtuvo el promedio más alto, con diferencias significativas, en la biomasa seca de la raíz. Respecto al variable cociente raíz/vástago, el tratamiento con micorrizas y sin concentración del sulfato de manganeso obtuvo el mayor valor respecto a los otros tratamientos con diferencias significativas. Para la tasa de crecimiento relativo, ésta fue más alta en el tratamiento sin micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso. Finalmente, se concluyó que la micorrización y la adición de sulfato de manganeso aumentaron significativamente la biomasa húmeda ($p = 0.0016$) y seca ($p = 0.0266$) del vástago y de los frutos ($p = 0.0129$).

I. INTRODUCCIÓN

La degradación de los suelos, puede definirse como aquellos procesos, naturales o inducidos por el ser humano, que disminuyen la capacidad actual y/o futura del sustrato edáfico para sostener el desarrollo de los ecosistemas terrestres y la productividad necesaria para generar los alimentos que consume la sociedad global (Olceman, 1988). De acuerdo a SEMARNAT (2005), se estima que el 48% de los suelos tiene algún tipo de deterioro.

En la búsqueda de alternativas para aumentar la productividad de los suelos deteriorados los biofertilizantes son una opción, son preparados de microorganismos aplicados al suelo y/o planta, además sustituyen parcial o totalmente la fertilización química y disminuye la contaminación generada por los agroquímicos. Por ello el uso de microorganismos que mejoren la fertilidad del suelo, como la adición de bacterias fijadoras de nitrógeno o de micorrizas, es considerado como una práctica agrícola de mejoramiento orgánico de suelos, ya que enriquecen la asimilación de nutrimentos por los cultivos, además de ser productos naturales, que se insertan dentro de una gestión biológica de la fertilidad del suelo, dirigida a obtener una productividad sostenida y compatible con el entorno.

Con relación a los cultivos más comunes en el mundo, no existe un suelo que suministre los elementos nutrimentales para satisfacer los requerimientos de las plantas para crecer de manera óptima con máximo rendimiento y productividad (FAO-ISRIC-ISSS, 1998). Aunque la adición de micorrizas como *Glomus intraradices*, en un cultivo de chile ancho, cultivado en suelo franco arenoso, con bajo contenido de fósforo, obtuvo un incremento en el número de hojas, área foliar, frutos y biomasa de raíces (Aguilera-Gómez *et al.*, 1999).

La planta de *Pisum sativum* L. fue seleccionada por ser una planta de ciclo corto, asimismo en variados sistemas agrícolas se ha encontrado que el efecto global de una leguminosa en rotación es beneficioso, particularmente a largo plazo. La respuesta de los cereales a un pre cultivo de leguminosa tiene como base una mayor disponibilidad de nitrógeno (Mera y Rouanet, 2003).

Otro factor relevante en los cultivos es el pH del suelo y la disponibilidad de nutrimentos como es el caso del manganeso, a medida que aumenta el valor de pH se reduce la disponibilidad, ya que por cada aumento en una unidad de pH la concentración de este nutrimento se reduce 100 veces. En estudios como el de Gómez *et al.*, (2006), la aplicación de Mn generó incrementos altamente significativos en el rendimiento en la producción de papa (*Solanum tuberosum* L.) y de chícharo (*Pisum sativum* L.).

En este trabajo se desarrolló una serie de experimentos encaminados a conocer el efecto del enriquecimiento del suelo con micorrizas y con una sal de sulfato de manganeso, sobre el crecimiento y fenología de plantas de chícharo (*Pisum sativum* L.) en condiciones de invernadero, a fin de conocer nuevas fórmulas para incrementar la productividad de los frutos cosechados.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Suelo

El proceso de formación del suelo comienza con la desintegración de la roca parental que está expuesta en la superficie de la corteza terrestre a partir del rompimiento físico y químico, ocasionado por las lluvias, el viento, la exposición al sol y la actividad mecánico-biológica de las raíces de las plantas. En el caso de la actividad biológica, las cianobacterias y los líquenes son los primeros colonizadores del sustrato rocoso, ya que liberan ácidos orgánicos débiles, como el ácido carbónico, que disuelve lentamente la roca madre. Asimismo, el crecimiento de las raíces acelera la ruptura de las rocas, además de que la presencia de las plantas permite una gran actividad de micro y meso organismos y la acumulación de materia orgánica en diferentes estados de descomposición, la cual también contribuye a la formación del suelo (SEMARNAT, 2012).

A partir de su origen y de los factores ambientales, la Sociedad Americana de la Ciencia del Suelo (SSSA, por sus siglas en inglés), lo define como la capa superficial de material mineral y orgánico, no consolidado, que sirve de medio natural para el crecimiento de las plantas. Este suelo ha sido sujeto y presenta los efectos de los factores que le dieron origen (clima, topografía, biota, material parental y tiempo) y que debido a la interacción de éstos, difiere en sus propiedades físicas, químicas, biológicas y morfológicas del sustrato rocoso del que se originó. Por ello, el suelo ya no es roca ni sedimento geológico, sino un producto proveniente de las alteraciones e interacciones que experimentan estos materiales (Sumner, 2000).

Aunque el suelo está en constante formación, el proceso es sumamente lento. Se calcula que para tener un centímetro de suelo en la capa superficial son necesarios entre 100 y 400 años, por lo cual se considera que el suelo es un recurso natural no renovable en la escala de tiempo humana (SEMARNAT, 2012). El suelo es considerado un recurso natural frágil y no renovable, debido a que resulta difícil y costoso recuperarlo o, incluso, mejorar sus propiedades después de haber sido erosionado por las fuerzas abrasivas del agua y el viento o deteriorado física o químicamente (Tamaríz *et al.*, 2008).

También, el suelo es una parte fundamental en el funcionamiento de los ecosistemas terrestres, ya que en él se realizan funciones tan importantes como los ciclos biogeoquímicos y la captura de agua (SEMARNAT, 2012).

En IUSS Grupo de Trabajo WRB (2015), mencionan un sistema de 32 grupos de suelos de referencia. En México se han identificado 25 grupos, lo cual representa que el 78.12% de las unidades edáficas están presentes en el territorio nacional. Dominan los Leptosoles (23.96% del territorio), Regosoles (18.50% del territorio) y Calcisoles (18.20% del territorio), que en conjunto, ocupan 60.66% de la superficie nacional (Krasilnikov, 2011). Los suelos con mayor fertilidad son Phaeozems, Luvisoles y Vertisoles (22.5, 17.3 y 16.5 millones de ha, respectivamente) y cubren en conjunto el 29.3% del país (SEMARNAT, 2012).

El suelo realiza un gran número de funciones clave tanto ambientales como económicas, sociales y culturales, que son esenciales para la vida. En efecto, el suelo es indispensable para la producción de alimentos y el crecimiento vegetal, almacena minerales, materia orgánica, agua y otras sustancias químicas y participa en su transformación; sirve de filtro natural para las aguas subterráneas; es hábitat de una gran cantidad de organismos; proporciona materias primas para la construcción (arcilla, arenas, minerales, etc.) y es un elemento del paisaje y del patrimonio cultural. También, la creciente demanda de alimentos para una población en continuo aumento y con patrones de consumo más intensos, constituye una enorme fuente de presión tanto sobre los ecosistemas naturales (para ser transformados en terrenos agrícolas o pecuarios), como sobre las tierras ya destinadas a estas actividades productivas, lo que favorece el deterioro del suelo (SEMARNAT, 2005).

Asimismo, la degradación del suelo hace referencia a los procesos inducidos por las actividades humanas, que provocan la disminución de su productividad biológica o de su biodiversidad, así como de la capacidad actual y/o futura para sostener la vida humana (Olceman, 1988). Se estima que alrededor de 2 mil millones de hectáreas (15% de la superficie terrestre) en el mundo sufren algún tipo de degradación edáfica. Las principales causas de degradación en México son el cambio de uso del suelo hacia la agricultura y el sobrepastoreo y se estima que el 48% de los suelos tiene algún tipo de deterioro (SEMARNAT, 2005).

En el territorio nacional, en las últimas décadas, la intensidad en el desarrollo agropecuario del país determinó que los suelos más fértiles y profundos, con alto contenido de nutrimentos y materia orgánica, tuvieran mayor demanda. Entre la mitad de los años 70 y finales de la primera década del siglo XXI, el porcentaje de Luvisoles, Vertisoles y Phaeozems dedicados a las actividades agropecuarias pasó de 35.8% (24.1% dedicado a la agricultura y 11.7% en pastizales para la ganadería) a 44.4% (29.6% en agricultura y 14.8% en pastizales) (SEMARNAT, 2012).

2.2 Biofertilizantes

Los biofertilizantes son preparados de microorganismos aplicados al suelo y/o planta con el fin de sustituir parcial o totalmente la fertilización química así como disminuir la contaminación generada por los agroquímicos. Los microorganismos utilizados en los biofertilizantes son clasificados dentro de dos grupos: El primer grupo incluye microorganismos que tienen la capacidad de sintetizar sustancias que promueven el crecimiento de la planta, fijando nitrógeno atmosférico, solubilizando hierro y fósforo entre otros minerales y mejorando la tolerancia al stress por sequía, salinidad, metales tóxicos y exceso de pesticidas, por parte de la planta. El segundo grupo incluye microorganismos que son capaces de disminuir o prevenir los efectos de deterioro generado por microorganismos patógenos (Bojórquez *et al.*, 2010).

Dentro de los microorganismos que proporcionan fósforo a las plantas, y entre los más importantes están los hongos micorrícicos, que presentan asociación simbiótica con las plantas, las cuales suministran además de un nicho ecológico, la fuente de carbono que necesita el hongo para su desarrollo; a su vez la planta se beneficia incrementando la captación de nutrimentos minerales del suelo, principalmente fósforo (Alloush *et al.*, 2000).

Por ejemplo, el chile ancho inoculado con *Glomus intraradices* y cultivado en suelo franco arenoso, con bajo contenido de fósforo, obtuvo un incremento en el número de hojas, área foliar, frutos y biomasa de raíces (Aguilera-Gómez *et al.*, 1999). Asimismo, en los últimos años han aparecido las primeras preparaciones comerciales de las llamadas bacterias promotoras del crecimiento vegetal y de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), que por su bajo costo han sido utilizadas principalmente en hortalizas (Bojórquez *et al.*, 2010).

Los trabajos de investigación con micorrizas son relativamente recientes, ya que la elaboración del inóculo no es de fácil manejo por ser un simbionte obligado. Sin embargo, en los últimos años, con los adelantos tecnológicos, se han introducido al mercado productos con impacto a la horticultura en cuanto a la obtención de plántulas vigorosas en el invernadero y aumentando la supervivencia de plantas en el trasplante a campo, como la introducción de un inoculante líquido de *Glomus intrarradices* por la compañía Buckman en 1995 en Sinaloa (Bojórquez *et al.*, 2010; Monroy-Ata y Peña, 2016).

2.3 Micorrizas

Las micorrizas (del griego *myces*, hongo y *rhiza*, raíz) representan la asociación entre algunos hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas (fitobiontes). El término “micorriza” fue acuñado por Albert Bernard Frank, patólogo forestal alemán, en 1877 (Camargo *et al.*, 2012).

En esta asociación, la planta le proporciona al hongo carbohidratos (azúcares, producto de su fotosíntesis) y un microhábitat para completar su ciclo de vida mientras que el hongo, a su vez, le permite a la planta una mejor captación de agua y nutrientes minerales con baja disponibilidad en el suelo (principalmente fósforo), así como defensas contra patógenos (Camargo *et al.*, 2012).

Los micobiontes y fitobiontes obtienen beneficios positivos y recíprocos, por lo que la asociación se considera como un “mutualismo” (Camargo *et al.*, 2012), esto se ve reflejado en las tasas de crecimiento, reproducción y supervivencia de los organismos asociados (Villegas y Cifuentes, 2004). La micorriza es considerada la simbiosis más amplia y diversa que existe entre los seres vivos (Fernández, 2008). Esta asociación se presenta en aproximadamente el 90% de las plantas, por lo que se ubica en todos los ecosistemas del mundo y, por lo tanto, en diferentes gradientes latitudinales. Además, es importante destacar que existen hongos que pueden encontrarse en varios tipos de suelo y climas, teniendo un patrón de distribución mundial, el cual indica que son aparentemente, funcionales en diversos hábitats; no obstante, los factores físicos y químicos del suelo pueden restringir su distribución, por lo que las asociaciones micorrízicas pueden considerarse cosmopolitas y generalistas (Camargo *et al.*, 2012).

Existen evidencias fósiles y estudios moleculares que sugieren que la asociación micorrízica se originó hace ca. 462-353 millones de años y, desde entonces, ha contribuido a la evolución de las plantas en el ecosistema terrestre. Así, los hongos micorrícicos constituyen uno de los principales componentes microbianos que intervienen en la estabilización de las comunidades vegetales integrantes de un ecosistema o agroecosistema (Ferrera y Alarcón, 2001; Camargo *et al.*, 2012).

Actualmente, la simbiosis micorrízica ha cobrado especial interés por su enorme potencial de uso en los diversos programas de producción de plantas en sistemas de vivero y de propagación por semilla. Al inocular HM en las plántulas, éstas presentan mayor sanidad, vigor e incluso calidad, características que repercuten en su funcionalidad bajo diferentes condiciones edáficas y climáticas, así como en su productividad (Ferrera y Alarcón, 2001).

2.4 Tipos de micorrizas

Los tipos de micorriza se dividen en cinco grupos principales: ectomicorriza, ectendomicorriza y endomicorriza, con sus respectivas subdivisiones (Barea *et al.*, 1998) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Tipos de hongos micorrícicos y plantas asociadas (Modificado de Barea *et al.*, 1998).

Tipos de micorriza	Hongo	Planta	Estructuras fúngicas	
			Tipo de hifa	Formación de manto
Arbusculares (endomicorrizas)	Glomeromicetes	80 a 90% de las especies vegetales	Aseptadas	No
Ectomicorrizas (Formadoras de manto)	Basidiomicetes Ascomicetes Zigomicetes	Pináceas, Cipreses, Betuláceas, Fagáceas y (entre otras)	Septadas	Sí
Arbutoides (ectendomicorrizas)	Basidiomicetes	Monotropáceas (género <i>Arbutus</i> y otros)	Septadas	Sí
Ericoides (endomicorriza)	Ascomicetes Basidiomicetes	Ericáceas (géneros <i>Erica</i> , <i>Vaccinium</i> , <i>Calluna</i> , <i>Rhododendrom</i>)	Septadas	No
Orquidoides (endomicorriza)	Basidiomicetes	Orquídeas	Septadas	No

2.5 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)

El mayor grupo de micorrizas corresponde a los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), los cuales han co-evolucionado junto a las plantas terrestres desde el período Ordovícico (desde hace 460 millones de años). Se les puede hallar tanto en bosques boreales, como en desiertos; desde las altas montañas, hasta en llanuras inundables, así como en dunas costeras y humedales (Fernández, 2008). Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), están asociados a un 80% de las plantas terrestres y en el presente constituyen un *phylum novo*: Glomeromycota (Ferrera y Alarcón, 2001; De la Rosa y Monroy, 2006).

La micorriza arbuscular es la simbiosis fúngica más extendida en las plantas y, en términos generales, se caracteriza porque la hifa del hongo invagina el plasmalemma de las células corticales de la raíz, donde forma unas estructuras ramificadas, denominadas arbusculos (Villegas y Cifuentes, 2004).

Los HMA en condiciones normales u óptimas, llegan a requerir de la planta del 4 y 20% de los azúcares fotosintetizados; a cambio, el micobionte le entrega agua, nutrimentos y micro-elementos que se encuentran más allá de la zona de agotamiento radical, es decir, donde la raíz no llega a explorar. Los simbiosiontes fúngicos pueden cohabitar en una o varias plantas diferentes a la vez, así como, distintos hongos HMA pueden colonizar una misma planta, aunque pueden existir relaciones especie-específicas, o sea, que una sola especie de hongo colonice a un tipo de planta en particular (Fernández, 2008).

Los HMA predominan en ecosistemas donde la mineralización de materia orgánica es lo suficientemente rápida para evitar su acumulación, en hábitats donde los fosfatos edáficos son escasos y en zonas donde las plantas presentan regularmente estrés hídrico (De la Rosa y Monroy, 2006).

2.6 Clasificación del *Phylum Glomeromycota*

Todos los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), pertenecen al phylum Glomeromycota. Años atrás el estudio y la taxonomía se realizaba principalmente con características morfológicas de las esporas; en la actualidad se emplean técnicas

moleculares, además se inició la secuenciación del ARN ribosomal completando el estudio y logrando comprender la filogenia, como en el trabajo de Schüßler *et al.*, (2001b).

2.7 Morfología básica de los hongos micorrizógenos arbusculares

Los principales componentes de la morfología de los HMA son: hifas, arbusculos, vesículas y esporas (De la Rosa y Monroy, 2006).

- **Arbusculos:** Son normalmente terminales, pero en algunos casos se forman lateralmente en hifas. La formación de arbusculos aumenta la actividad metabólica de la célula del hospedero, la cual es principalmente debida a la transferencia bidireccional de metabolitos y nutrimentos entre la planta y el hongo.
- **Vesículas:** Son hinchamientos apicales de la hifa, las cuales contienen lípidos y son órganos de reserva del hongo. Durante situaciones de estrés (bajo suministro de agua o metabolitos desde la planta hospedera), estas reservas son utilizadas por el hongo y entonces las vesículas degeneran.
- **Esporas:** Son de color blanco, crema, amarillo, naranja o café y a veces con tintes verdes. La forma es globosa a subglobosa, irregular y elíptica (sobre todo aquellas extraídas desde raíces micorrizadas). Los tamaños van desde 40 a 140 μm .

2.8 Importancia de los hongos micorrizógenos arbusculares

La mayoría de las plantas presenta una simbiosis mutualista con hongos micorrizógenos arbusculares (Cuadro 2).

Cuadro 2. Características de la relación entre los HMA y plantas.

Característica	Autor(es)
<ul style="list-style-type: none"> • Incremento en la relación parte aérea/raíz de la planta micorrizada. • Efecto positivo sobre el desarrollo y distribución de la biomasa vegetal. • Interacción positiva con fijadores libres y simbióticos de nitrógeno y otros microorganismos de rizósfera. 	De la Rosa y Monroy, 2006
<ul style="list-style-type: none"> • Control biológico para algunos parásitos provenientes del suelo e incremento de la tolerancia de la planta a patógenos. • Aporta mayor resistencia a la sequía y a la salinidad del suelo, debido a que las hifas de los HMA exploran un mayor volumen edáfico, en relación al suelo en contacto con las raíces. Por ello los HMA son fundamentales en zonas áridas y semiáridas. • Los exudados del micelio externo a la raíz, estimulan el incremento de las poblaciones de bacterias promotoras del crecimiento vegetal. 	De la Rosa y Monroy, 2006 Fernández, 2008
<ul style="list-style-type: none"> • Las raíces micorrizadas son más eficientes para nutrirse que las no colonizadas • Las hifas son capaces de penetrar partes del suelo inaccesibles para las raíces y pueden competir eficientemente por los diferentes nutrimentos con muchos microorganismos de la rizósfera. • El incremento en el crecimiento o biomasa de las plantas ocurre por el mejoramiento en el suministro de elementos de baja movilidad en el medio de crecimiento. • Los hongos absorben nutrimentos no móviles del suelo como fósforo, zinc y cobre, entre otros, y lo llevan hacia las plantas. 	Villegas y Cifuentes, 2004 Villegas y Cifuentes, 2004 De la Rosa y Monroy, 2006

2.9 Descripción de *Pisum sativum* L.

(Duran, 2008)



Figura 1. Planta de *Pisum sativum* en floración.

Generalidades de *Pisum sativum* L. El nombre científico del chícharo es *Pisum sativum* L. y procede de la familia de las leguminosas; además se le conoce como arveja o guisante. Son especies muy vigorosas, capaces de soportar inviernos muy crudos e incluso fuertes heladas, de ahí que sean tan recurrentes en las plantaciones.

Es una planta tradicional, que romanos, egipcios y griegos reconocen desde la antigüedad por sus propiedades nutricionales. Es originaria de Europa, y Asia Occidental. El ciclo de cultivo del chícharo, desde la plántula hasta la floración y fructificación, va de 90 a 120 días, dependiendo de las condiciones climáticas y las variedades.

Morfología de la planta

- **Planta:** es una planta trepadora, dicotiledónea anual, posee un sistema vegetativo poco desarrollado aunque con una raíz pivotante que tiende a profundizar bastante. El tamaño de la planta bajo o enano cuando su altura es menor de 0.4 m; semitrepador entre 0.8- 1 m; trepador o enrame cuando es de 1.5-2 m.
- **Tallo:** el tallo principal, es hueco y muy delgado en la base, va engrosándose progresivamente hacia la parte alta; dependiendo de la precocidad del cultivar, puede emitir desde seis hasta 20 nudos vegetativos por planta. Los cultivares precoces presentan seis a ocho nudos vegetativos, los semiprecoces 9 a 11, los semitardíos 12 a 14 y los tardíos 15 o más.
- **Sistema radical:** al ocurrir la emergencia de las plantas, la radícula ya presenta algunas raíces secundarias; este sistema radical habitualmente logra un adecuado crecimiento antes de que ocurra el despliegue de la tercera hoja. Posteriormente, el sistema radical continúa creciendo hasta transformarse en una característica raíz pivotante.
- **Fruto:** el fruto es una vaina de color verde y consistencia carnosa, tiene de 5 a 10 cm de largo y suele tener de cuatro a diez semillas.
- **Flores:** la flor de chícharo es una típica papilionada, ya que se asemeja a una mariposa cuando los pétalos se desenvuelven, presentando una simetría bilateral y es de color blanco (Fig. 1).
- **Hojas:** en cada uno de los primeros dos nudos, y en forma alternada, se desarrolla una hoja rudimentaria de tipo escamoso, llamada bráctea trífida. Estas hojas escamosas, que son pequeñas e insignificantes, se encuentran reducidas a un pecíolo rudimentario y a dos estípulas también rudimentarias; estas últimas se presentan unidas, en el caso del primer nudo, y libres entre sí en el segundo. Las brácteas mencionadas van desintegrándose en forma gradual, hasta llegar a desaparecer luego que las plantas desarrollan su cuarta a quinta hoja verdadera. A partir del tercer nudo, que corresponde al primer nudo real de la parte aérea, se

desarrollan sucesivamente las verdaderas hojas; éstas son compuestas, alternas, y presentan dos a seis folíolos ovalados a oblongos con margen entero.

Condiciones climáticas y suelo. El chícharo es un cultivo de clima templado y algo húmedo, prefiere climas frescos para su producción, siendo la temperatura óptima entre 15.5 y 18.0 °C con media máxima de 21 °C y mínima de 10 °C. Necesita sol y ventilación directa para que sea polinizada. Puede sembrarse en alturas comprendidas entre 1,500 y 3,300 m.s.n.m. Se adapta a diferentes tipos de suelo, puede sembrarse en suelos sueltos, arenosos y de estructura no compacta. Es un cultivo poco exigente en materia orgánica. Esta planta tolera suelos ligeramente ácidos con pH 5.5 a 6.5 pero son muy sensibles a la salinidad. Las plantas crecen sujetándose mediante zarcillos, por lo que se le debe de dar un soporte.

Propagación. Los chicharos se reproduce sexualmente por medio de semillas. La siembra se realiza de forma directa. Ocurrendo la germinación entre cinco y ocho días. Antes de la siembra y con el fin de prevenir el ataque de patógenos del suelo, es aconsejable realizar un tratamiento de semillas.

Siembra. El guisante es un cultivo de invierno- primavera. Según las regiones, puede sembrarse en otoño, prolongándose su ciclo hasta finales de primavera; también puede sembrarse en enero-febrero, llegando su ciclo hasta el comienzo del verano.

Riego. El suelo debe ser regado con regularidad para que no se seque. El riego depende de las condiciones climáticas (precipitación y humedad relativa) en donde se desarrolle el cultivo, de las características físicas (retención de humedad) del suelo o sustrato, de la temperatura del ambiente, de la capacidad retentiva del suelo y del sistema regadío. Los riegos deben de ser frecuentes, con poco volumen de agua.

Importancia económica. La planta de *Pisum sativum*, forma parte de las especies anuales introducidas más importantes, cultivadas en México. En el año 2003, la superficie cosechada a nivel nacional fue de 9 865 hectáreas, con una producción de 44 472 toneladas, la producción tuvo un valor de 178 530 miles de pesos y los principales estados productores fueron Hidalgo, Estado de México, Puebla, Sonora y Tlaxcala (Molina y Córdoba, 2006).

Propiedades nutricionales. Son fuente de proteína, hidratos de carbono, fibra dietética, algunas vitaminas y minerales, además son bajas en grasa y sodio, no tienen colesterol pero contienen oligosacáridos y sustancias antifisiológicas (Attia *et al.*, 1994).

2.10 Sulfato de manganeso

Ciertos elementos -calcio, magnesio, potasio, nitrógeno, fósforo y azufre- son requeridos por la planta en grandes cantidades y se llaman macronutrientes. Otros, como el hierro, manganeso, boro, cobre, zinc, molibdeno y cloro, se requieren en pequeñas cantidades y se llaman micronutrientes o elementos traza. Otros pocos elementos son benéficos en el sentido de que mejoran el crecimiento de ciertas plantas pero no son absolutamente necesarios (Bidwell, 1993).

Entre las funciones de los nutrientes en el metabolismo de la planta, está la utilidad estructural, la de impulsores de procesos energéticos o reguladores de la presión osmótica celular y también como enlace en procesos de transferencia de energía. La función estructural. El elemento forma parte de la molécula de uno o más compuestos orgánicos (aminoácidos y proteínas). Como impulsores de procesos energéticos los elementos pueden ser constituyentes de enzimas. Se refiere a elementos generalmente metales o elementos de transición que forma parte del grupo prostético de enzimas y que son esenciales en las actividades de las mismas. Este es el caso del cobre, hierro, zinc, manganeso, molibdeno y níquel. Activador enzimático.- Forma parte del grupo prostético o elemento dissociable de la fracción proteica de la enzima y es necesario en las actividades de la misma (Quiroz, 2002).

El manganeso es un micronutriente, esencial para el desarrollo y productividad de la planta. La concentración promedio en el tejido vegetal es de 50 ppm (Ronen, 2008).

Ronen (2008) reporta las contribuciones funcionales del manganeso en su papel nutricional de las plantas:

- Predominante en el metabolismo de ácidos orgánicos.
- Activa la reducción del nitrato y lo hidroxilamina a amonio.
- Función en importantes enzimas involucradas en la respiración y síntesis de enzimas.
- Activador de reacciones enzimáticas como las de óxido/reducción, hidrólisis.

- Influencia directa en la conversión de la luz solar en el cloroplasto.

Además el manganeso presenta diversos estados de oxidación 0, II, III, IV, VI y VII. En los sistemas biológicos, sin embargo, se produce principalmente en los estados de oxidación II, III, y IV, con Mn (II) y Mn (IV) es bastante estable y Mn (III) inestable (Hughes y Williams, 1988), configura distintos óxidos en el suelo que resultan insolubles y siendo absorbido, principalmente, como catión divalente (Mn^{2+}) después de la reducción de estos óxidos en la superficie de las raíces (Bieto y Cubilo, 2008). Por lo tanto, el manganeso juega un papel importante en procesos redox.

Aunque un número relativamente grande de las enzimas se activan por Mn^{2+} , hasta la fecha la existencia de sólo dos enzimas que contienen manganeso está bien establecida, es decir, la proteína de manganeso en el fotosistema II (PS II) y el superóxido dismutasa (MnSOD), esta última está presente en todos los organismos aeróbicos y además juegan un papel esencial en su supervivencia, en presencia de oxígeno (Elstner, 1982; Fridovich, 1983).

La conversión de O_2 es catalizada por la SOD, y la posterior dismutación de H_2O_2 en H_2O y O_2 facilitado por peroxidasa, catalasa (Elstner, 1982) o, en cloroplastos, por una peroxidasa específica, ascorbato (Polle *et al.*, 1992). En las células verdes, los cloroplastos son los orgánulos con la más alta tasa de recambio de oxígeno, incluyendo la formación de O_2 y H_2O_2 . Por consiguiente, en hojas verdes más de 90% de la SOD se encuentra en los cloroplastos y sólo 4-5% se encuentra en la mitocondria (Jackson *et al.*, 1978).

El funcionamiento de los átomos de manganeso en almacenamiento de electrones y de electrones de transmisión se acopla con las fluctuaciones en el estado de oxidación del manganeso entre Mn (II) y Mn (IV) (Rutherford, 1989). En la fotosíntesis de las células en PS II es la función más sensible de manganeso, deteriorado por la deficiencia.

El manganeso actúa como cofactor, la activación de aproximadamente 35 enzimas diferentes (Burnell, 1988). La mayoría de estas enzimas catalizan la oxidación-reducción, la descarboxilación, y las reacciones hidrolíticas. El manganeso tiene un papel primordial en el ciclo del ácido tricarbóxico (TCA) en oxidativos y en reacciones descarboxilación

oxidativa, como por ejemplo, el NADPH realiza la descarboxilación de la malato deshidrogenasa, enzima málica, a isocitrato deshidrogenasa.

El manganeso activa varias enzimas de la vía del ácido shikímico, y las vías siguientes, que conduce a la biosíntesis de aminoácidos aromáticos, tales como tirosina, y diversos productos secundarios, tales como lignina, flavonoides, así como IAA (Burnell, 1988; Hughes y Williams, 1988). Por ejemplo, Mn^{2+} afecta fenilalanina amonio-liasa (PAL) y estimula peroxidasa necesarios para la biosíntesis de la lignina. En deficiente manganeso sale de la actividad de la oxidasa IAA es excepcionalmente alta, como es también el caso de hojas que sufren de toxicidad de manganeso (Morgan *et al.*, 1976). En la ruta biosintética de isoprenoides que producen carotenoides, esteroides y GA, enzimas dependientes de manganeso también se han encontrado, como por ejemplo, un sintetasa fitoeno (Wilkinson y Ohki, 1988).

Un papel de Mn^{2+} en la actividad de la nitrato reductasa, debido a un aumento en el contenido de nitrato en las hojas deficientes de manganeso, acumulación de nitrato, sin embargo, es la consecuencia de la escasez de equivalentes reductores en el cloroplasto y de hidratos de carbono en el citoplasma, así como de la regulación de retroalimentación negativa que resulta de una menor demanda de nitrógeno reducido en el nuevo crecimiento de las plantas deficientes. No hay evidencia de un papel directo de Mn^{2+} en nitrato, actividad de la reductasa.

El manganeso está involucrado en el sistema de evolución de O_2 en la fotosíntesis (Cruz-Flores, 2006), en particular, son los procesos más sensible a la deficiencia de manganeso. Una disminución en el contenido de manganeso de las hojas jóvenes tiene sólo un pequeño efecto en el contenido de clorofila o el peso seco de la hoja (Nable *et al.*, 1984), pero la evolución de O_2 fotosintética se reduce en más de un 50%. Alteraciones inducidas por deficiencia de manganeso en evolución O_2 se correlacionan con los cambios en la ultraestructura de las membranas tilacoides (Simpson y Robinson, 1984).

Cuando la deficiencia de manganeso se hace más severa, el contenido de clorofila también disminuye y la ultraestructura de los tilacoides se cambia drásticamente. Estas alteraciones ultra estructurales son o muy difícil de restaurar o irreversible y son presumiblemente causadas por la inhibición de la biosíntesis de lípidos y carotenoides.

Ellos no son provocados por un aumento de la fotooxidación de los tilacoides (Polle *et al.*, 1992).

Aunque Mn^{2+} activa la ARN polimerasa, la síntesis de proteínas no altera específicamente en los tejidos deficientes de manganeso. El contenido de proteína de plantas deficientes es similar o algo mayor que la de las plantas suministrados adecuadamente con manganeso (Lerer y Bar-Akiva, 1976). La acumulación de nitrógeno soluble es un reflejo de una escasez en la reducción de equivalentes y los hidratos de carbono para la reducción de nitrato, así como una menor demanda de nitrógeno reducido. La deficiencia de manganeso tiene el efecto más severo en el contenido de carbohidratos no estructurales. Esta disminución en el contenido de hidratos de carbono es particularmente evidente en las raíces y muy probablemente un factor clave responsable de la depresión en el crecimiento de raíces de las plantas deficientes (Marcar y Graham, 1987).

La deficiencia de manganeso es abundante en las plantas que crecen en suelos derivados de roca madre y en suelos tropicales altamente lixiviados. A medida que aumenta el valor de pH se reduce su disponibilidad, ya que por cada aumento en una unidad de pH la concentración de este nutriente se reduce 100 veces; de esta manera en suelos de alta saturación catiónica puede existir mayor sensibilidad a la deficiencia (Loué, 1998; Fageria *et al.*, 2002; Gómez *et al.*, 2006). También es común en suelos de pH alto que contienen carbonatos libres, especialmente cuando se combina con un gran contenido de materia orgánica (Farley y Draycott, 1973).

La deficiencia de manganeso pueden ser corregida por el suelo o la aplicación foliar de $MnSO_4$ (Reuter *et al.*, 1988), pero este último método tiene sus limitaciones. Un contenido alto de manganeso en las semillas, ya sea suministrado de forma natural a partir de las plantas madre o artificialmente remojando las semillas en $MnSO_4$, puede mejorar considerablemente el crecimiento de plantas y el rendimiento de semilla en suelos deficientes en manganeso como se ha demostrado para la cebada (Longnecker *et al.*, 1991). Especies de plantas y variedades de una misma especie difieren considerablemente en la susceptibilidad a la deficiencia de manganeso cuando se cultiva en suelos bajos de manganeso.

En las legumbres, los síntomas de deficiencia de manganeso en los cotiledones se conocen como "pantano spot"; en chícharos se conoce como trastorno de "semilla de división", este último trastorno incluye la decoloración, la división, y la deformidad de las semillas (Campbell y Nable, 1988).

En contraste con el estrecho rango de contenido de la deficiencia fundamental en las hojas, el contenido de la toxicidad crítica varía ampliamente entre especies de plantas y las condiciones ambientales. Incluso dentro de una especie el contenido crítico de toxicidad puede variar en gran medida entre los cultivares (Edwards y Asher, 1982; Horst, 1988). De los factores ambientales que afectan a los contenidos de toxicidad críticos, la temperatura y la presencia de silicio son de particular importancia. A altas temperaturas el contenido de toxicidad críticos en las hojas son a menudo mucho más altos que los a bajas temperaturas (Heenan y Carter, 1977; Rufty *et al.*, 1979). El efecto de silicio es comparable a la de las altas temperaturas; es decir, para aumentar la tolerancia del tejido a manganeso.

En muchas especies de plantas síntomas de toxicidad de manganeso se caracterizan por manchas marrones en las hojas maduras, y estos síntomas son mucho menos claras en la luz alta en comparación con condiciones de poca luz (Wissemeier y Horst, 1992).

De acuerdo a Vitosh (1990), las recomendaciones de aplicación del Mn pueden basarse en sus concentraciones nativas y en el tipo de reacción (pH) del suelo, considerando que en suelos minerales a niveles de pH mayores a 6.0 existe una alta probabilidad de respuesta, mientras que a pH menores a 6.0 la respuesta es menor.

III. JUSTIFICACION CIENTIFICA

Hay estudios sobre la simbiosis micorrízica en distintos cultivos de interés agronómico y económico, como cacao (Cuenca y Meneses, 1996), palma de aceite (Blal *et al.*, 1990; Ying, 1997; Motta y Munevar, 2005), maíz (Serralde y Ramírez, 2013), papa (Davies *et al.*, 2005), café (Bolaños *et al.*, 2000) y sorgo (Franco *et al.*, 2014); sin embargo, aún hay, en muchas plantas cultivadas, procesos en las etapas de reconocimiento planta-hongo y en la colonización de la raíz que son desconocidas. Entre los reportes publicados sobre chícharo, Vela *et al.*, (2007) y Fontela *et al.*, (1999), dan a conocer estudios de *Pisum sativum* con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA).

En los últimos años aumento la importancia de los cultivos de leguminosas, han reportado aumentos en el rendimiento de cereales de 16 a 353% en comparación a los rendimientos del monocultivo, cuando se realiza una rotación con las leguminosas (Mera y Rouanet, 2003), por lo cual es importante obtener mayor conocimiento de *P. sativum*.

Hay estudios como el de Miramontes *et al.*, (2004), donde adiciona metasilicato de sodio a un cultivo de chícharo reporta un efecto significativo sobre la altura de la planta y las biomásas fresca y seca, hay diversos componentes y minerales que no han sido estudiados en plantas de *P. sativum*.

El estudio se centra en el manganeso ya que actúa como cofactor, activando aproximadamente 35 enzimas diferentes (Burnell, 1988), Lehmann y Rillig, (2015) y Hernández *et al.*, (1998), documentan el efecto de la concentración de manganeso en los cultivos. Además el pH del suelo puede tener un efecto significativo en las plantas cultivadas y el desarrollo mediante el aumento o la disminución de la disponibilidad de elementos que se encuentran en los suelos (Jones, 2001). Cuando hay un incremento en el pH del suelo, la disponibilidad del manganeso disminuye en los suelos, se refleja a partir de un suelo con pH 7.0, el suelo proveniente de Santiago de Anaya tiene un pH de 7.40. Reuter *et al.*, (1988), menciona que la deficiencia de manganeso pueden ser corregida por el suelo. Por ello, en este trabajo se busca generar información sobre la interacción de *Pisum sativum* con HMA y en relación al enriquecimiento del sustrato de cultivo con sulfato de manganeso, ya que el suelo con el que se está trabajando presenta baja disponibilidad de manganeso.

IV. PROBLEMÁTICA

El estudio fue diseñado para contestar las siguientes preguntas:

- a) ¿La adición de sulfato de manganeso en un suelo que presenta baja disponibilidad de este elemento, puede corregir una deficiencia de manganeso?
- b) ¿La adición de sulfato de manganeso al suelo incrementa el contenido foliar de clorofila?
- c) ¿Hay sinergia entre HMA y sulfato de manganeso que se refleje en variaciones estadísticamente significativas en el desarrollo de las plantas de *Pisum sativum*?
- d) ¿Se incrementa el esfuerzo reproductivo, medido por la biomasa de las semillas cosechadas, por la micorrización y/o la aplicación de sulfato de manganeso?
- e) ¿De qué forma puede beneficiar la implementación de un abono que contienen HMA y manganeso en los cultivos?

V. HIPÓTESIS

El manganeso es impulsor de procesos energéticos, puede ser constituyente de enzimas y es esencial en las actividades de las mismas. Al realizar la adición de sulfato de manganeso se busca aumentar la disponibilidad de dicho micronutriente, ya que el pH del suelo de Santiago de Anaya es de 7.40; además, en el cultivo de *Pisum sativum* se aplica un inóculo de HMA, entonces se desarrollará una simbiosis planta-hongo; debido a que las hifas de los hongos exploran un mayor volumen de suelo en comparación con las raíces; esto facilitará la absorción de micronutrientes como el manganeso, con lo cual se espera un incremento en la supervivencia, biomasa, cociente raíz/vástago, tasa de crecimiento relativo y un mayor altura, en comparación con las plantas testigo.

VI. OBJETIVOS

General

Determinar el efecto de la aplicación de un inóculo de HMA y de sulfato de manganeso sobre el desarrollo de plantas de *Pisum sativum* bajo condiciones de invernadero.

Específicos

- a. Evaluar el establecimiento y desarrollo de los diferentes tratamientos de *P. sativum* a lo largo de su ciclo de vida.
- b. Evaluar el rendimiento del cultivo de *P. sativum* producido mediante la aplicación del inóculo de HMA y la adición de sulfato de manganeso.
- c. Elaborar un diagrama con las fases fenológicas del cultivo de *P. sativum*.
- d. Evaluar si los tratamientos inoculados con HMA y con adición de sulfato de manganeso obtienen un porcentaje de colonización micorrízica más alto a comparación de los tratamientos inoculados sin adición de sulfato de manganeso.
- e. Comprobar si la adición de sulfato de manganeso a un suelo que presenta baja disponibilidad, puede corregir la deficiencia.
- f. Evaluar el contenido foliar de clorofila en los diferentes tratamientos de *P. sativum*.

VII. MATERIAL Y MÉTODOS

7.1 Procedencia y preparación de las semillas

Las semillas de *Pisum sativum* fueron adquiridas en un lote comercial proveniente de Casa Tlamamaca, productos orgánicos en Tepetlixpa, Estado de México. Por cada unidad experimental se utilizaron 6 semillas; en total fueron 216 semillas para 36 unidades; éstas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 5% en agua en una proporción 1:10, durante 5 minutos. Los propágulos tuvieron un tratamiento pregerminativo que tuvo como fin eliminar el posible estado de latencia de las semillas y con ello, estimular su germinación. El pretratamiento más exitoso en porcentaje de germinación, según Rodríguez-Ochoa (1982), fue la imbibición en agua de las semillas durante 12 horas, para después realizar una siembra directa (Fig. 2-B). No se utilizaron semillas certificadas ya que estas son sometidas a tratamiento químico durante su producción.

7.2 Descripción del sitio experimental

El experimento se realizó en el invernadero de la Carrera de Biología de la FES Zaragoza, que se encuentra en el oriente de la Ciudad de México; el invernadero tiene una orientación de norte-sur. El experimento tuvo una duración de 20-24 semanas. Durante este tiempo, se registró diariamente en promedio una temperatura mínima de 5.5 y la máxima de 38.69°C, en cuanto a la humedad, la mínima fue de 6.38 y la máxima de 94.75%.

7.3 Preparación del inóculo

Dentro del Parque Ecológico Cubitos, en Pachuca de Soto, Hidalgo, México en sitios conservados, donde no hay degradación del suelo y en la temporada de sequía, se recolectó el inóculo el cual fue obtenido a partir de la rizósfera de *Bouteloua gracilis* (Kunth) Lag. ex Griffiths, de los primeros 10-15 cm de profundidad del suelo. Esto debido a que las redes hifales de los HMA se distribuyen desde los primeros 10 cm superficiales del suelo (Palmer y Troeh, 1989; Pattinson *et al.*, 1999). Este suelo es clasificado como Leptosol de acuerdo con la Base referencial mundial del recurso suelo (Montaño-Arias *et al.*, 2006), fue conservado a una temperatura de 20-24°C y después, en el invernadero de la FES Zaragoza, se tamizó con una malla metálica de apertura de 2 mm.

7.4 Preparación del suelo

El suelo que se utilizó en el experimento proviene de una localidad ubicada al NO del poblado de Santiago de Anaya (20°22'715" latitud N; 98°56'114" longitud O), perteneciente al municipio del mismo nombre y localizado en el Valle de Actopan (Hidalgo, México), a una altura de 2161 m s. n. m.; este suelo está caracterizado físico-químicamente y se encuentra disponible en el invernadero (Simancas, 2007). El suelo se tamizó con una malla de 2 mm con la finalidad de eliminar partículas grandes de materia orgánica, rocas, raíces, etc., después se realizó una mezcla homogénea con arena sílica en relación 1:2 (v/v), para mejorar el drenaje. Posteriormente el suelo se esterilizó tres veces durante una hora cada vez en una autoclave, mediante calor húmedo, con una temperatura entre 110-120 °C y a una presión entre 1.2 y 1.4 libras/pulgada² (Álvarez – Sánchez y Monroy, 2008).

7.5 Diseño experimental del cultivo

El diseño experimental consistió en aplicar dos factores: concentración de sulfato de manganeso (con tres niveles: 0, 50 y 100 ppm) por micorrización (con dos niveles: con y sin inóculo). Así, se tienen seis tratamientos y se utilizaron seis repeticiones de cada uno.

La unidad experimental consistió en una maceta de 20 cm de diámetro, donde se sembraron 6 semillas, por lo que hubo 36 macetas: 18 inoculadas con micorrizas y 18 sin inocular (Cuadro 3). Las macetas se lavaron con jabón biodegradable y no tuvieron perforaciones de drenaje, al realizar un riego a capacidad de campo no hay necesidad que la maceta drene el exceso de agua. Cada maceta tuvo 4 kg de suelo (Fig. 2-A) y se sembraron seis semillas de *Pisum sativum* mediante siembra directa: en total fueron 216 semillas. Así, cada tratamiento tuvo 36 semillas (Fig. 3-A). Para las macetas inoculadas se adicionaron 50 g de inóculo de HMA por maceta

El primer riego fue con las soluciones de cada tratamiento en el caso de la aplicación del sulfato de manganeso, este es soluble en agua (762 g/l a 20°C) por lo cual se hicieron soluciones. Para el tratamiento de 50 ppm, por maceta se utilizó 0.55 g de sulfato de manganeso en 1000 ml. Para el tratamiento de 100 ppm, por maceta se utilizó 1.09 g en 1000 ml. A partir de la sexta semana después de la germinación, cada planta tuvo un tutor de madera, para un mejor desarrollo.

Cuadro 3. Número de unidades experimentales (macetas) del diseño experimental del cultivo de chícharo en condiciones de invernadero.

Tratamiento	0 (0 g de MnSO ₄)	50 ppm (0.5497 g de MnSO ₄)	100 ppm (1.0994 g de MnSO ₄)
Micorrización			
Macetas inoculadas	I (6)	II (6)	III (6)
Macetas sin inocular	VI (6) Tratamiento testigo	IV (6)	V (6)

Los números romanos indican la numeración de los tratamientos. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

7.6 Riego

Durante el cultivo el riego fue a capacidad de campo, con agua de la llave, cada tercer día.

Capacidad de campo. Es la capacidad máxima de retención de agua de acuerdo al suelo tratado utilizado por maceta en los diferentes tratamientos (Maderey *et al.*, 2005). Esta técnica consiste en calcular la capacidad de campo de un suelo, haciendo pasar 250 ml de agua en 50 g de suelo seco por un papel filtro y con la ayuda de un embudo, dejando reposar hasta tener peso constante. Para realizar el cálculo se utiliza la siguiente fórmula:

$$CC = \frac{Psh - Pss}{Pss} \times 100$$

CC= Capacidad de campo del suelo.

Psh= Peso húmedo del suelo.

Pss= Peso seco del suelo.

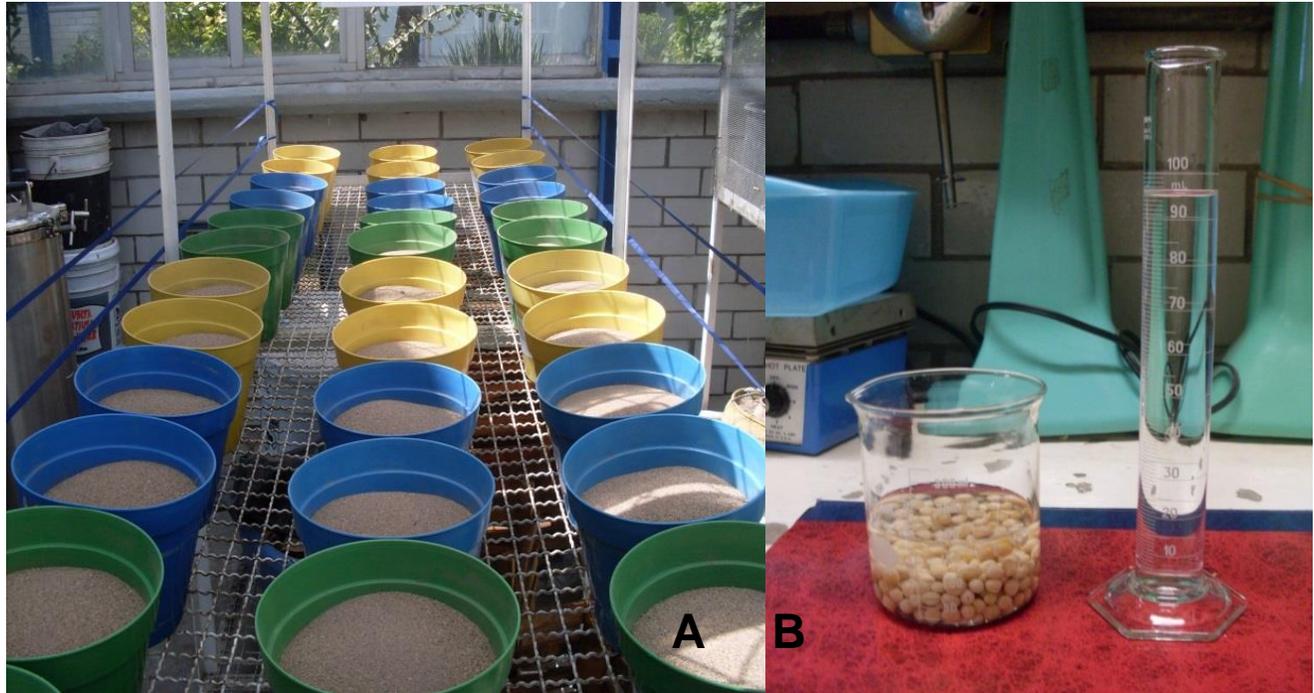


Figura 2. Cultivo de chícharo. Figura A. Unidades experimentales (macetas) del diseño experimental. Figura B. Tratamiento pregerminativo de las semillas de *Pisum sativum*.

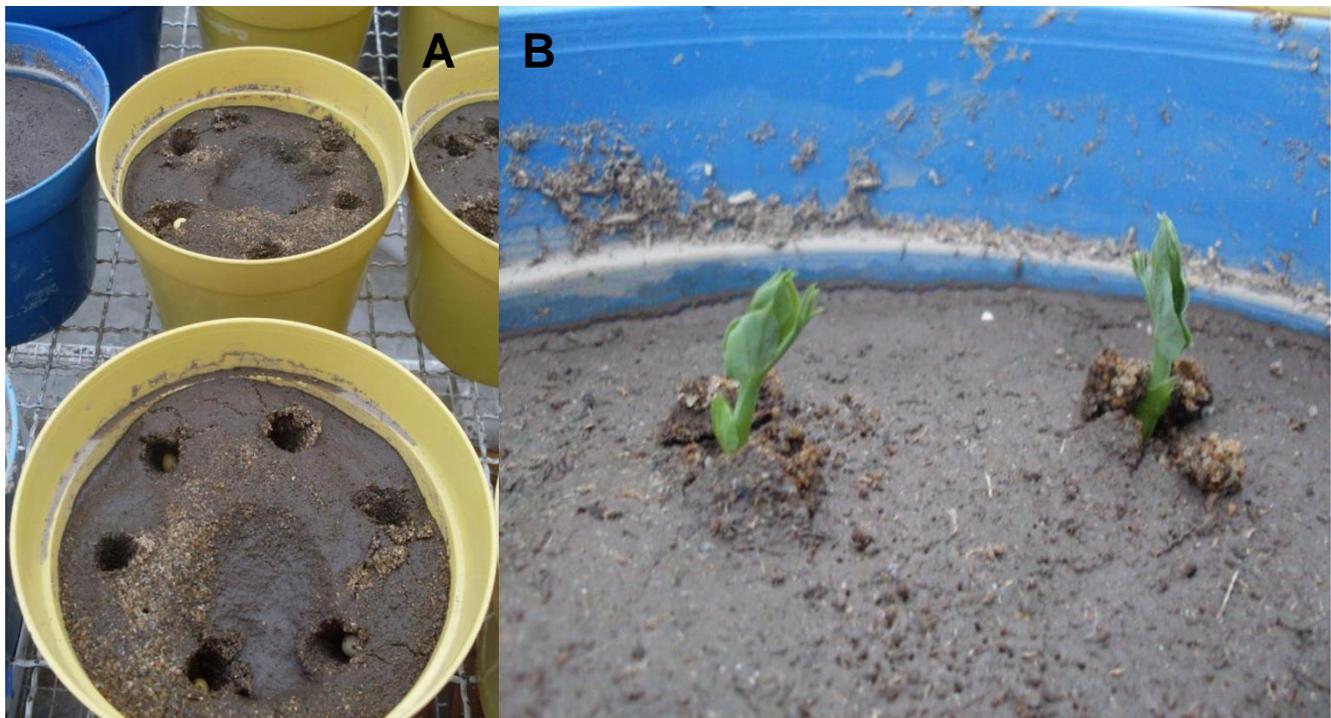


Figura 3. Desarrollo de las plantas de *Pisum sativum*. Figura A. Siembra directa de las semillas. Figura B. Emergencia de las plántulas de *Pisum sativum*.

7.7 Medición de variables durante el cultivo

Las siguientes variables se obtuvieron después de la emergencia de las plántulas (Fig. 3-B) y fueron registradas.

Desarrollo vegetal. Para la evaluación del desarrollo vegetal a lo largo del ciclo de vida de las plantas se utilizó variables como altura máxima, diámetro basal y número de hojas. Para la toma de estos datos se utilizó regla y vernier electrónico.

Cobertura. La cobertura total se determinó utilizando una regla, se midió el diámetro mayor y el menor de cada planta. Los diámetros permitirán calcular el área del círculo medio, que fue considerado como la cobertura.

Fenología del cultivo. Se evaluó el tiempo desde la siembra hasta la emergencia, la aparición de nudos en el tallo principal, el inicio de la floración (antesis), la duración del ciclo de siembra hasta la cosecha de frutos y el número de nudos totales al momento de la cosecha (Galindo y Clavijo, 2009). Los resultados contribuyeron a la elaboración del modelo fenológico del cultivo.

Concentración de clorofila. Para la medición se utilizó un detector de clorofila Minolta SPAD-501, el cual permitió conocer el estado nutrimental del cultivo con el fin de detectar posibles deficiencias de nitrógeno en cada uno de los tratamientos (Mendoza *et al.*, 1998).

7.8 Medición de variables después de la cosecha de frutos

Supervivencia. La supervivencia de las plantas se registró cada 15 días, desde la emergencia de las plántulas hasta el término del experimento. Se calculó el número de plantas vivas respecto al número inicial de individuos, empleando la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de supervivencia} = \left[\frac{\text{Número de individuos finales}}{\text{Número de individuos iniciales}} \times 100 \right]$$

Biomasa húmeda. Al finalizar el ciclo de vida de las plantas se pesaron 12 individuos de cada tratamiento, 6 micorrizados y 6 no micorrizados, para conocer la biomasa húmeda.

Biomasa seca. La biomasa seca se determinó obteniendo el 100% de la biomasa aérea de las plantas; se pesaron 12 individuos de cada uno de los tres tratamientos con sulfato de manganeso, 6 micorrizados y 6 no micorrizados, la planta fue separada de la raíz mediante un corte con tijeras, para posteriormente secar en estufa a 35 °C hasta obtener un peso constante (Hunt *et al.*, 2002; Rodríguez-Calderón, 2011).

Cociente raíz/vástago (R/V). Este cociente fue calculado al final del ciclo de vida de las plantas, estas fueron secadas en una estufa a 75°C durante 24 horas para obtener el peso seco de la parte aérea, raíz y total. Para cuantificar el peso se utilizó una balanza analítica.

Eficiencia en el Uso del Agua (EUA). La tolerancia a la sequía o letargo por sequía se refiere a la capacidad de una planta para soportar la deshidratación sin secarse. Las plantas que la poseen frecuentemente pierden sus hojas durante los periodos de sequía y entran en un profundo letargo. La mayor parte de la deshidratación se debe a la transpiración a través de la superficie de las hojas de manera que deshaciéndose de éstas se conserva el agua en los tallos (Torres-Álvarez, 2005).

La pérdida de agua puede ser dañina para el crecimiento de las plantas, por lo que muchas de ellas han desarrollado mecanismos de fijación de CO₂, que permita un uso eficiente del agua. Un parámetro usado para mostrar el total de CO₂ fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente de agua, el cual se define como la proporción entre la materia seca producida y el consumo de agua en un periodo determinado (Salisbury y Ross, 2000).

La eficiencia del agua del suelo se puede estimar a partir de la pérdida de agua por transpiración acompañada de manera forzosa a la toma de CO₂ en las estomas de la planta (Nobel y Moya, 1998). Las unidades de EUA pueden ser: (moléculas de CO₂ absorbidas) / (moléculas de H₂O perdidas vía estomatal). En este estudio se determinó la eficiencia en el uso del agua a partir del siguiente índice:

$$\text{EUA} = (\text{g de biomasa seca total}) / (\text{kg de agua total irrigada})$$

Para llevar a cabo esta determinación, se midió semanalmente la cantidad de agua irrigada por cada una de las macetas. Se obtuvieron 12 plantas por tratamiento, 6 plantas micorrizadas y 6 no micorrizadas, se pesaron y se realizó el cálculo de la biomasa en peso seco, dejando secar en una estufa a 75 °C por un lapso de 48 horas; posteriormente se dividen los gramos de masa seca obtenida entre el total de agua irrigada en las macetas a lo largo del ciclo de vida de las plantas.

Tasa de crecimiento relativo (TCR). La tasa de crecimiento relativo (TCR), es una variable útil para evaluar el desempeño de una especie ante cualquier condición ambiental que pueda afectar su crecimiento (Villar *et al.*, 2004). El TCR se obtuvo aplicando la siguiente fórmula a cada una de las plantas de cada tratamiento:

$$\text{TCR} = [\ln (L2) - \ln (L1)] / t \text{ (días)}$$

L2= altura final

L1= altura inicial

t= tiempo.

Potencial hídrico. El potencial hídrico, se refiere a la energía libre del agua, la cual es el potencial químico de las moléculas de agua en el suelo, en la planta, en las células y en la atmósfera (Taiz y Zeiger, 2002). El potencial hídrico puede definirse como la suma de dos medidas cuantitativas: presión hidrostática y presión osmótica, donde el agua siempre se mueve de una región de alto potencial hídrico a una región de menor potencial hídrico (Hopkins y Hüner, 1995).

El potencial hídrico es una medida útil para determinar la condición hídrica de las plantas, así como para determinar la tolerancia de las plantas a la sequía, las necesidades de riego de diferentes cultivos y el efecto del estado hídrico sobre la calidad y rendimiento de las plantas. El símbolo para el Potencial Hídrico, Ψ_w , es la letra griega “psi”. En la actualidad, el Ψ_w se define convencionalmente como:

$\Psi_W = \Psi_P + \Psi_S + \Psi_E + \Psi_G$, Donde:

Ψ_P = potencial de presión hidrostática

Ψ_S = potencial osmótico o de solutos

Ψ_E = potencial eléctrico

Ψ_G = potencial gravitacional (Payne y Sterling, 2004)

Para determinar el potencial hídrico al alba (antes del amanecer, cuando las plantas presentan la mayor hidratación) de los individuos, se tomaron 12 plantas al azar por cada tratamiento, 6 micorrizadas y 6 no micorrizadas. Una noche antes estas plantas fueron cubiertas con cajas de cartón para estimular la noche dos horas antes de iniciar el experimento. Para determinar esta variable se utilizó la cámara de Schollander (Fig. 4-A).

Colonización radical. Los diferentes componentes de la asociación micorrízica pueden examinarse o manipularse por separado. Ya que una parte del hábitat del hongo son las raíces, al examinar las raíces finas se puede determinar si las plantas presentan o no asociación micorrízica arbuscular. Pero debido a que estos hongos no modifican la morfología radical, es fundamental someterlas a procesos que revelen las estructuras fúngicas presentes en su interior (Brundrett *et al.*, 1996). Este proceso consiste en someter a las raíces a agentes químicos para digerir los contenidos celulares y pigmentos de la pared.

La técnica que se empleó fue la evaluación de la colonización micorrízica arbuscular en el sistema radical mediante la técnica de tinción de raíces con azul de tripano al 0.05% propuesta por Phillips y Hayman (1970), con modificaciones y consejos de Vierheilig *et al.* (2005) y Hernández *et al.*, (2008) (Fig. 5).

Extracción de esporas. Para la evaluación del número de esporas presentes en el suelo que se empleó como inóculo, se efectuó el conteo de las mismas utilizando el método del tamizado y decantación en húmedo (Fig. 4-B) (Genderman y Nicolson, 1963).

7.9 Medición de variables en la cosecha

Realizada la cosecha de frutos, estos fueron evaluados, se registró los frutos por tratamiento, por planta, el peso de la vaina, las semillas por tratamiento, semillas por vaina, además peso húmedo y seco, el diámetro y el eje transversal de las semillas de chícharo.

7.10 Análisis estadístico

Se realizó una comparación entre tratamientos mediante promedios reflejados en porcentajes, usando Excel 2010 para variables de:

- Viabilidad
- Supervivencia

En cada variable se aplicó una prueba de normalidad (Shapiro-Wilks W), permite probar si el conjunto de datos presento una distribución normal ($p \geq 0.05$). Cuando los datos cumplieron con la prueba de normalidad se realizó un ANOVA, si indicó diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$), las medias entre tratamientos se compararon mediante una prueba de comparación múltiple de diferencias mínimas significativas (prueba de Tukey-Kramer). Si los datos no cumplieron con la prueba de normalidad se aplicó un análisis de varianza no paramétrico a través de la prueba de Kruskal Wallis, indicó diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$). Se utilizó el programa InfoStat versión 2008 para analizar las siguientes variables:

- Altura
- Diámetro basal
- Cobertura
- Número de hojas
- Número de nudos
- Clorofila
- Biomasa húmeda y seca
- Cociente raíz/vástago
- Eficiencia en el uso del agua
- Tasa de crecimiento relativo
- Potencial hídrico
- pH

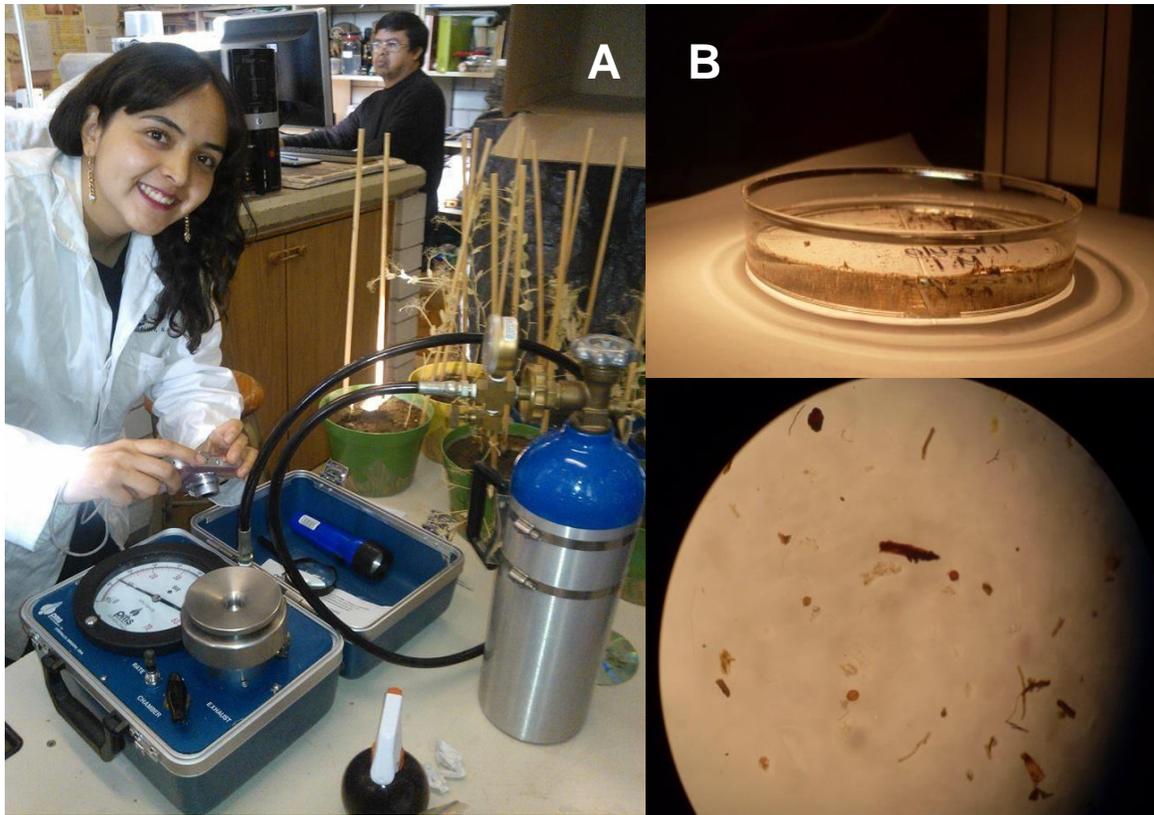


Figura 4. Medición de las variables después de la cosecha de frutos. Figura A. Cámara de Schollander para determinar el potencial hídrico. Figura B. Extracción de esporas mediante el método de tamizado y decantación en húmedo.



Figura 5. Tinción de raíces con azul de tripano al 0.05% propuesta por Phillips y Hayman, para la evaluación de la colonización micorrízica arbuscular en el sistema radical.

7.11 Diagrama de flujo de la metodología

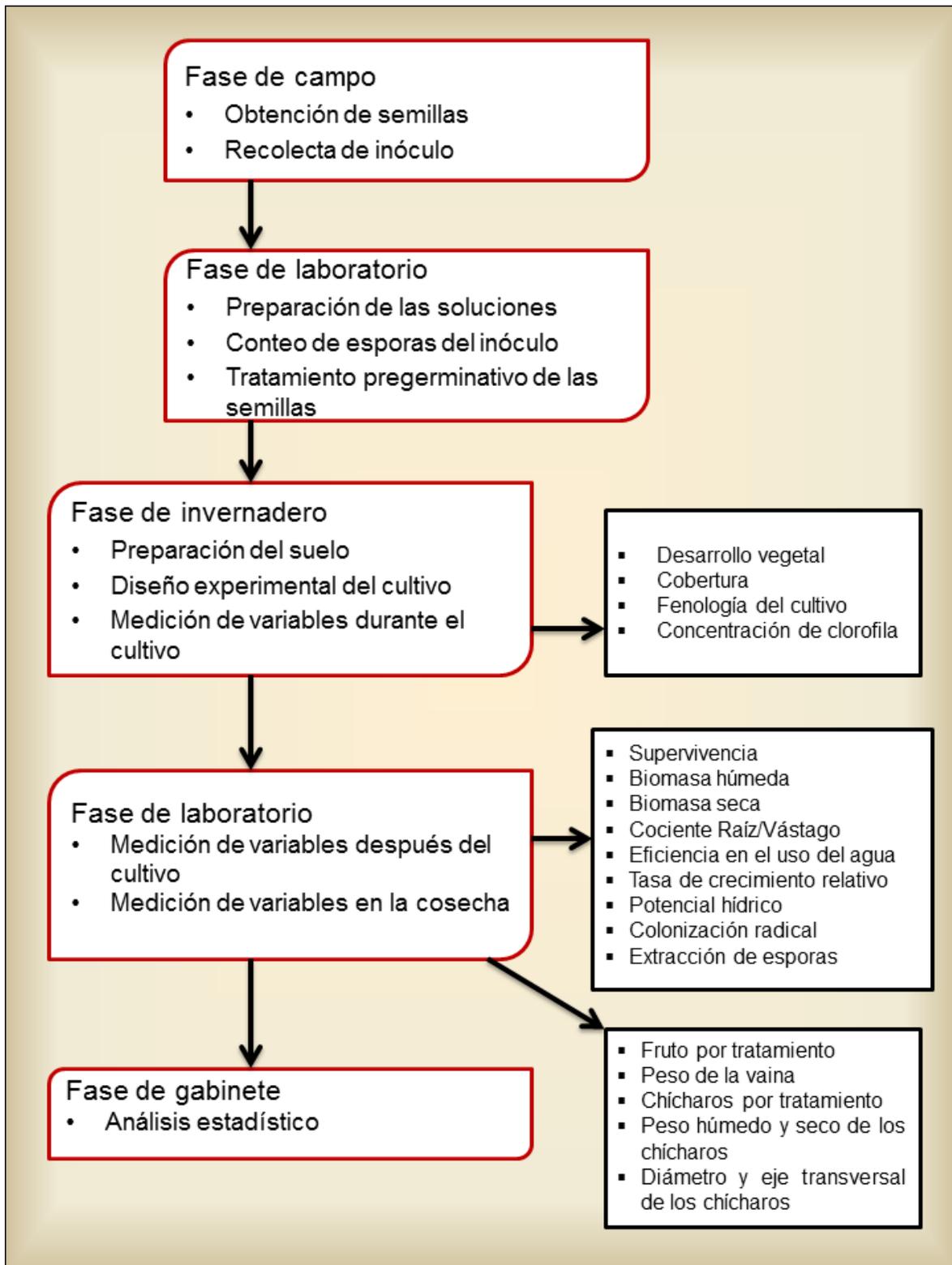


Figura 6. Diagrama de flujo de la metodología.

VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1 Información meteorológica del Invernadero

La temperatura y la humedad relativa fueron registradas a lo largo del día, durante más de 70 días (Fig. 7-8).

La temperatura mínima fue de 5.5 y la máxima de 38.69°C. Duran (2008), menciona que la temperatura óptima para *Pisum sativum* está entre 15.5 y 18°C, en cuanto a la humedad, la mínima fue de 6.38 y la máxima de 94.75%.

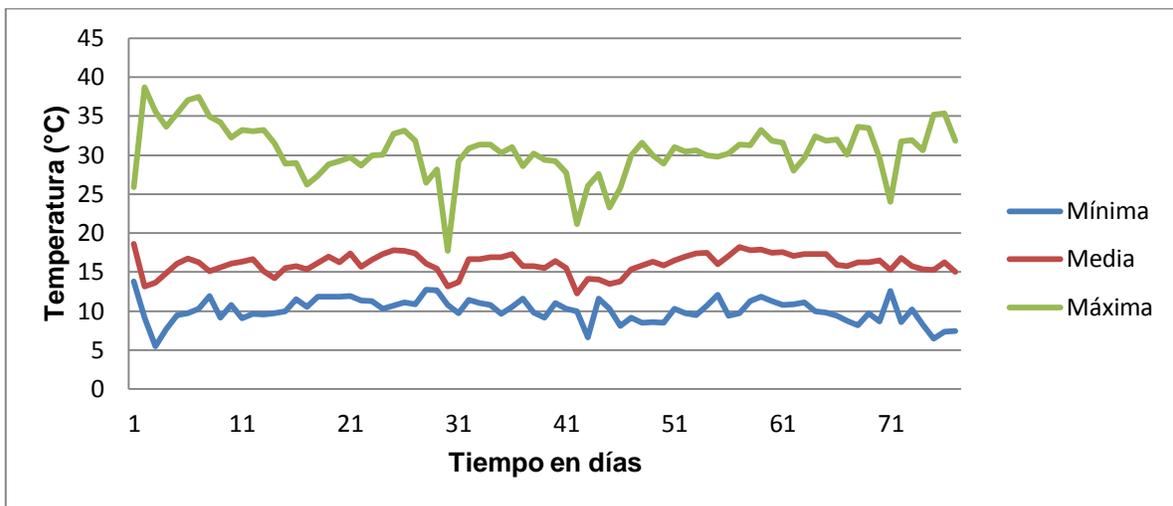


Figura 7. Temperatura mínima, media y máxima, registradas dentro del invernadero donde se cultivó *Pisum sativum*.

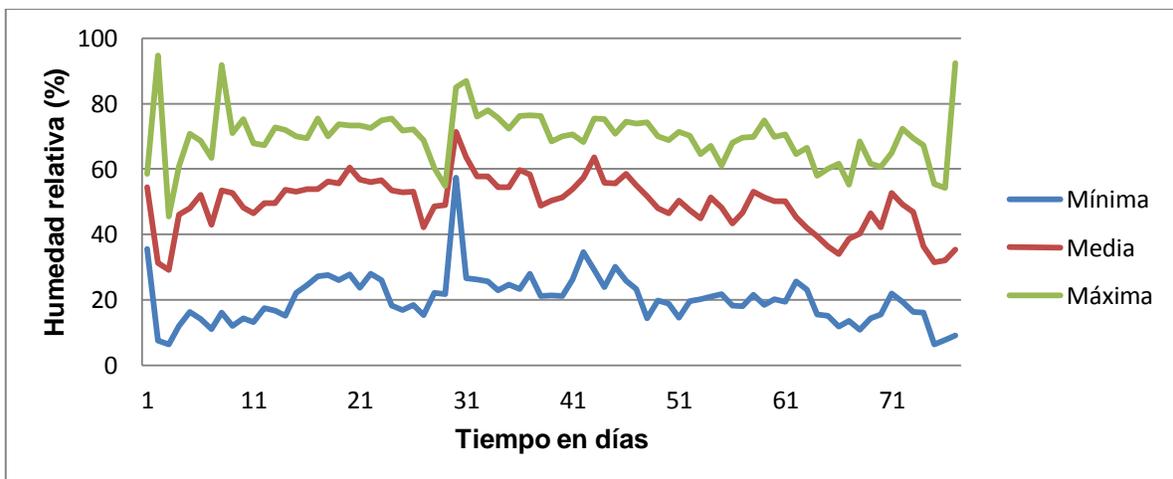


Figura 8. Humedad mínima, media y máxima, registradas dentro del invernadero durante más de 71 días.

8.2 Determinación del número de esporas de hongos micorrizogenos arbusculares (HMA) en el inóculo

La caracterización del inóculo fue realizada en el invernadero de la FES Zaragoza por el Biólogo Eduardo Chimal Sánchez en mayo del 2010; en el cual encontró 11 morfotipos fúngicos en total, con una densidad de 286 esporas contenidas en 100g de suelo (Vázquez, 2015) (Cuadro 4).

Cuadro 4. Diversidad y densidad de esporas de HMA en 100g de suelo proveniente de la rizósfera de *Bouteloua gracilis* recolectado en la localidad de Cubitos, estado de Hidalgo (Fuente: Vázquez, 2015).

Morfotipo	Proporción (%)	Densidad de esporas
<i>Glomus</i> sp1 blanco a amarillo paja aprox. 120 μ	36.7	105
Esporas sin hifa blanco con tintes amarillentos	8.0	23
<i>Glomus</i> sp2 amarillo aprox. 100 μ	9.0	26
<i>Glomus</i> sp3 color naranja brillante aprox. 120 μ	13.2	38
<i>Glomus</i> sp4 color amarillo-naranja	5.2	15
<i>Acaulospora</i> sp2 naranja aprox. 105 μ	5.2	15
Esporas naranja aprox. 65 μ	2.5	7
<i>Glomus</i> sp5 naranja-rojizos	9.4	27
<i>Glomus</i> sp6 rojo muy pequeño	3.5	10
<i>Gigaspora</i> amarillo-pálido 350 μ	3.1	9
<i>Acaulospora</i> sp3	2.8	11
11 morfotipos en total	100	286

8.3 Parámetros físicos y químicos del suelo empleado

En el cuadro 5 y 6 se presenta la caracterización física y química del sustrato empleado antes del experimento; estos datos son promedio de tres repeticiones de la cuantificación de parámetros, reportados por Simancas (2007).

Los análisis físicos y químicos empleados por Simancas (2007) son: Color (tablas Munsell), Densidad Aparente (método de la probeta), Densidad Real (método del picnómetro), porcentaje de Espacio Poroso, Textura (Hidrómetro de Bouyoucos), pH (Potenciómetro, suelo-agua 1:1., y pasta de saturación), Capacidad de Intercambio Catiónico (Acetato de amonio), Materia Orgánica (Walkey-Black), Fosforo extraíble (Olsen), Nitrógeno total (Kjeldhal) y Conductividad eléctrica (potenciómetro).

Dentro de las propiedades físicas, el suelo presenta color grisáceo en seco (10YR5/2) y color café oscuro en húmedo (7.5YR2.5/2), según las tablas Münsell. En lo que se refiere a la textura, se clasifica como un suelo franco-arenoso, lo cual contrasta con lo reportado por Luna, (2005) quien lo clasifica como un suelo franco-arcilloso; esto se debe a que el suelo empleado proviene del mismo municipio, no lo es así para el sitio de recolecta, el tipo de textura encontrada se caracteriza por tener infiltración excesiva, capacidad de retención de humedad baja y una aireación de buena a excelente. El porcentaje de espacio poroso es de 32.16. Presenta una densidad aparente de 1.54 gcm^{-3} y densidad real 2.27 gcm^{-3} , lo cual concuerda con lo reportado para el mismo municipio por Luna (2005).

Cuadro 5. Promedios obtenidos de los parámetros físicos: color, densidad aparente (D.A), densidad real (D.R), por ciento de espacio poroso (%EP) y textura, del sustrato donde se cultivó *Pisum sativum*.

Caracterización física								
Tratamiento	Color		D.A gcm^3	D.R gcm^3	% EP	Textura		
	Seco	Húmedo				Arcilla	Limo	Arena
Suelo estéril	grisáceo (grayish brown) 10YR5/2	café oscuro (very dark brown) 7.5YR2.5/2	1.54	2.27	32.16	1.80	10.02	88.18

En cuanto a las propiedades químicas, este suelo es bajo en materia orgánica, con un pH medianamente alcalino, lo cual es de esperarse para suelos de zonas áridas. La importancia de cuantificar el contenido de materia orgánica radica en que esta puede afectar (si se encuentra en porcentajes altos) otras propiedades como la estructura, aireación, drenaje, retención de humedad, capacidad de intercambio de cationes, color, D.A, D.R, E.P, y pH (Ríos, 1985). Rzedowsky (1994) reporta que para la zona del municipio de Santiago de Anaya el pH varía de 6 a 8.5, con contenido de materia orgánica frecuentemente bajo.

La conductividad eléctrica muestra un suelo moderadamente salino con un valor de 2.08 ds/m^{-1} . La Capacidad de Intercambio de Cationes es baja, lo cual indica que es un suelo con poca fertilidad. El valor de nitrógeno total es de 0.0186 y de fósforo extraíble es de 5.1171, estos se consideran bajos según las tablas de interpretación para el contenido de estos elementos en el suelo (Simancas, 2007).

Cuadro 6. Promedios obtenidos de los parámetros químicos: pH, capacidad de intercambio catiónico (C.I.C.), materia orgánica (M.O.), fósforo (P), nitrógeno (N), y conductividad eléctrica (C.E.) a 25 °C, en este sustrato se cultivó las plantas de *Pisum sativum*.

Caracterización química							
Tratamiento	pH (suelo- agua 1-1)	pH Pasta de saturación	C.I.I. (meq)/100 g	M.O. (%)	P Extraíble (mg/kg)	N Total (%)	C.E. (dS/m^{-1})
Suelo estéril	7.40	8.38	7.54	0.87	5.1171	0.0186	2.08

El pH inicial del suelo fue de 7.40, después de adicionar el inóculo, las soluciones y del ciclo de vida de las plantas, se realizó la medición del pH del sustrato empleado para cada tratamiento, en la Figura 9 se muestra un rango de 8.4 a 8.7, hay diferencia significativa entre los tratamientos ($p=0.0435$). Los hongos formadores de micorrizas arbusculares tienen amplia capacidad de adaptación, se han encontrado en rangos de pH desde 2.7 a 9.2, sin embargo durante su formación se requieren suelos con pH de 4.5 a 5.5 (Sánchez, 1999; Alloush et al. 2000). La planta de *Pisum sativum* tolera suelos ligeramente ácidos con pH 5.5 a 6.5 pero es muy sensible a la salinidad (Duran 2008).

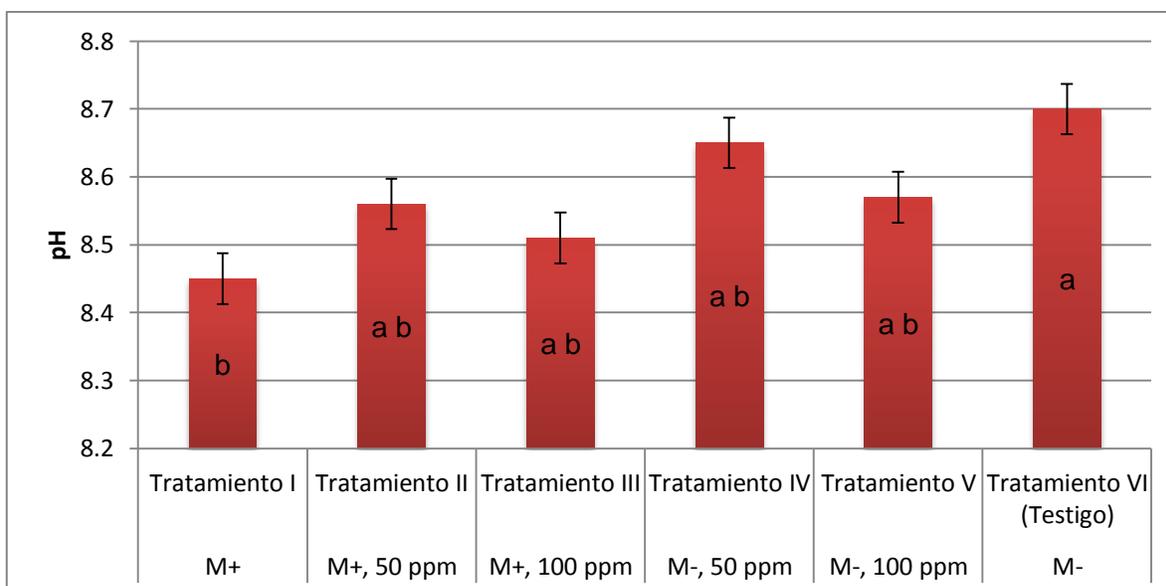


Figura 9. pH del suelo empleado en cada tratamiento al finalizar el cultivo de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p > 0.05$).

8.4 Capacidad de campo

En el sustrato donde se realizó el cultivo, la capacidad de campo fue del 20%, resulto una CC media baja a media (Garrido, 1993). Este concepto es de gran utilidad para la estimación de la cantidad de agua, contenida en el suelo, que puede disponer la planta. Por encima de la CC el agua se pierde rápidamente, todos los poros están llenos de agua y la falta de aireación impide la absorción.

8.5 Germinación

Según Bewley y Black (1994), existen semillas que, debido a las características físicas y químicas del tegumento, presentan una estructura y una consistencia compacta e impermeable al agua y gases, inhibidora mecánica y química de la germinación. Tal fenómeno, según Sotolongo, *et al.* (2008), constituye un factor limitante en la propagación de las especies, en particular leguminosas y otras familias que poseen semillas con tegumento duro e impermeable. Los tratamientos pregerminativos de inmersión en agua durante algunas horas, aumenta significativamente la capacidad germinativa de diversas especies vegetales (Rodríguez-Sosa *et al.*, 2012).

Cada tratamiento conto con 36 semillas, el total de los seis tratamientos fue de 216 semillas. El tratamiento 1 tuvo un porcentaje de germinación de 63.88, en los tratamientos

2 y 3 el porcentaje fue de 61.11, mientras el porcentaje del tratamiento 4 fue de 63.88, en el tratamiento 5 de 36.11 y para el tratamiento testigo fue de 27.77 (Fig. 10), no hay diferencia significativa ($p=sd$).

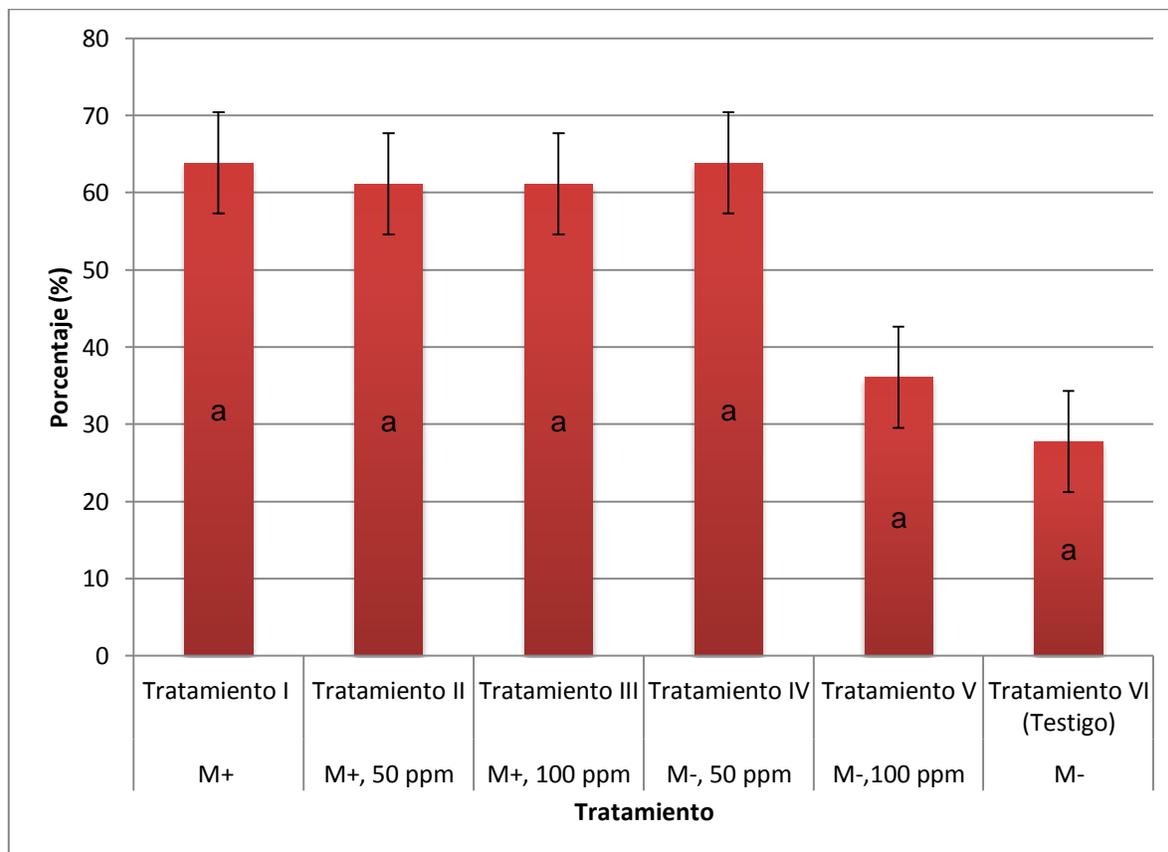


Figura 10. Porcentaje de germinación de *Pisum sativum* en cada uno de los tratamientos. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

8.6 Variables durante el cultivo

Desarrollo vegetal. El desarrollo vegetal fue evaluado tomando en cuenta tres variables: altura máxima, diámetro basal y número de hojas (Cuadro 7).

Cuadro 7. Promedio de la altura, diámetro basal y número de hojas de *Pisum sativum* para cada tratamiento. Al final del experimento (101 días).

Variables	Tratamiento					
	I M+	II M+ 50 ppm	III M+ 100 ppm	IV M- 50 ppm	V M- 100 ppm	VI M- (Testigo)
Altura (cm)	27.45	32.66	39.56	37.39	35	33.57
Diámetro basal (mm)	2.77	2.71	2.51	2.36	2.21	2.31
Número de hojas	20.19	21.29	22.94	21.54	20.29	18.96

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

- Altura

Los tratamientos con micorriza tuvieron una menor altura, a excepción del tratamiento 3 el cual tienen la mayor altura de todos los tratamientos (Fig. 11), no hay diferencia significativa ($p=0.2065$).

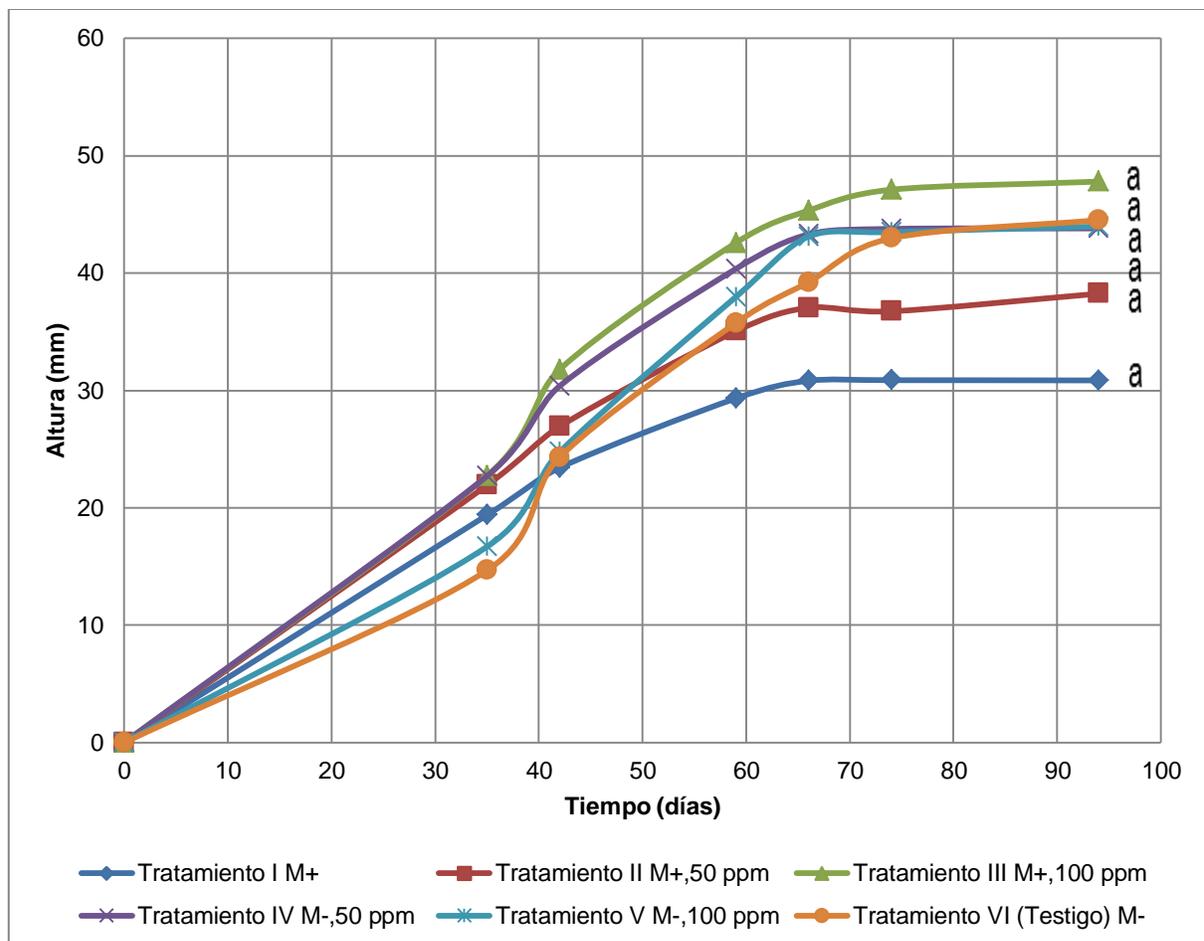


Figura 11. Altura de *Pisum sativum* en cada tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

- Diámetro basal

Los tratamientos con micorriza presentan un mayor diámetro basal a comparación de los tratamientos sin micorriza (Fig. 12-13). Sin embargo no hay diferencias significativas ($p=0.3895$) entre estos tratamientos.

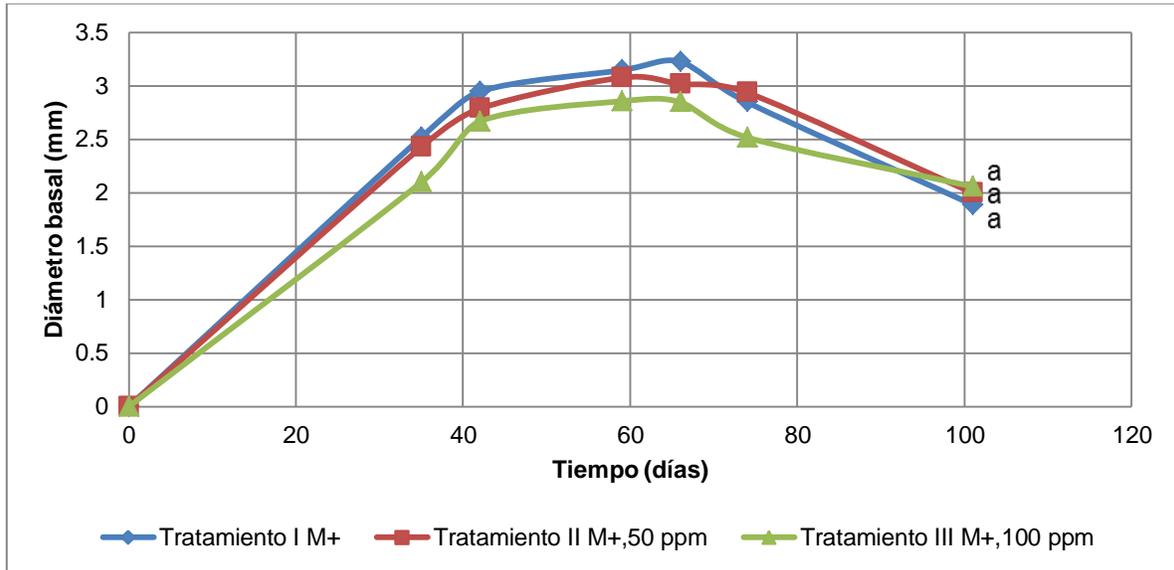


Figura 12. Diámetro basal de *Pisum sativum* en tratamientos con micorriza. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

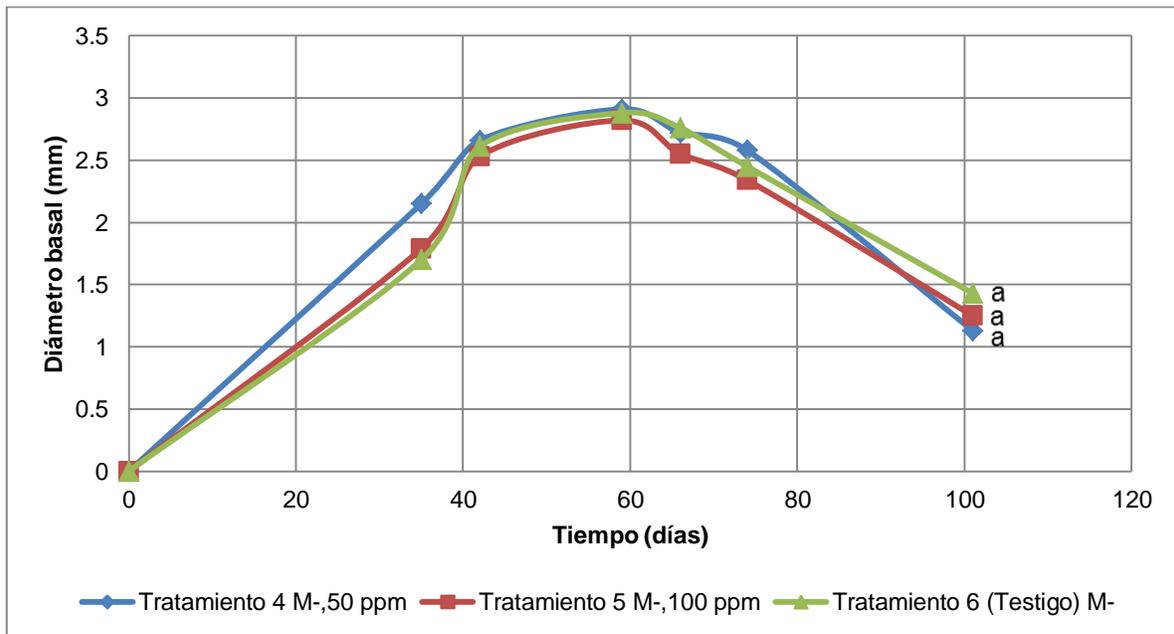


Figura 13. Diámetro basal de *Pisum sativum* en tratamientos sin micorriza. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

- Número de hojas

En cuanto al número de hojas se obtuvo que entre las plantas de los diferentes tratamientos no hay diferencias significativas ($p=0.3883$). El tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso fue el que obtuvo el mayor número de hojas (Fig. 14).

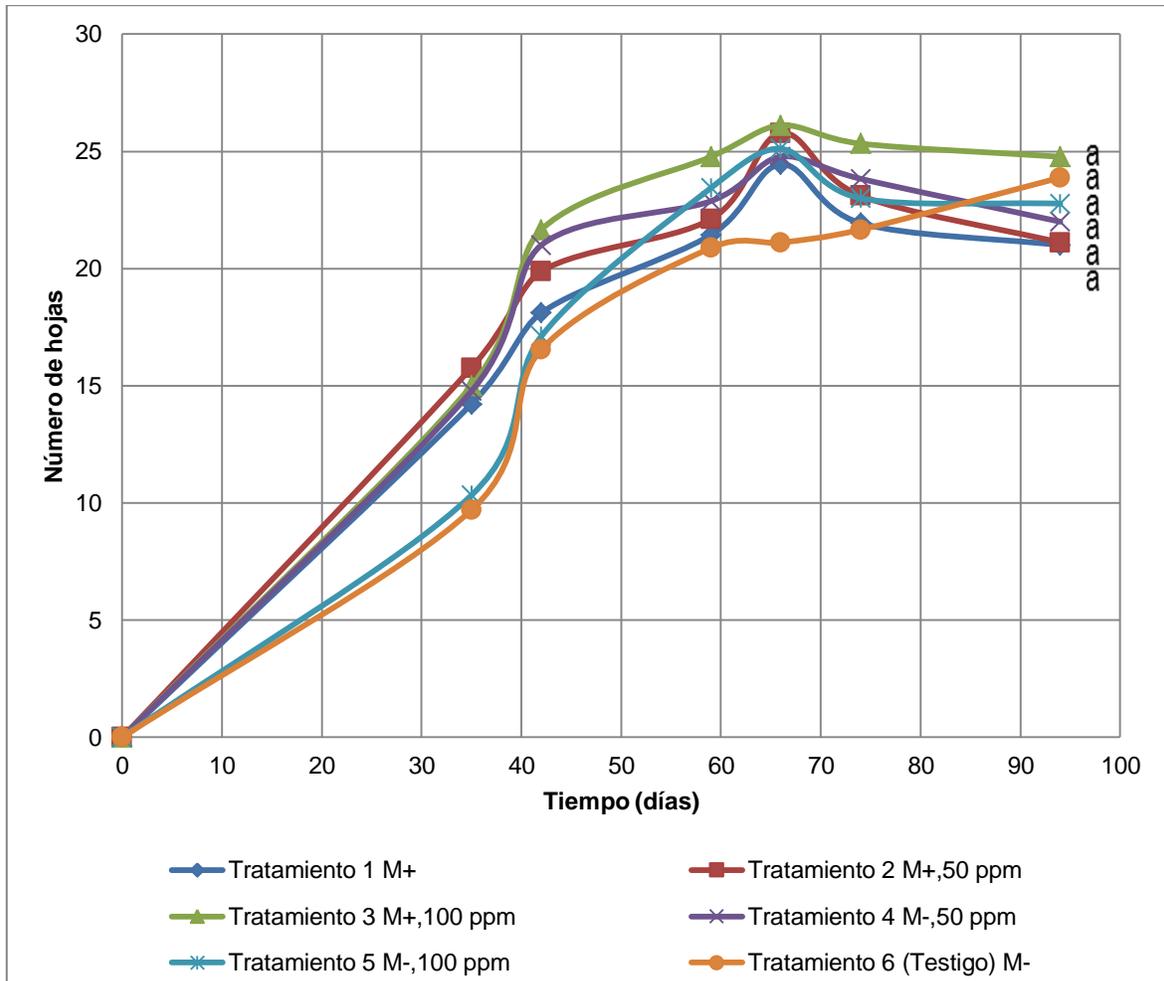


Figura 14. Número de hojas de *Pisum sativum* de cada tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Caravaca *et al.* (2003), mencionan que aun cuando existe colonización micorrízica en las plantas hospederas, no es este un prerrequisito para responder exitosamente al crecimiento en todas las plantas inoculadas con HMA.

En los tratamientos con micorriza el promedio del diámetro basal fue mayor, esto se atribuye al efecto de las micorrizas ya que incrementan la absorción de minerales óptimos para el desarrollo vegetal (Marschner, 1990), aunque no hubo diferencia significativa. Asimismo, el tratamiento con mayor número de hojas, fue el que contiene micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso, el manganeso es un micronutriente, es de especial importancia en el desarrollo y crecimiento de las plantas, además es un activo participante de la fotosíntesis, es el responsable de la producción de oxígeno y fotólisis del H₂O. Las plantas que mantienen una simbiosis en sus raíces necesitan una gran cantidad de energía metabólica, para lograr un armónico desarrollo aéreo y, a la vez, mantener al hongo en sus raíces. Este proceso implica un elevado flujo de carbono derivado de la fotosíntesis, desde etapas muy tempranas del desarrollo, que se traduce en un retardo del crecimiento vegetal; motivado a que la planta necesita crecer y lograr una tasa fotosintética adecuada para mantener funcionando la simbiosis (Llonín, 2013).

Cobertura. En las plantas de *Pisum sativum*, la mayor cobertura fue en los tratamientos con micorriza con 50 y 100 ppm de sulfato de manganeso (Fig. 15), aunque no hay diferencia significativa entre los tratamientos ($p=0.2909$).

Los hongos micorrizógenos arbusculares, forman abundantes hifas externas, además de estimular el crecimiento de las raíces aumentando el área de exploración y a la vez también incrementando el contacto con los agregados del suelo, mejorando así la capacidad del sistema radical para absorber y traslocar los minerales, principalmente fósforo, mejorando el crecimiento de las plantas (Daniels-Hylton *et al.* 1994), además el manganeso como micronutriente también estimula el desarrollo y crecimiento, a esto podemos atribuir los tratamientos con los promedios más altos en cobertura, estos tratamientos contienen micorrizas, 50 y 100 ppm de sulfato de manganeso.

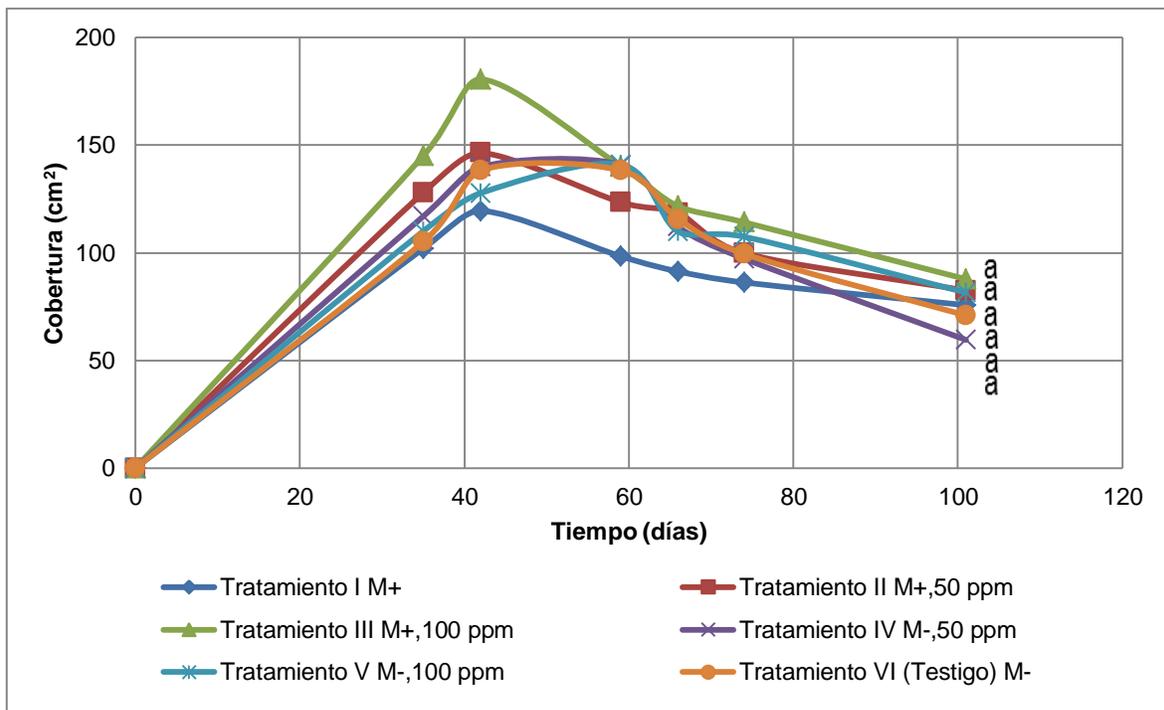


Figura 15. Cobertura de *Pisum sativum* en cada tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Fenología del cultivo. Forman parte de las fases fenológicas de *Pisum sativum*, la germinación, crecimiento vegetal, antesis, floración, fructificación, cosecha y dispersión de semillas (Fig. 16).

Los seis tratamientos germinaron durante las dos primeras semanas, las hojas verdaderas y zarcillos empiezan a brotar a partir de la segunda hasta la onceava semana, en los tratamientos con micorrizas, la antesis empezó del día 52 al 53 y en los tratamientos sin micorriza empezó del día 53 al 56. La floración tuvo una duración de tres a siete semanas dependiendo del tratamiento, la fructificación para el tratamiento I inició desde la octava semana y para la mayoría de los tratamientos desde la novena o décima, como fue en el caso del tratamiento 3. La cosecha normalmente se realiza del día 65 al 100; en el experimento realizado la recolecta de vainas del cultivo fue a partir del día 80-83.

En los tratamientos con micorriza la antesis empezó antes a comparación de los otros tratamientos (Cuadro 8), Manjarrez-Martínez *et al.*, (1999), reportan el efecto positivo del P y de las sustancias húmicas sobre la fructificación, la inoculación del hongo micorrícico arbuscular afecta positivamente el desarrollo reproductivo, debido a la sustancial mejora del desarrollo vegetativo a través de la nutrición con P, esto sido reportado por varios autores (Batten y Slack, 1990).

Cuadro 8. Antesis de *Pisum sativum* en cada tratamiento.

Tratamiento	Tratamiento I M+	Tratamiento II M+, 50 ppm	Tratamiento III M+, 100 ppm	Tratamiento IV M-, 50 ppm	Tratamiento V M-, 100 ppm	Tratamiento VI M- (Testigo)
Inicio de la antesis (Días)	52	52	53	56	53	56

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

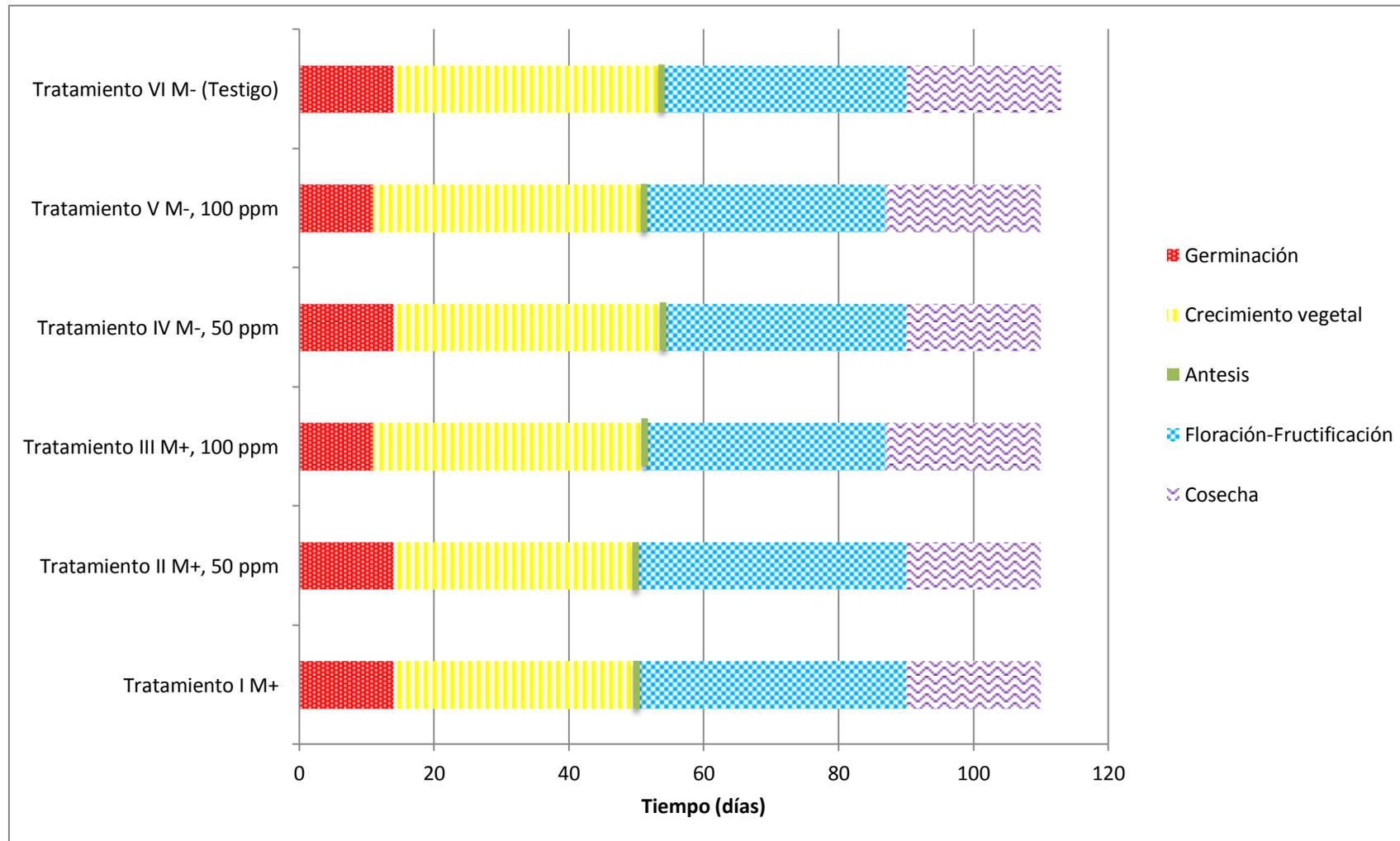


Figura 16. Fases fenológicas de *Pisum sativum* cultivada durante 101 días en invernadero. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

Concentración de clorofila. El promedio de concentración de clorofila fue ligeramente mayor en los tratamientos sin micorriza (Fig. 17), el análisis estadístico no presenta diferencias significativas ($p=0.9734$) en la concentración de clorofila de las hojas de *Pisum sativum* en los diferentes tratamientos.

En trabajos realizados con plantas micorrizadas por regla general, aumentan la tasa fotosintética a comparación a las de sus testigos (Smith y Read, 1997, Hampp *et al.* 2000) aunque Peña (2002) menciona que no encuentra diferencias significativas en la variable de clorofila en plantas de *Mimosa biuncifera* Benth. inoculadas con hongos micorrizogenos arbusculares.

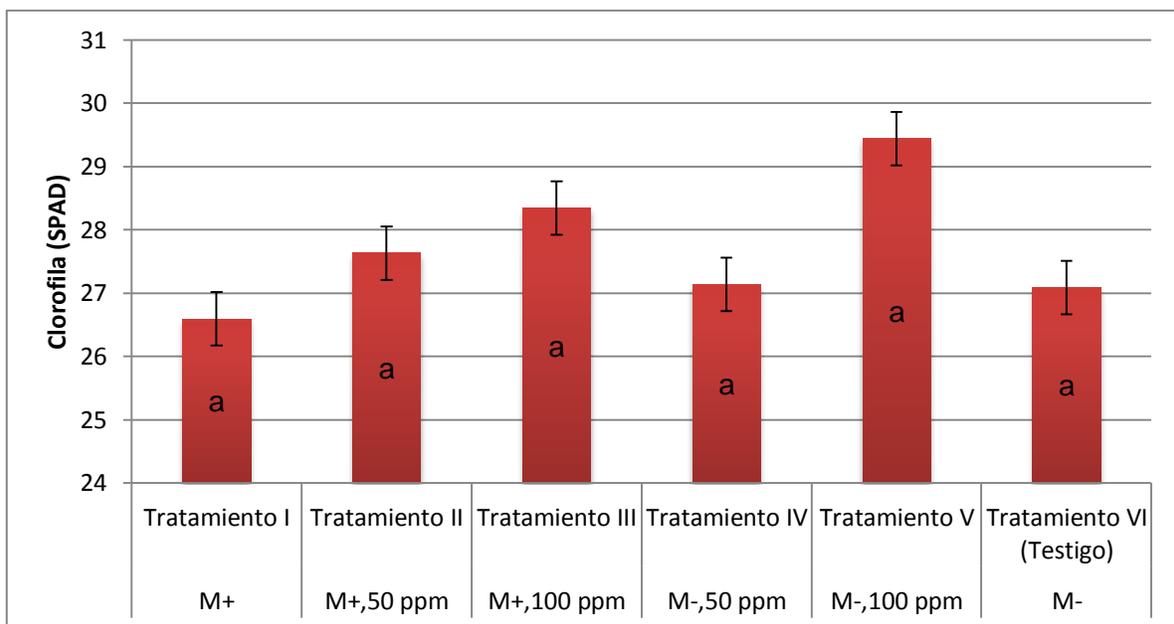


Figura 17. Se muestra la media de la concentración de clorofila de las hojas de *Pisum sativum* en cada tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

8.7 Variables después de la cosecha de frutos

Supervivencia. En la supervivencia de *Pisum sativum* al final del experimento, no hubo diferencias significativas entre los tratamientos ($p=sd$). El porcentaje de supervivencia fue de 100% para los tratamientos con micorriza, también para los tratamientos sin micorriza, la excepción es el tratamiento 5 que tiene un porcentaje de 94.44, esto se debe a un error técnico en la poda (Fig. 18). Las condiciones en el invernadero fueron óptimas para el desarrollo y crecimiento de las plantas de los diferentes tratamientos; además no fueron sometidas a estrés provocado por la limitante de algún recurso, por ejemplo el riego fue a capacidad de campo.

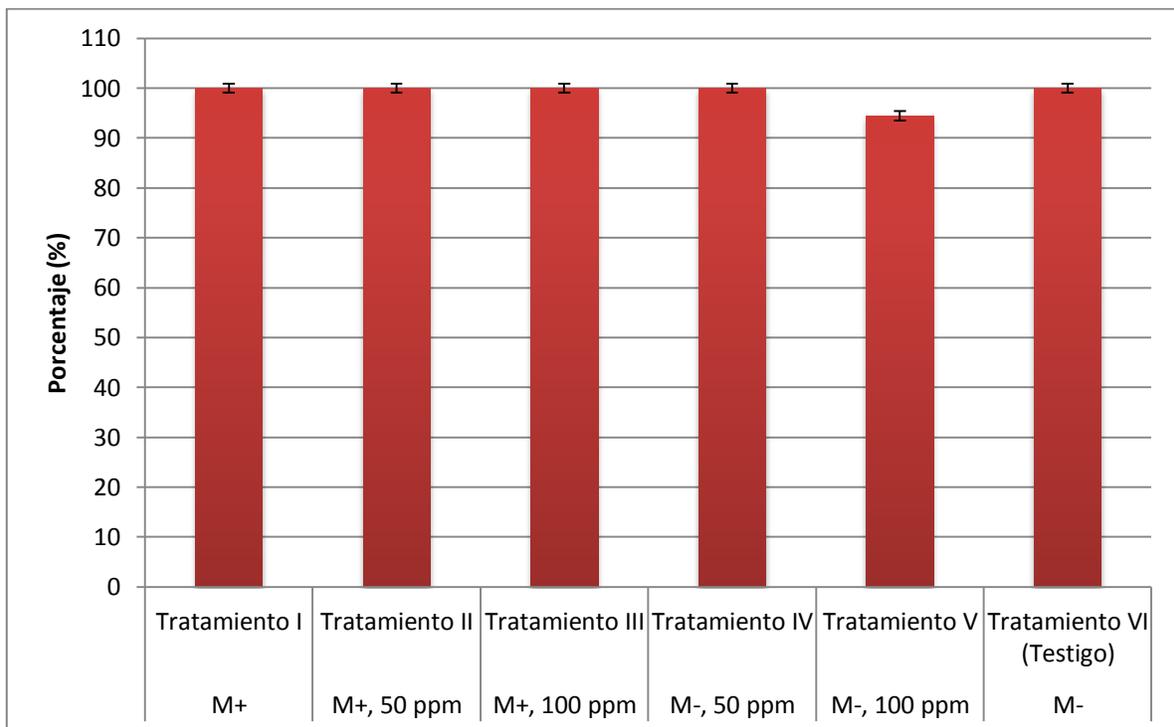


Figura 18. Supervivencia de las plantas de *Pisum sativum* en cada tratamiento al final del experimento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

Biomasa húmeda y seca, cociente raíz/vástago (R/V) y eficiencia en el Uso del Agua (EUA). En el cuadro 9, se observan variables tomadas al final de la cosecha de *Pisum sativum* como son: peso húmedo y seco del vástago y raíz, cociente raíz/vástago, agua total irrigada y eficiencia en el uso del agua.

La biomasa húmeda del vástago fue mayor en el tratamiento 3 que contiene micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso, el tratamiento que generó el menor peso de biomasa fue el 1, este solo contiene micorrizas, se encontraron diferencias significativas ($p=0.0016$), para la biomasa seca del vástago también hay diferencias significativas ($p=0.0266$). Los tratamientos con micorriza generaron mayor peso en la biomasa seca de la raíz, hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.0050$). Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionan que en estudios realizados con leguminosas micorrizadas, estas presentan mayor crecimiento y mayores concentraciones de minerales como N, P, Ca, Cu y Mn, que aquellas plantas que no son micorrizadas y por lo tanto adquieren una mayor biomasa tanto fresca como seca (aérea y radical), en las variables biomasa húmeda y seca del vástago en dos de los tratamientos con micorrizas forman parte de los promedios más bajos, el otro tratamiento con micorrizas contiene 100 ppm de sulfato de manganeso; estos dos componentes favorecieron el aumento de biomasa húmeda y seca en las plantas de *Pisum sativum*. Aguilera-Gómez *et al.* (1999), también obtuvo un incremento en el número de hojas, área foliar y biomasa de raíces, con la adición de micorrizas como *Glomus intraradices*, en un cultivo de chile ancho en un suelo con bajo contenido de fósforo.

En el caso del cociente raíz/vástago en los tratamientos con micorriza se obtuvo un mayor promedio a comparación de los tratamientos sin micorriza (Fig. 19), hay diferencias significativas ($p=0.0003$). Hampp y Schaeffer (1999) mencionan que las plantas colonizadas con HMA manifiestan un crecimiento tanto del vástago como del sistema radical, adquiriendo éste último una gran cantidad de fotosintatos en comparación a las raíces de las plantas no micorrizadas y por lo tanto, adquieren alta relación R/S; además (Fig. 21-22), Hampp *et al.* (2000), indica que en plantas como *Pinus taeda* y *Rosa hybrida* inoculadas, aumentaron su resistencia a la sequía por la formación de raíces laterales más grandes y por tanto presentaron altas relaciones R/S.

En el caso de la eficiencia en el uso del agua (EUA), el tratamiento 3 fue el que genero mayor materia seca por kg de agua irrigada, el resto de los tratamientos con micorrizas género menor materia seca en comparación con los tratamientos sin micorriza (Fig. 20), sin embargo no hay diferencias significativas ($p=0.0517$).

La mayoría de los tratamientos con micorriza obtuvo el promedio más bajo para EUA, aunque Valencia *et al.* (2000) encontraron que las plantas de papa (*Solanum tuberosum*), variedad Alfa, inoculadas con *Glomus fasciculatum*, presentaron un mayor EUA que las testigo, obteniendo como resultado por lo tanto, mayor biomasa seca de las mismas, además Augé (2001) menciona que los HMA incrementan el potencial de su hospedero para explorar los recursos del suelo, además de alterar el intercambio de gases, potencial hídrico y la producción de biomasa tanto aérea como radical.

Cuadro 9. Variables después de la cosecha de *Pisum sativum* en condiciones de invernadero.

Variable	Peso húmedo (g)		Peso seco (g)		Cociente R/V	Agua total irrigada (kg)	Eficiencia del uso del agua (g/kg H ₂ O irrigada)
	Vástago (V)	Vástago (V)	Raíz (R)				
Tratamiento							
I M+	0.49	0.46	0.06	0.16	3.94	0.13	
II M+,50 ppm	0.59	0.57	0.07	0.12	3.85	0.16	
III M+,100 ppm	0.80	0.71	0.06	0.13	4.02	0.19	
IV M-,50 ppm	0.69	0.64	0.04	0.08	3.68	0.18	
V M-,100 ppm	0.73	0.69	0.04	0.06	3.92	0.18	
VI M- (Testigo)	0.67	0.63	0.05	0.09	3.90	0.17	

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

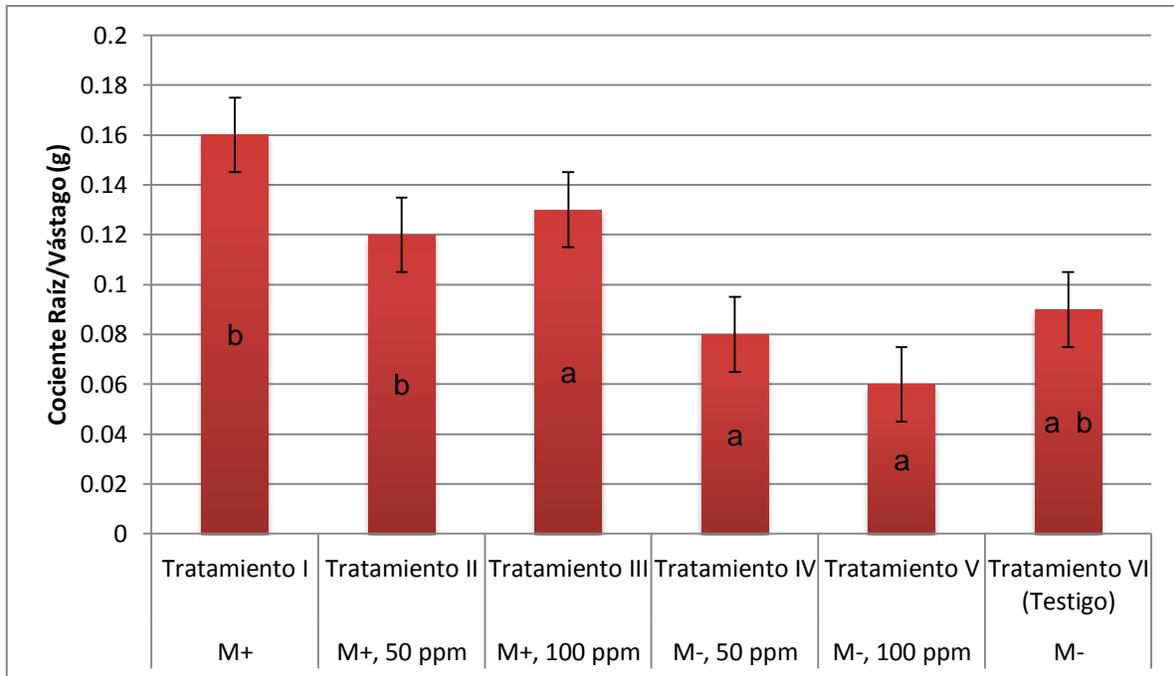


Figura 19. Cociente raíz/vástago de cada tratamiento de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p > 0.05$).

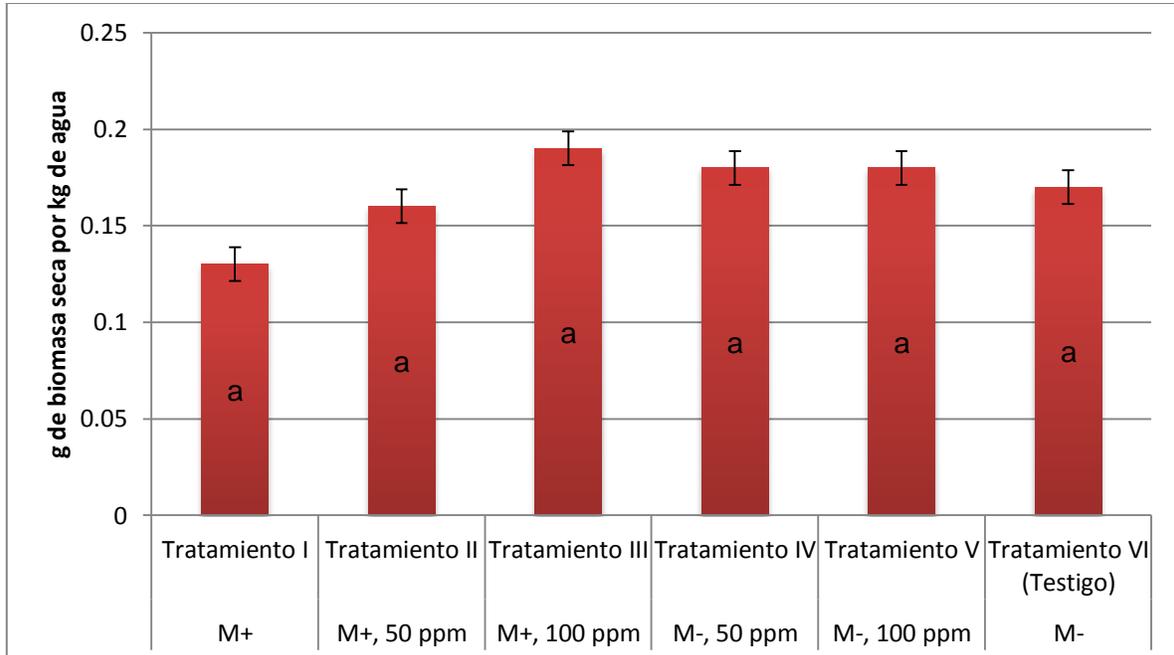


Figura 20. Eficiencia en el uso del agua a lo largo del cultivo de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p > 0.05$).



Figura 21. Raíces de *Pisum sativum* del tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso.



Figura 22. Raíces de *Pisum sativum* del tratamiento sin micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso.

Tasa de crecimiento relativo (TCR). La tasa de crecimiento relativo (TCR), fue mayor para la mayoría de los tratamientos sin micorriza en comparación con los tratamientos con micorriza (Fig. 23). Con base al análisis estadístico hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.0001$). Resulta resaltable el hecho para esta variable, el tratamiento con una media más alta fue el testigo, sin embargo Bofante *et al.*, (2004) menciona que los HMA favorecen a la disponibilidad de nutrientes, para emplearlos en el crecimiento, lo cual genera un mejor establecimiento de la planta. Sánchez-Venancio (2011), en el trabajo titulado: Cultivo orgánico de *Avena sativa* L. mediante el uso de micorrizas arbusculares y de *Azospirillum brasilense* en condiciones de invernadero, reporta que el TCR fue mayor en el testigo que en las plantas inoculadas, ya que la avena es un cultivo anual y si hay nutrientes en el suelo los aprovecha sin gastar energía en hacer una simbiosis micorrízica.

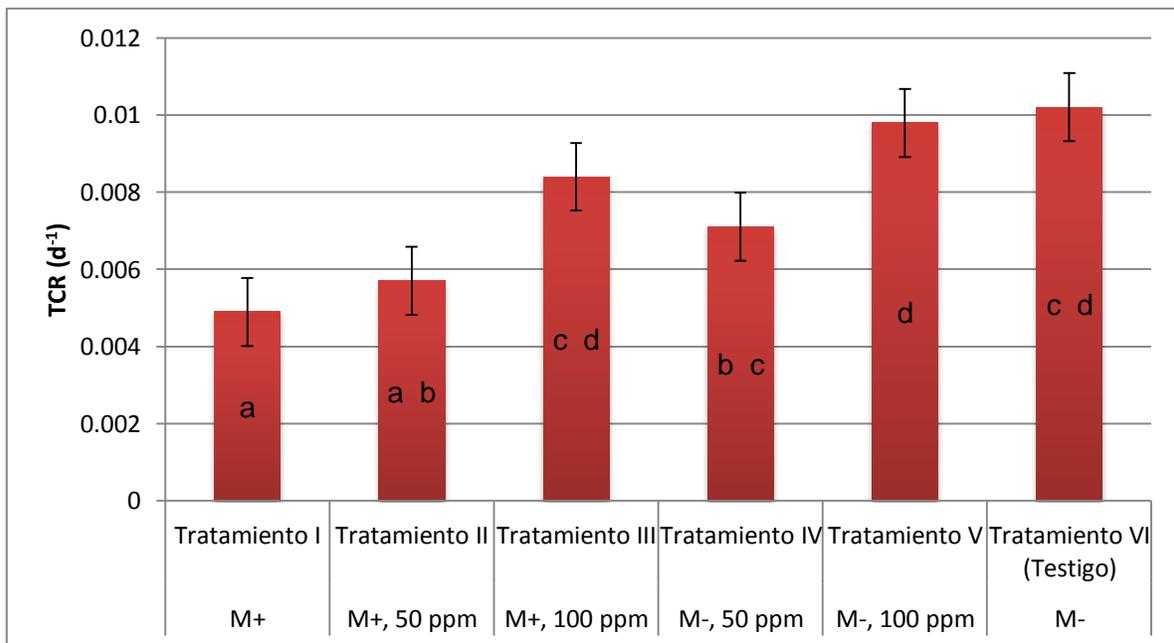


Figura 23. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de los tratamientos de las plantas de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Potencial hídrico foliar. El potencial hídrico es un indicador para describir el estado hídrico de las plantas (García *et al.*, 2010 tomado de Vázquez, 2015); esta variable expresa el estado energético del agua en las células y los tejidos vegetales que a su vez controla el flujo hídrico en el continuo suelo-planta-atmosfera (Sánchez *et al.*, 2001; Taiz *et al.*, 2006). No se encontraron diferencias significativas ($p=0.6728$) entre los tratamientos y no hay gran variación entre los promedios (Fig. 24). Los tratamientos fueron regados a capacidad de campo, por lo cual, ninguno de estos estuvo sometido a condiciones de estrés por falta de agua. Hay mayor impacto benéfico de los HMA cuando las plantas están expuestas a ambientes extremos que limitan su crecimiento (Vázquez, 2015).

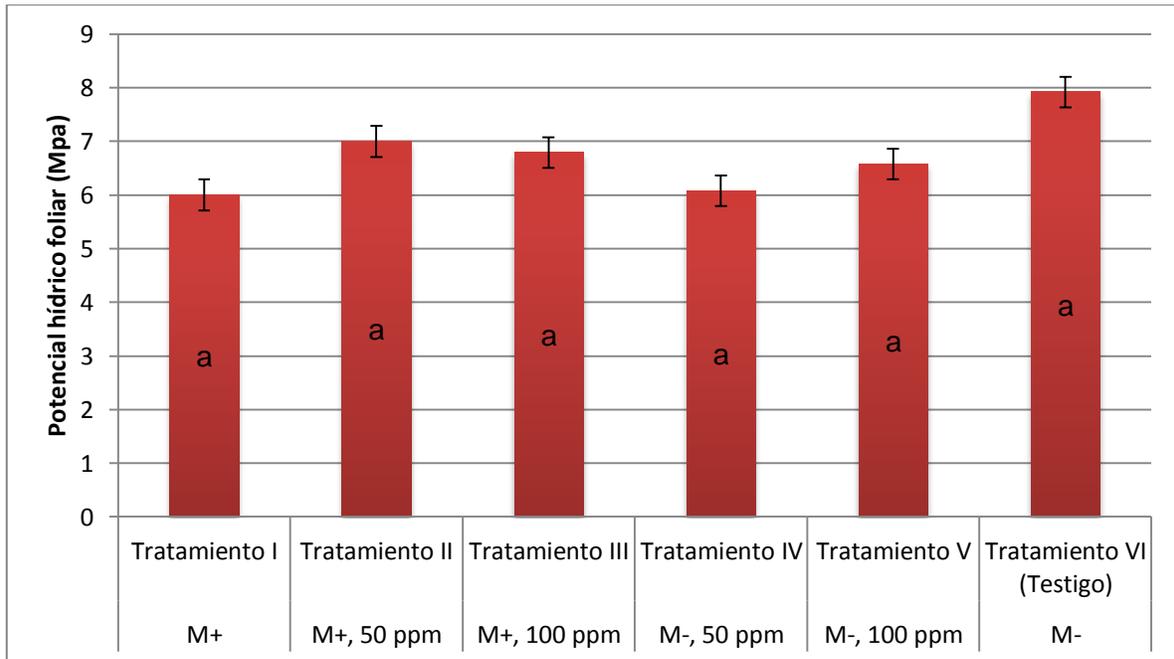


Figura 24. Potencial hídrico foliar de los diferentes tratamientos de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Porcentaje de colonización micorrízica. Los tratamientos con micorriza obtienen un porcentaje de colonización mayor al 50% (Fig. 25), se encontró micelio intra y extra radical, además de vesículas (Fig. 26). El inóculo utilizado proveniente del Parque ecológico Cubitos es funcional. En los tratamientos sin micorriza no se encontró colonización (Fig. 27). No hay diferencias significativas ($p=sd$). Bago *et al.* (2000), mencionan que los hongos micorrízicos arbusculares que establecen abundantemente colonización micorrízica (80–90%) no necesariamente inducirán mayores efectos, ya que se pueden encontrar hongos micorrízicos que colonicen la raíz en menor proporción (15–40%) y muestren excelentes efectos en la nutrición y crecimiento de la planta.

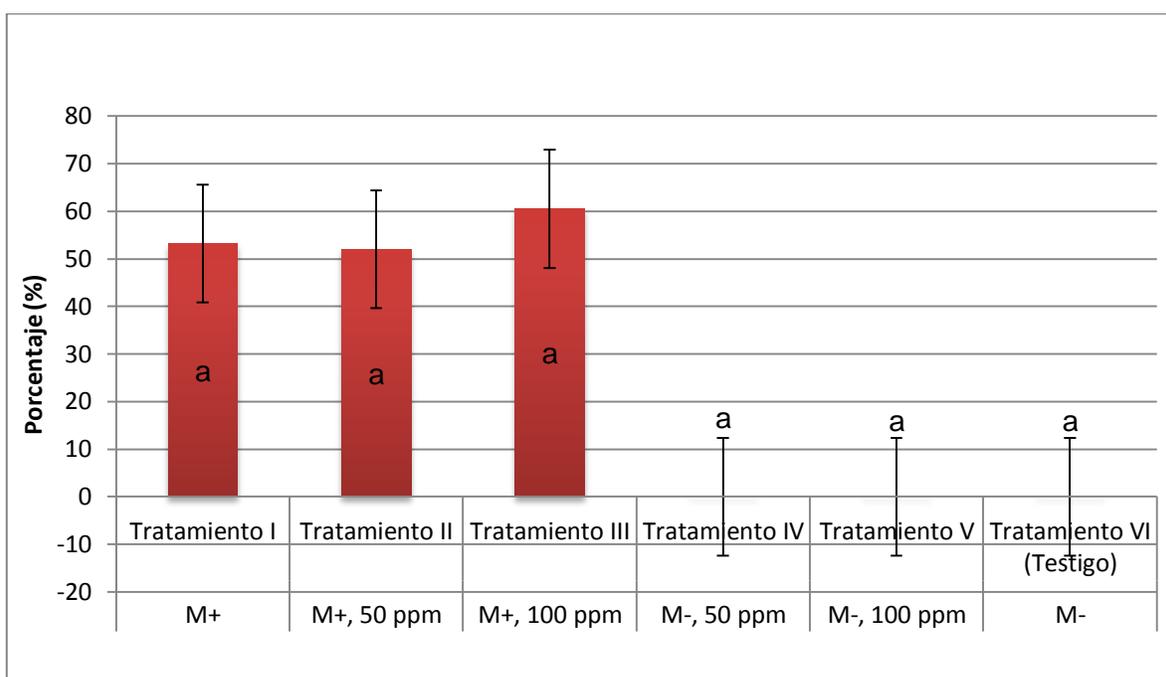


Figura 25. Colonización micorrízica de los tratamientos de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Los efectos del fósforo en el suelo pueden estar asociados a otros factores como: tipo de suelo, pH y niveles de nitrógeno. Los altos y bajos niveles de fósforo, así como la fertilización nitrogenada reducen el porcentaje de colonización de las micorrizas, en tanto que niveles moderados de fósforo, incrementan los niveles de nitrógeno y la colonización de estos microorganismos. La forma del nitrógeno inorgánico en el suelo influye tanto en el porcentaje de colonización, la longitud de las raíces y la presencia estructuras como los arbusculos y vesículas (Chen, 2005).

Extracción de esporas. Al final del ciclo de vida de las plantas, se realizó el conteo de esporas en el suelo empleado, en el cuadro 10 se encuentra el número de esporas encontradas en cada tratamiento por cada 100g de suelo.

Reséndiz (2013), en el trabajo titulado Índice de mutualismo de tres gramíneas propagadoras de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) bajo condiciones de invernadero, utiliza un inóculo proveniente de la misma localidad, en todos los tratamientos se presentó disminución en la densidad de esporas de HMA, resalta que no ocurrió una propagación en función de la cantidad de esporas, pero sí de la selección por parte de las plantas hospederas, lo sucedido en estos trabajos puede deberse por una parte a la especificidad ecológica y la compatibilidad funcional entre simbioses que ha sido demostrado que ocurre en suelos no maduros o en formación (Schüßler, 2001a).

Además Bashan *et al.* (2006), demostraron que el número de esporas de HMA del suelo, no necesariamente está reflejado en la capacidad de colonización de estos hongos y que la asociación micorrízica puede variar a través del tiempo y del espacio.

Otras variables como el pH, la humedad del suelo y la disponibilidad de nutrientes influyen no solo en la colonización sino también en el número de esporas producidas por los hongos formadores de micorrizas arbusculares. Los HMA son encontrados en todo tipo de suelos y pueden colonizar cualquier planta que establezca simbiosis con ellos, sin embargo, las condiciones físico-químicas del suelo podrían estar generando cierto tipo de especificidad con respecto a las plantas hospederas, según las respuestas que muestran las plantas a determinadas especies de HMA (Pérez *et al.*, 2010).

Cuadro 10. Extracción de esporas en tratamientos con micorrizas.

Tratamiento	Esporas	Promedio
I M+	4	6.5
	9	
	22	
II M+, 50 ppm	16	19.66
	21	
III M+, 100 ppm	6	6.5
	7	

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

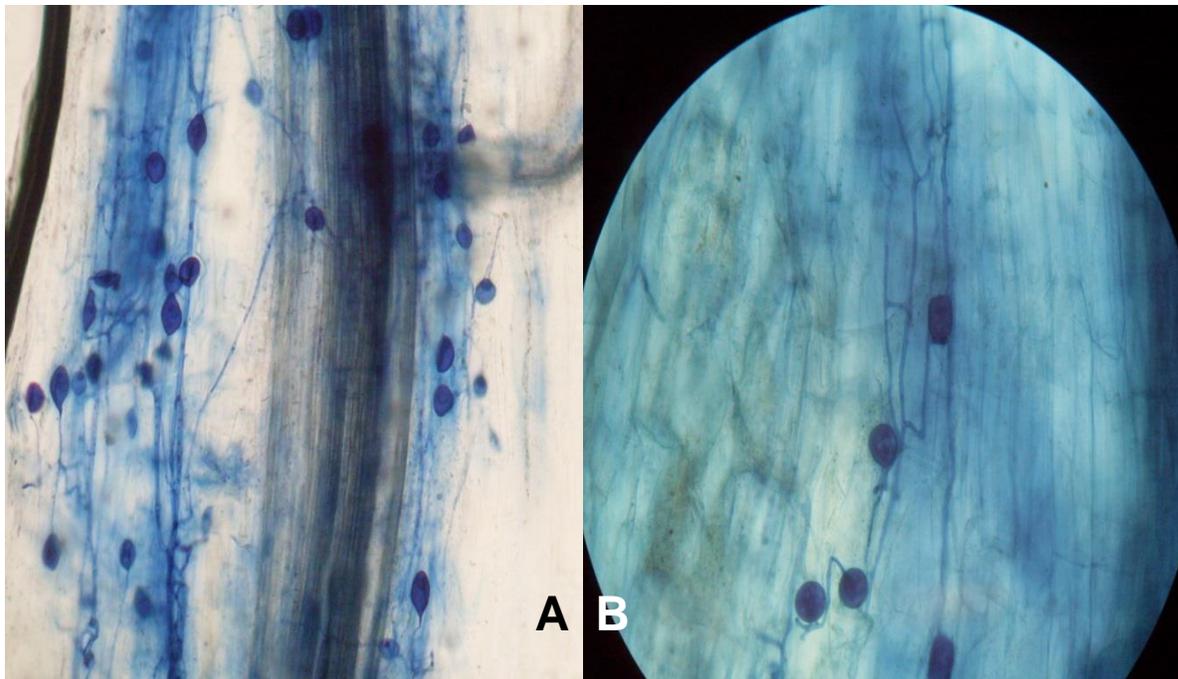


Figura 26. Raíces de dos muestras de *Pisum sativum* inoculada con hongos micorrizogenos arbusculares. Figura A. Conjunto de hifas y vesículas. Figura B. Hifa que se extiende por la raíz junto con vesículas.

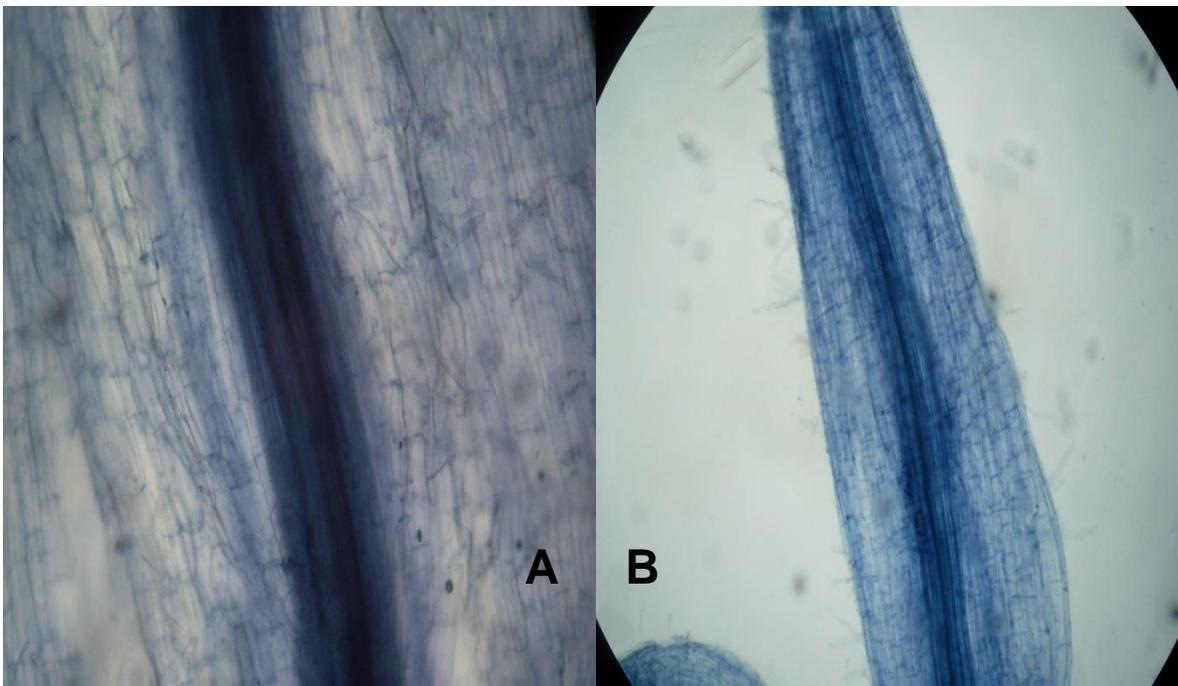


Figura 27. Raíces de *Pisum sativum* de tratamientos sin micorriza. Figura A. Raíz sin colonización micorrízica, no hay presencia de vesículas ni hifas. Figura B. Raíz sin presencia de HMA.

8.8 Variables en la cosecha de frutos

La cosecha de frutos fue evaluada tomando en cuenta las siguientes variables: frutos por tratamiento, frutos por planta, el peso de la vaina y número de semillas por vaina, además el peso húmedo y seco, el diámetro y el eje transversal de las semillas de chícharo (Cuadro 11-12).

Cuadro 11. Variables en la cosecha de *Pisum sativum* en condiciones de invernadero.

Variable	Frutos por tratamiento (No total)	Promedio frutos por planta	Peso promedio de la vaina (g)	No Promedio de semillas por vaina
Tratamiento				
I M+	20	1.11	1.32	1.11
II M+, 50 ppm	22	1.22	1.29	1.22
III M+, 100 ppm	23	1.28	1.62	1.22
IV M-, 50 ppm	21	1.17	1.06	1.17
V M-, 100 ppm	26	1.44	1.3	1.44
VI M- (Testigo)	22	1.22	0.82	1.22

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

Cuadro 12. Promedio de variables en la cosecha de vainas de *Pisum sativum* por tratamiento.

Variable	Promedio peso húmedo de las semillas (g)	Promedio peso seco de las semillas (g)	Promedio del diámetro de las semillas (mm)	Promedio del eje transversal de las semillas (mm)
Tratamiento				
I M+	0.71	0.32	7.01	8.18
II M+, 50 ppm	0.67	0.25	7.18	8.18
III M+, 100 ppm	0.74	0.28	7.02	8
IV M-, 50 ppm	0.53	0.19	7.85	8.87
V M-, 100 ppm	0.61	0.25	6.81	7.64
VI M- (Testigo)	0.38	0.26	7.05	8.06

Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

Frutos de *Pisum sativum* por tratamiento. En la mayoría de los tratamientos el número de frutos no supera los 24, sin embargo el tratamiento 5 con 100 ppm de sulfato de manganeso presenta el mayor número de frutos, en total 26 (Fig. 28).

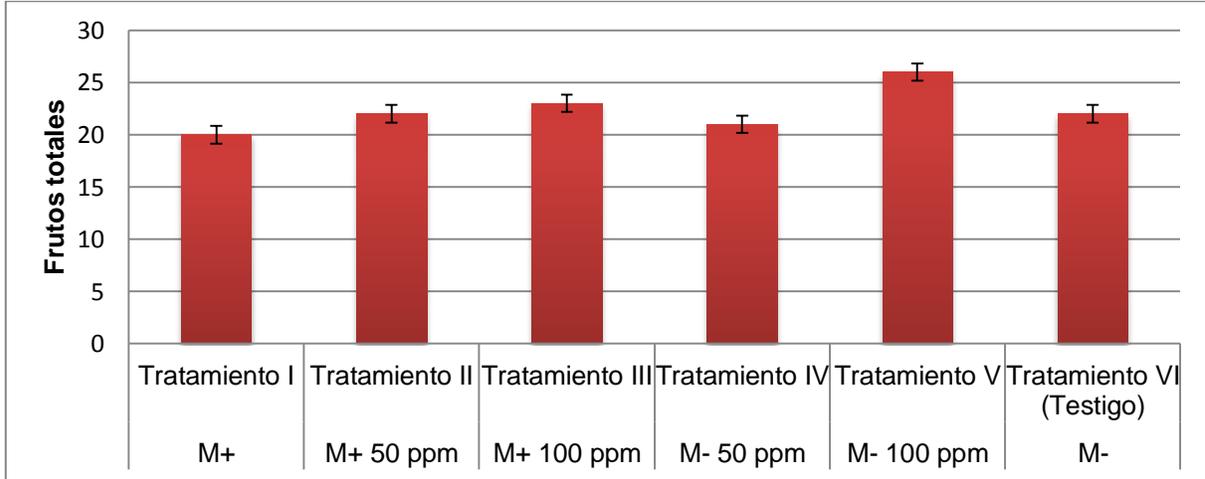


Figura 28. Frutos de *Pisum sativum* por tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

Frutos de *Pisum sativum* por planta. Los tratamientos con 100 ppm de sulfato de manganeso obtuvieron los promedios más altos para esta variable. En el tratamiento 5, cada planta generó en promedio 1.44 frutos, en el tratamiento 3, género en promedio 1.28 frutos, este último contiene micorrizas (Fig. 29). No hay diferencias significativas ($p=0.3881$).

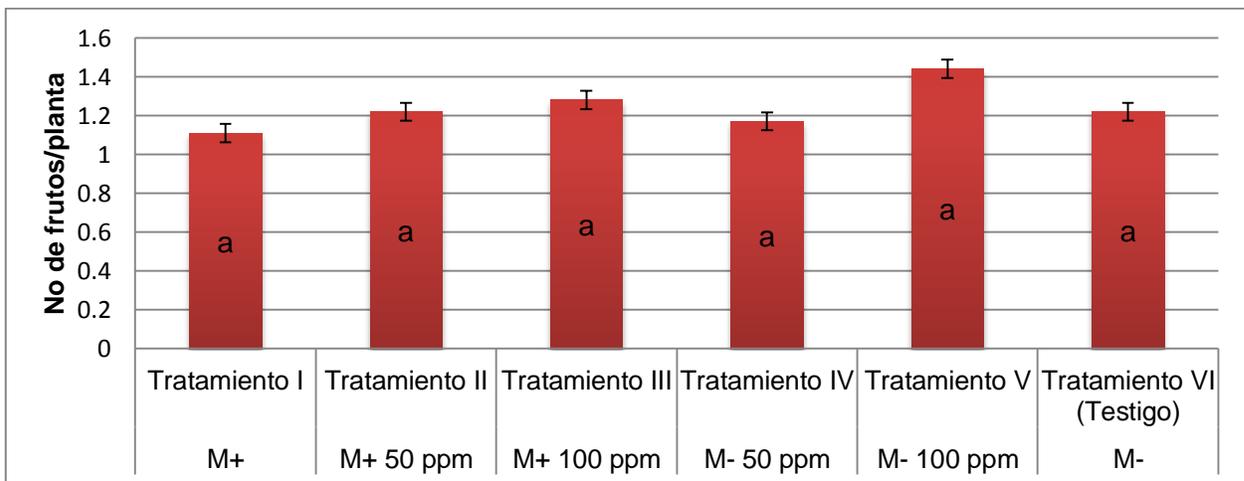


Figura 29. Frutos de *Pisum sativum* por planta. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$)

Peso medio por vaina de *Pisum sativum*. Los tratamientos con micorriza alcanzaron más de un gramo en el peso de la vaina este fue mayor en comparación con los tratamientos sin micorriza (Fig. 30), entre estos hay diferencias significativas ($p=0.0049$).

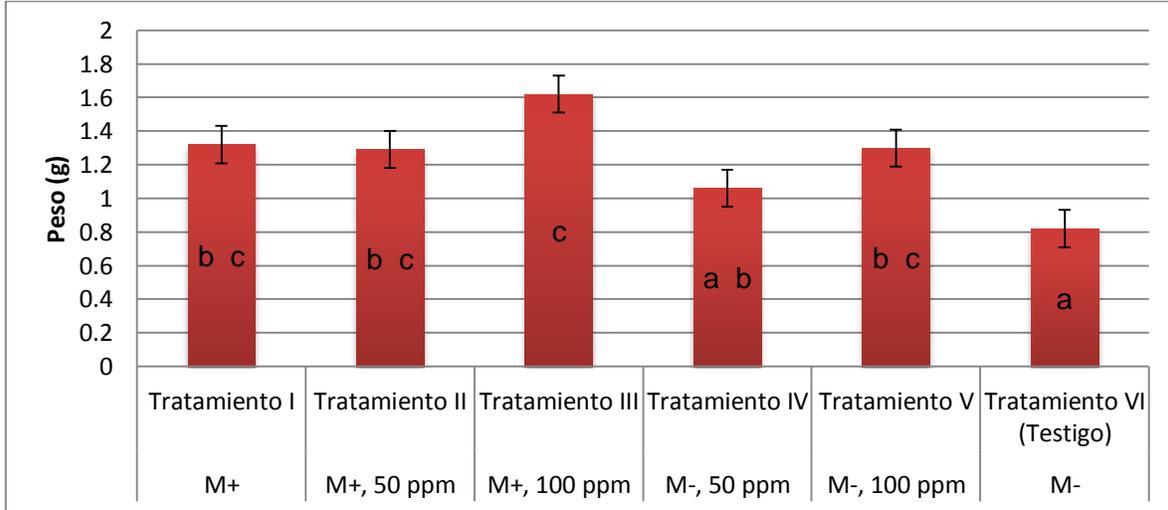


Figura 30. Peso medio por vaina de *Pisum sativum* por tratamiento. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Semillas por vaina. En esta variable, el intervalo de los datos para los tratamientos con y sin micorriza, es reducido, de 1.11 a 1.44 semillas por vaina (Fig. 31), además no hay diferencias significativas ($p=0.2414$).

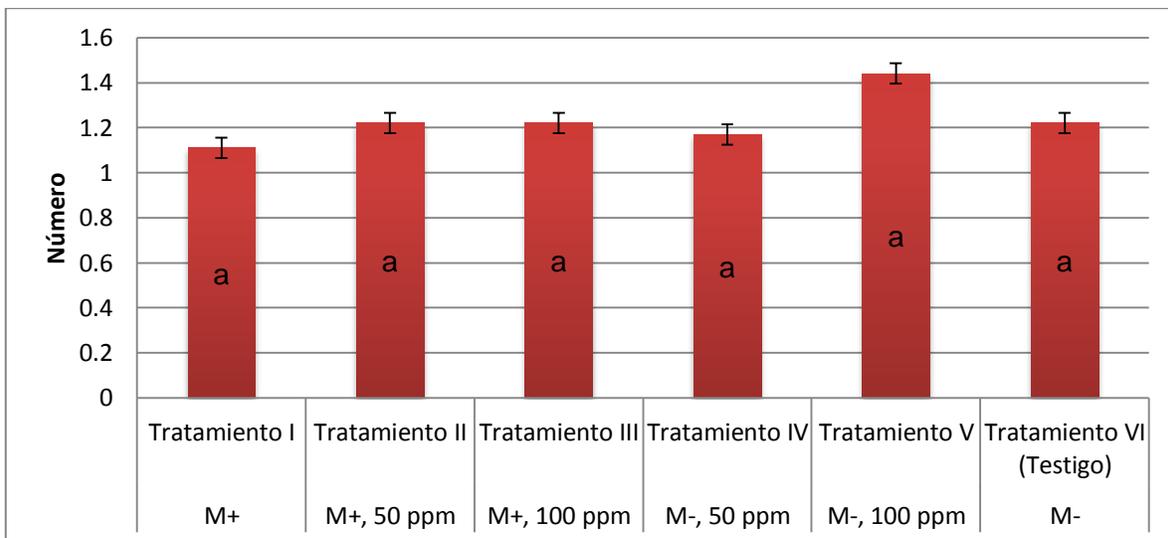


Figura 31. Número de semillas por vaina. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Peso húmedo por chícharo. Los tratamientos con micorriza generaron chícharos con mayor peso, este es mayor a 0.65g, el peso de los chícharos de los tratamientos sin micorriza es menor (Fig. 32). Entre los tratamientos hay diferencias significativas ($p=0.0129$).

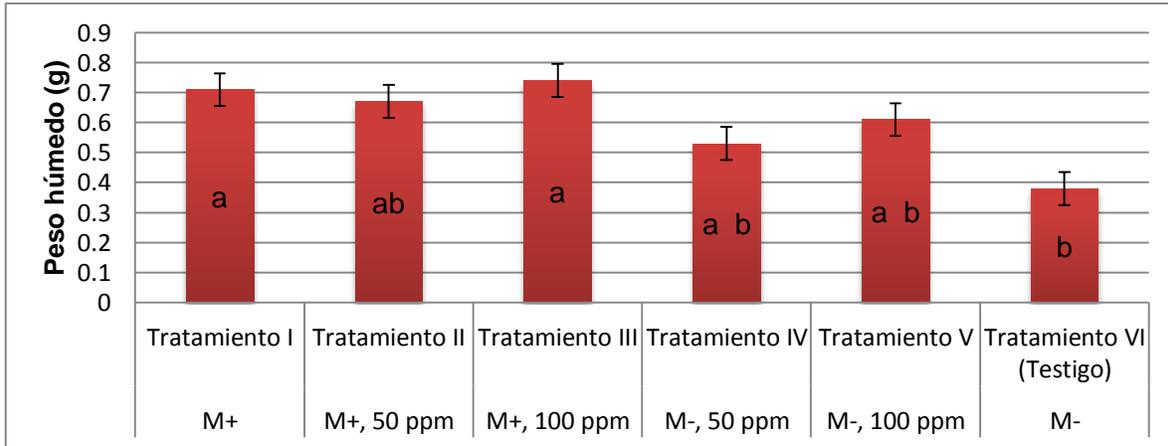


Figura 32. Peso húmedo por chícharos. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Peso seco por chícharo. Después de 2 horas en la estufa, los tratamientos con micorriza siguen teniendo mayor peso seco en comparación con el resto de los tratamientos (Fig. 33). Sin embargo, no hay diferencias significativas ($p=0.2414$).

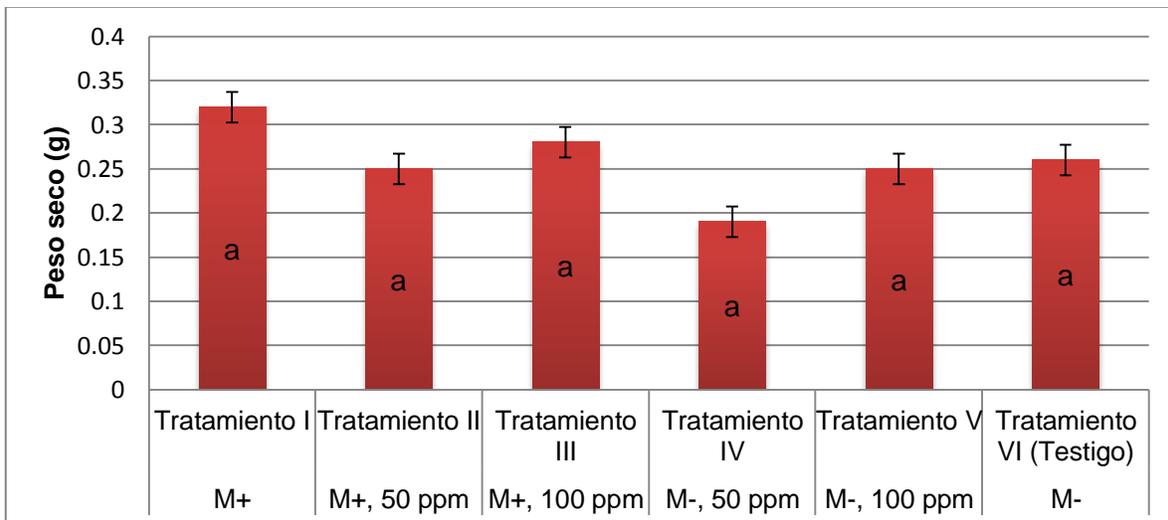


Figura 33. Peso seco por chícharos. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Diámetro de las semillas de *Pisum sativum*. El diámetro de los chícharos fue ligeramente mayor en los tratamientos sin micorriza, a excepción del tratamiento 5 (Fig. 34). No hay diferencia significativa ($p=0.1006$) entre los tratamientos.

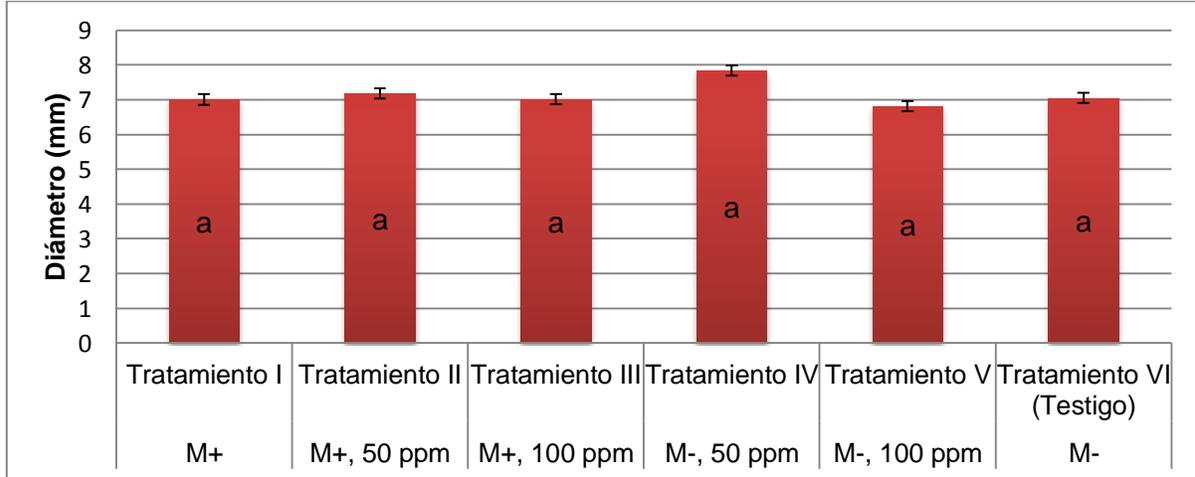


Figura 34. Diámetro de las semillas de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Eje polar de las semillas de *Pisum sativum*. En la mayoría de los tratamientos el eje polar de las semillas de *Pisum sativum* fluctúa entre los 7.64 a 8.87mm, el tratamiento 4 con 50 ppm de sulfato de manganeso generó un eje polar en sus chícharos de 8.87mm (Fig. 35). Entre los tratamientos no hay diferencias significativas ($p=0.2245$).

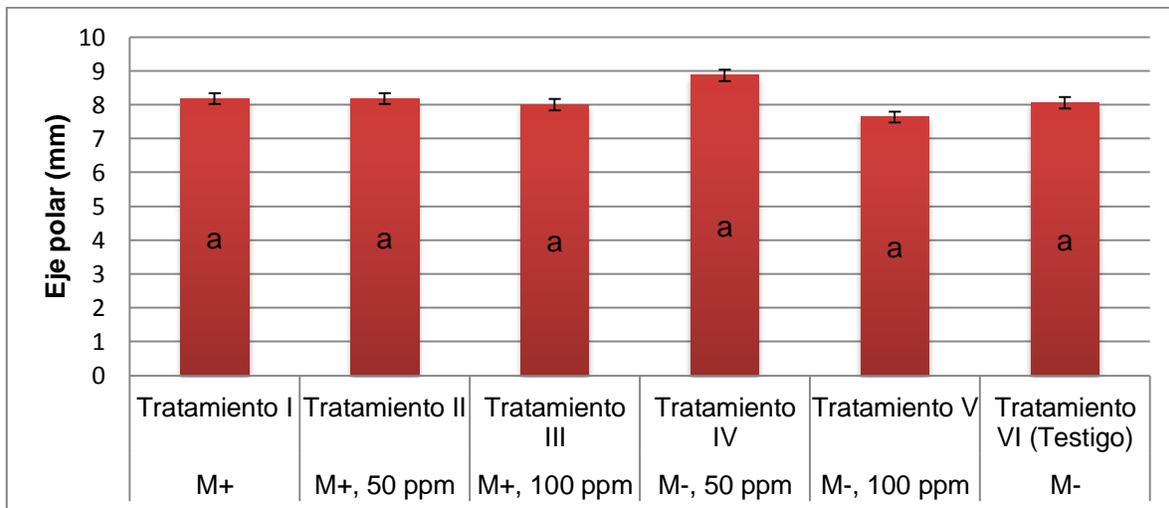


Figura 35. Eje polar de las semillas de *Pisum sativum*. Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm. Letras iguales no muestran diferencias significativas ($p>0.05$).

Los tratamientos con micorriza no generaron una diferencia significativa en el incremento de la producción del número de semillas de chícharo. En el mismo sentido González-Vizcaíno *et al.* (2008), reportaron que el empleo de micorrizas en un cultivo ecológico de pepino en invernadero, a pesar de encontrar ligeras diferencias a favor de los tratamientos micorrizados, el establecimiento de la colonización micorrízica, no se reflejó en un incremento significativo de la producción. Probablemente el proceso de establecimiento de la simbiosis mutualista consume carbohidratos y la micorrización de plantas anuales, frecuentemente genera una disminución en la biomasa vegetal. La simbiosis entre las plantas y las micorrizas arbusculares es mutualista y necesaria para el hongo porque recibe los fotosintatos de la planta. El grado de requerimiento del hongo no ha sido bien investigado y así parece que el flujo de carbohidratos es regulado por la planta hospedera y depende de las especies de hongos. Se estima que el hongo requiere del 1 al 17 % de los carbohidratos suministrados por la planta, para la producción de biomasa de las raíces, su desarrollo y su actividad funcional. El máximo requerimiento fotosintético (sacrificio de la planta en producción en materia seca), puede ser alto entre 40 y 60 % (Meléndez, 2010).

Gómez *et al.* (2006), obtienen el mayor rendimiento ($7.36 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$), en donde se realiza una aplicación de Mn de $2.5 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$, un incremento de 127% en comparación con el control; los rendimientos más bajos son por la no aplicación de Mn. Además, menciona el efecto negativo causado por toxicidad al aplicar dosis de Mn mayores a $5.0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$, la dosis óptima se presenta cuando se aplican dosis de Mn entre 2.5 a $3.0 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$. En los tratamientos donde hubo adición de 100 ppm de sulfato de manganeso (6.54 g por tratamiento) fue donde se reportó un incremento en el rendimiento, tratamiento III inoculado, con un promedio de frutos por planta de 1.28 y el tratamiento V sin inóculo: 1.44.

Respecto al número de semillas de chícharo, éste fue mayor en los tratamientos con micorriza en comparación con la mayoría de los tratamientos sin inocular. Asimismo, Medina y Kohashi-Shibata (2015) mencionan que este efecto favorable se debió, probablemente, a una mejoría en la adquisición de fósforo disponible en el suelo por las plantas micorrizadas, ya que este elemento estimula la formación de las semillas (Saif y Khan, 1977; Ross, 1971; Ortiz y Ortiz, 1980). La excepción a lo anterior es el tratamiento

que contiene 100 ppm de sulfato de manganeso sin HMA, ya que fue el que generó el mayor número de semillas de todos los tratamientos.

Asimismo, los tratamientos con micorriza tienen un mayor peso seco; esto probablemente se debe a la mayor captación de agua y nutrientes por las plantas con los hongos micorrícicos; resultados similares fueron encontrados por Sanni (1976) en arroz, Saif y Khan (1977) en cebada y Ross (1971) en soya.

También, el tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso obtuvo el promedio más alto en peso de la vaina y peso húmedo por chícharo. De forma similar Mena-Violante *et al.* (2006), reportan un incremento en el peso del fruto de *Capsicum annuum* L. cv San Luis, en comparación con testigos sin inocular.



Figura 36. Flor de *Pisum sativum* L., planta inoculada con hongos micorrizogenos arbusculares.



Figura 37. Plantas de *Pisum sativum* L. inoculadas con HMA, presentan flor y fruto.



Figura 38. Tratamiento sin inóculo, flor de *Pisum sativum* L.



Figura 39. Planta de *Pisum sativum* L. sin inóculo.

8.9 Síntesis de resultados

En el Cuadro 13 se presentan resultados en los que se encontraron diferencias estadísticamente significativas en los resultados.

Cuadro 13. Síntesis de los resultados más relevantes del experimento.

Variable	Tratamiento						Valor de p
	I M+	II M+, 50ppm	III M+, 100ppm	IV M-, 50ppm	V M-, 100ppm	VI M- (Testigo)	
Biomasa húmeda del vástago (g)	0.49	0.59	0.80	0.69	0.73	0.67	P=0.0016*
Biomasa seca del vástago (g)	0.46	0.57	0.71	0.64	0.69	0.63	P=0.0266*
Biomasa seca de la raíz (g)	0.06	0.07	0.06	0.04	0.04	0.05	P=0.0050*
Cociente raíz/vástago	0.16	0.12	0.13	0.08	0.06	0.09	P=0.0003*
Tasa de crecimiento relativo (d ⁻¹)	0.0049	0.0057	0.0084	0.0071	0.0098	0.0102	P=0.0001*
Peso medio por vainas de <i>Pisum sativum</i> (g)	1.32	1.29	1.62	1.06	1.3	0.82	P=0.0049*
Peso húmedo por chícharo (g)	0.71	0.67	0.74	0.53	0.61	0.38	P=0.0129*

*Los valores indican diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). Los números romanos indican el tipo de tratamiento. El sulfato de manganeso es representado por ppm.

IX. CONCLUSIONES

En los tratamientos donde se adicionaron 100 ppm de sulfato de manganeso, fue mayor el contenido foliar de clorofila en comparación con el resto de los tratamientos. Respecto al tratamiento con HMA, no hubo diferencias significativas en relación al contenido de clorofila.

Durante el desarrollo vegetal, variables como altura máxima, diámetro basal y número de hojas, el tratamiento III, que contiene 100 ppm de sulfato de manganeso y micorrizas, obtuvo el mayor promedio en comparación con los otros tratamientos, por lo que es posible que exista una sinergia entre los HMA y el sulfato de manganeso, pero esto no se reflejó en variaciones estadísticamente significativas.

En la biomasa húmeda de las semillas, en los tratamientos con micorriza se obtuvieron mayores promedios; el tratamiento III, además de que contiene HMA, tiene una adición de 100 ppm de sulfato de manganeso y éste es el que obtuvo el mayor promedio, con diferencias significativas. En la biomasa seca, los tratamientos con micorriza tienen un ligero aumento en biomasa y junto con la adición del sulfato de manganeso se obtuvo en el tratamiento III, el segundo mayor promedio, pero no hubo diferencias significativas. Asimismo, se incrementó el esfuerzo reproductivo, medido por la biomasa de las semillas cosechadas debido a la micorrización y la aplicación de sulfato de manganeso, lo cual se percibe en la biomasa húmeda donde hubo diferencias estadísticamente significativas.

En las variables biomasa seca de la raíz y cociente raíz/vástago, hay diferencias significativas; éstas son a favor de los tratamientos con micorrizas. Cabe destacar que el tratamiento con micorrizas y 100 ppm de sulfato de manganeso, obtuvo el promedio más alto en biomasa húmeda y seca del vástago, peso medio por vaina y peso húmedo por chícharo. Se concluye que la micorrización y la adición de 100 ppm de sulfato de manganeso incrementaron significativamente la biomasa de la planta y de los frutos.

En relación a la hipótesis planteada inicialmente, se encontró que la deficiencia de manganeso se puede corregir con la adición al suelo, con esto aumentó la disponibilidad de dicho nutrimento. En el cultivo de *Pisum sativum* donde se aplicó el inóculo de HMA,

se desarrolló una simbiosis planta-hongo. Asimismo, debido a que las hifas de los hongos exploran un mayor volumen de suelo a comparación de las raíces, esto facilitó la absorción de micronutrientes como el manganeso, con lo cual hay un incremento en biomasa húmeda y seca del vástago y peso húmedo por chícharo, en comparación con las plantas testigo. La hipótesis respecto al incremento se acepta pero no para todos los parámetros registrados, por ejemplo la tasa de crecimiento relativo, ya que ésta fue mayor en plantas no micorrizadas con diferencias significativas.

La implementación de un abono que contienen HMA y manganeso en los cultivos puede tener un beneficio al producir plantas con un mayor desarrollo vegetal. Asimismo, al corregir problemas de deficiencia de nutrimentos en el suelo, se tendrían frutos con mayor biomasa y seguramente con mayor calidad nutrimental.

Finalmente, se puede agregar que el uso de nuevas alternativas, como la utilización de hongos micorrícicos combinados con materia orgánica, constituye una opción sustentable para sustituir el uso de productos químicos y transformar los sistemas agrícolas en formas de producción orgánicos.

X. RECOMENDACIONES

Otra alternativa para obtener un mayor beneficio de la micorrización de plantas de hortalizas, es cuando se utiliza simultáneamente con materia orgánica. En efecto, el uso de microorganismos favorables al desarrollo vegetal, como los HMA y abonos orgánicos en la etapa de fertilización no presentan impactos negativos a la salud y al medio ambiente; por el contrario, existen estudios que sugieren la presencia de impactos positivos sobre el suelo y el desarrollo de los cultivos. Por otro lado, normalmente los fertilizantes químicos presentan impactos ambientales negativos leves y moderados sobre la salud humana y el medio ambiente, por lo que es necesario transitar paulatinamente hacia una agricultura orgánica.

XI. REFERENCIAS

- Aguilera-Gómez, L., Davies, F. J., Olalde-Portugal, V., Duray, S. A., Phavaphutanon, L. (1999). Influence of phosphorus and endomycorrhiza (*Glomus intraradices*) on gas exchange and plant growth of chile ancho pepper (*Capsicum annuum* L. cv. San Luis). *Photosynthetica*, 36(3), 441-449.
- Alloush, G. A., Zeto, S. K., Clark, R. B. (2000). Phosphorus source, organic matter, and arbuscular mycorrhiza effects on growth and mineral acquisition of chickpea grown in acidic soil. *Journal of plant nutrition*, 23(9), 1351-1369.
- Álvarez-Sánchez, F. J., Monroy, A. (2008). Técnicas de estudio de las asociaciones micorrícicas y sus implicaciones en la restauración.
- Attia, R.S., El-Tabey Shehata, A.M., Aman, M.E. y Hamza, M.A. (1994). Effect of cooking and decortication on the physical properties the chemical composition and the nutritive value of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Food Chemistry* 50 (2):125-131.
- Augé, R. M. (2001). Water relations of xeric grasses in the field: interaction of mycorrhizas and competition. *New Phytol* 104 pp. 559-571
- Bago, B., Pfeffer, P. E., y Shachar-Hill, Y. (2000). Carbon metabolism and transport in arbuscular mycorrhizas. *Plant Physiology*, 124(3), 949-958.
- Barea, J. M., Andrade, G., Bianciotto, V., Dowling, D., Lohrke, S., Bonfante, P., y Azcon-Aguilar, C. (1998). Impact on arbuscular mycorrhiza formation of pseudomonas strains used as inoculants for biocontrol of soil-borne fungal plant pathogens. *Applied and Environmental Microbiology*, 64(6), 2304-2307.
- Barea, J. M., Andrade, G., Bianciotto, V., Dowling, D., Lohrke, S., Bonfante, P., ... y Azcon-Aguilar, C. (1998). Impact on Arbuscular Mycorrhiza Formation of Pseudomonas Strains Used as Inoculants for Biocontrol of Soil-Borne Fungal Plant Pathogens. *Applied and environmental microbiology*, 64(6), 2304-2307.
- Bashan, Y., Puente, M. E., y Salazar, B. (2006). Uso de los microorganismos del desierto como recurso para recuperar suelos erosionados. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 48, 154-161.
- Batten, G. D., y Slack, K. (1990). Grain development in wheat (*Triticum aestivum*) ears cultured in media with different concentrations of phosphorus and sucrose. In *Plant Nutrition—Physiology and Applications* (pp. 185-187). Springer Netherlands.
- Bewley, J. D., y Black, M. (1994). Seed: physiology of development and germination.

- Bidwell, R. G. S. (1993). *Fisiología vegetal*. AGT.
- Bieto, J. A., Cubillo, M. T. (2008). *Fundamentos de fisiología vegetal*. McGraw-Hill Interamericana de España.
- Blal, B., Morel, C., Gianinazzi-Pearson, V., Fardeau, J. C., Gianinazzi, S. (1990). Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on phosphate fertilizer efficiency in two tropical acid soils planted with micropropagated oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.). *Biology and fertility of soils*, 9(1), 43-48.
- Bojórquez, A. D. A., Gutiérrez, C. G., Báez, J. R. C., Sánchez, M. Á. A., Montoya, L. G., Pérez, E. N. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai*, 6(1), 51-56.
- Bolaños, M., Rivillas, C., Suárez, S. (2000). Identificación de micorrizas arbusculares en suelos de la zona cafetera Colombiana. *Cenicafé*, 51(4), 245-264.
- Bonfante-Fasolo, P., Genre, A., y Bianciotto, V. (2004). The Colonization Strategies of Arbuscular Mycorrhizal Fungi: An Overview of their Cellular Interactions with Plants and Bacteria. *Avance en el conocimiento de la biología de las micorrizas*. Universidad de Guanajuato, Guanajuato, México.
- Bowley, J. D. y Black, M. (1994). *Seed physiology of development and germination*. New York, EUA. Plenum Press.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., Malajczuk, N. (1996). *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR).
- Burnell, J. N. (1988). The biochemistry of manganese in plants. In, "Manganese in Soils and Plants"(eds. Graham, RD, Hannam, RJ and Uren, NC) pp. 125-137.
- Camargo-Ricalde, S.L., Montaña, N.M., Rosa-Mera, C.J.D.L., Arias, S.A.M. (2012). Micorrizas: una gran unión debajo del suelo, 13(7)
- Campbell, L. C., y Nable, R. O. (1988). Physiological functions of manganese in plants. In *Manganese in soils and plants* (pp. 139-154). Springer Netherlands.
- Caravaca, F., Barea, J. M., Palenzuela, J., Figueroa, D., Alguacil, M. M., y Roldán, A. (2003). Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied Soil Ecology*, 22(2), 103-111.
- Chen, X., Tang, J., Zhi, G., y Hu, S. (2005). Arbuscular mycorrhizal colonization and phosphorus acquisition of plants: effects of coexisting plant species. *Applied soil ecology*, 28(3), 259-269.

- Chen, Y. y T. Solovitch. (1988). Effects of humic substances on plant growth. *Acta Horticulturae* 221: 412.
- Cruz-Flores, G. (2006). Ecología del suelo. Un enfoque hacia la nutrición mineral de plantas superiores. FES Zaragoza-UNAM. México. 26-27 pp.
- Cuenca, G., Meneses, E. (1996). Diversity patterns of arbuscular mycorrhizal fungi associated with cacao in Venezuela. *Plant and Soil*, 183(2), 315-322.
- Daniels-Hylton, K. D. M., y Ahmad, M. H. (1994). Inoculation response in kidney beans (*Phaseolus vulgaris*, L.) to vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobia in non-sterilized soil. *Biology and fertility of soils*, 18(2), 95-98.
- Davies, F. T., Calderón, C. M., Huaman, Z. (2005). Influence of Arbuscular Mycorrhizae Indigenous to Peru and a Flavonoid on Growth, Yield, and Leaf Elemental Concentration of Yungay Potatoes. *HortScience*, 40(2), 381-385.
- De la Rosa Mera, C. J., Monroy-Ata, A. (2006). Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica en una zona semiárida. *TIP: Revista especializada en ciencias Químico-Biológicas. México*.
- Duran, R. F. (2008). Seguridad alimentaria: Cultivando hortalizas. Colombia. Grupo Latino. Editores S.A.S.
- Edwards, D. G., y Asher, C. J. (1982). Tolerance of crop and pasture species to manganese toxicity. In *Plant nutrition 1982: proceedings of the ninth International Plant Nutrition Colloquium, Warwick University, England, August 22-27, 1982/edited by A. Scaife*. Slough, UK: Commonwealth Agricultural Bureaux, c1982..
- Elstner, E. F. (1982). Oxygen activation and oxygen toxicity. *Annual review of plant physiology*, 33(1), 73-96.
- Fageria, N., V. Baligar y R. Clark. (2002). Los micronutrientes en la producción de cultivos. Elsevier Science. 185-286 p.
- FAO-ISRIC-ISSS. (1998). World Reference Base. Rome, Italy.
- Farley, R. F., y Draycott, A. P. (1973). Manganese deficiency of sugar beet in organic soils. *Plant and Soil*, 38(2), 235-244.
- Fernández R., (2008). Las micorrizas: desenterrando un tesoro. *Revista agricultura orgánica*, 22-25.
- Ferrera, R., Alarcón, A. (2001). La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. *Ciencia Ergo Sum*, 8(2), 175-183.

- Fontenla, S., García-Romera, I., Ocampo, J. A. (1999). Negative influence of non-host plants on the colonization of *Pisum sativum* by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae*. *Soil Biology and Biochemistry*, 31(11), 1591-1597.
- Franco, A. D., García, J. R. S., Sandoval, F. E., del Río, M. A. P., de la Garza Requena, F., Cabrera, O. A. G. (2014). Características de planta, suelo y productividad entre sorgo fertilizado e inoculado con micorriza arbuscula. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 5(3), 379-390.
- Fridovich, I. (1983). Superoxide radical: an endogenous toxicant. *Annual Review of Pharmacology and Toxicology*, 23(1), 239-257.
- Galindo Pacheco, J. R., Clavijo Porras, J. (2009). Fenología del cultivo de arveja (*Pisum sativum* L. var. Santa Isabel) en la sabana de Bogotá en campo abierto y bajo cubierta plástica. *Revista Corpoica: Ciencia y Tecnología Agropecuaria (Colombia)*, 10(1), 5-15.
- García, L. A., Cun, G. R. y Montero S. L. (2010). Efecto de la hora del día en el potencial hídrico foliar del sorgo y su relación con la humedad en el suelo. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 19: 7-11.
- Garrido Valero, M. S. (1993). *Interpretación de análisis de suelos* (No. 5). MAPA.
- Gerdemann, J. W., Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological society*, 46(2), 235-244.
- Gómez, M. I., López, M. Á., y Cifuentes, Y. C. (2006). El manganeso como factor positivo en la producción de papa (*Solanum tuberosum* L.) y arveja (*Pisum sativum* L.) en suelos del altiplano Cundiboyacense. *Agronomía Colombiana*, 24(2), 3400347.
- González-Vizcaíno, A., Carmona, M., Bago, A., Cano, C., García, J., Pozo, M., y Segundo, E. (2008). Potencial biofertilizante de micorrizas arbusculares en cultivo ecológico en invernaderos. *VIII Congreso de la SEAE*.
- Guzman-Plazola, R. A., y Ferrera-Cerrato, R. (1990). *La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas*. Sección de Microbiología, Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados. México. 119 p.
- Hampp, R., Nehls, U., y Wallenda, T. (2000). Physiology of mycorrhiza. In *Progress in Botany* (pp. 223-254). Springer Berlin Heidelberg.
- Hampp, R., y Schaeffer, C. (1999). Mycorrhiza—carbohydrate and energy metabolism. In *Mycorrhiza* (pp. 273-303). Springer Berlin Heidelberg.

- Heenan, D. P., y Carter, O. G. (1977). Influence of temperature on the expression of manganese toxicity by two soybean varieties. *Plant and Soil*, 47(1), 219-227.
- Hernández, L. E., Lozano-Rodríguez, E., Gárate, A., Carpena-Ruiz, R. (1998). Influence of cadmium on the uptake, tissue accumulation and subcellular distribution of manganese in pea seedlings. *Plant Science*, 132(2), 139-151.
- Hernández, L., Guadarrama-Chávez, M. P., Sánchez-Gallen, I., Ramos-Zapata, J., Hernández, L., Guadarrama-Chávez, M. P., Ramos-Zapata, J. (2008). Micorriza arbuscular: colonización intrarradical y extracción de esporas. *Hernández, L., Guadarrama-Chávez, MP, Sánchez-Gallen, I., y Ramos-Zapata, J.(2008). Micorriza arbuscular: colonización intrarradical y extracción de esporas. In AC Álvarez-Sánchez, J; Monroy-Ata (Ed.), Técnicas de estudio de las asociaciones micorrícicas y sus implicaciones en la restauración.*
- Hopkins, W. G., Hüner, N. P. (1995). *Introduction to plant physiology* (Vol. 355). New York: Wiley.
- Horst, W. J. (1988). The physiology of manganese toxicity. In *Manganese in soils and plants* (pp. 175-188). Springer Netherlands.
- Hughes, N. P., y Williams, R. J. P. (1988). An introduction to manganese biological chemistry. In *Manganese in Soils and Plants* (pp. 7-19). Springer Netherlands.
- Hunt, R., Causton, D. R., Shipley, B., Askew, A. P. (2002). A modern tool for classical plant growth analysis. *Annals of Botany*, 90(4), 485-488.
- IUSS Working Group WRB. (2015). World Reference Base for Soil Resources 2014, update 2015 International soil classification system for naming soils and creating legends for soil maps. World Soil Resources Reports No. 106. FAO, Rome.
- Jackson, C., Dench, J., Moore, A. L., Halliwell, B., Foyer, C. H., y Hall, D. O. (1978). Subcellular localisation and identification of superoxide dismutase in the leaves of higher plants. *European Journal of Biochemistry*, 91(2), 339-344.
- Jones Jr, J. B. (2001). *Laboratory guide for conducting soil tests and plant analysis*. CRC press.
- Krasilnikov, Pavel. (2011). *Geografía de Suelos de México*. Las Prensas de Ciencias. México, DF.
- Lehmann, A., Rillig, M. C. (2015). Arbuscular mycorrhizal contribution to copper, manganese and iron nutrient concentrations in crops—A meta-analysis. *Soil Biology and Biochemistry*, 81, 147-158.

- Lerer, M., y Bar-Akiva, A. (1976). Nitrogen Constituents in Manganese-Deficient Lemon Leaves. *Physiologia Plantarum*, 38(1), 13-18.
- Llonín, D. (2013). Nutrición mineral con N, PYK en la simbiosis hongos micorrizógenos-tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en ferralsols. *Cultivos Tropicales*, 23(4), 83-88.
- Longnecker, N. E., Marcar, N. E., y Graham, R. D. (1991). Increased manganese content of barley seeds can increase grain yield in manganese-deficient conditions. *Crop and Pasture Science*, 42(7), 1065-1074.
- Loué, A. (1998). Microelements in the agricultura. Ediciones Mundipresa, Madrid. 354 p.
- Luna C. L. A. (2005). Influencia de Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* (Agavaceae) y *Opuntia streptacantha* (Cactaceae) en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Maderey Rascón, L. E., Román, J. (2005). *Principios de hidrogeografía. Estudio del ciclo hidrológico*. UNAM.
- Manjarrez-Martínez, M. J., Ferrera-Cerrato, R., y González-Chávez, M. C. (1999). Efecto de la vermicomposta y la micorriza arbuscular en el desarrollo y tasa fotosintética de chile serrano. *Terra*, 17(1), 9-15.
- Marcar, N. E., y Graham, R. D. (1987). Micronutrients: Genotypic variation for manganese efficiency in wheat. *Journal of plant nutrition*, 10(9-16), 2049-2055.
- Marschner, H. (1990). Mineral nutrition of higher plants. 4ta reimpression. Academia Press, Estados Unidos. pp 55-70.
- Medina, J. F. A., y Kohashi-Shibata, J. (2015). Dinámica de la colonización micorrízica y su efecto sobre los componentes del rendimiento y contenido de fósforo en frijol común. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 28(1), 23-33.
- Meléndez Gil, E. R. (2010). *Respuesta de la palma aceitera a la aplicación de micorrizas en previvero* (Doctoral dissertation, Universidad Nacional de Colombia).
- Mena-Violante, H. G., Ocampo-Jiménez, O., Dendooven, L., Martínez-Soto, G., González-Castañeda, J., Davies Jr, F. T., y Olalde-Portugal, V. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance fruit growth and quality of chile ancho (*Capsicum annum* L. cv San Luis) plants exposed to drought. *Mycorrhiza*, 16(4), 261-267.
- Mendoza, M. D. L. N. R., González, G. A., Santelises, A. A., Barra, J. D. E., Rincón, J. A. S. (1998). Estimación de la concentración de nitrógeno y clorofila en tomate mediante un medidor portátil de clorofila. *Terra*, 16(2).

- Mera, M., y Rouanet, J. L. (2003). Contribución de las leguminosas de grano en rotación con cereales: una revisión. *Sustentabilidad en cultivos anuales: cero labranza, manejo de rastrojos*. Santiago, Chile, 135-156.
- Miramontes-Flores, B., Arroyo-Vázquez, L., Alva-Reséndiz, M. H., y Espiricueta-Reyna, T. (2004). Efecto del metasilicato de sodio sobre el crecimiento del cultivo de chícharo. *Terra Latinoamericana*, 22(2), 169-174.
- Molina, J. C., Córdoba, L. (2006). Informe Nacional sobre el estado de los recursos fitogenéticos para la agricultura y la alimentación. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, SAGARPA y Sociedad Mexicana de Fitogenética, AC, SOMEFI. México, DF.
- Monroy-Ata, A., Peña B. J.C. (2016). Biofertilizantes: Sustento de una agricultura orgánica. *Ciencia y Desarrollo*. Vol. 281 (enero-febrero): 50-55.
- Montaño-Arias, N. M., García-Sánchez, R., Ochoa-de la Rosa, G., y Monroy-Ata, A. (2006). Relación entre la vegetación arbustiva, el mezquite y el suelo de un ecosistema semiárido en México. *Terra Latinoamericana*, 24(2), 193-205.
- Morgan, P. W., Taylor, D. M., y Joham, H. E. (1976). Manipulation of IAA-Oxidase Activity and Auxin-Deficiency Symptoms in Intact Cotton Plants with Manganese Nutrition. *Physiologia Plantarum*, 37(2), 149-156.
- Motta, D. F., Munévar, F. (2005). Respuesta de plántulas de palma de aceite a la micorrización. *Revista Palmas*, 26(3), 11-20.
- Nable, R. O., y Loneragan, J. F. (1984). Translocation of manganese in subterranean clover (*Trifolium subterraneum* L. cv. Seaton Park). II. Effect of leaf senescence and of restricting supply of manganese to part of a split root system. *Functional Plant Biology*, 11(2), 113-118.
- Nobel, P. S., Moya, E. G. (1998). *Los incomparables agaves y cactus* (pp. 11-58). México: Trillas.
- Oldeman, L. R. (1988). Guidelines for general assessment of the status of human-induced soil degradation.
- Ortiz, B. y Ortiz, C. (1980). Edafología. 3a. ed. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. de Méx., México. 307 p.
- Palmer, R., Troeh, F. (1989). Introducción a la Ciencia del Suelo. *Manual de Laboratorio*. Editorial Calypso. México DF.

- Pattinson, G. S., Hammill, K. A., Sutton, B. G., McGee, P. A. (1999). Simulated fire reduces the density of arbuscular mycorrhizal fungi at the soil surface. *Mycological Research*, 103(04), 491-496
- Payne, B. J. M. Sterling, T. (2004). El potencial hídrico en las plantas. Universidad Estatal de Nuevo México. Departamento de Entomología, Fitopatología, y Malezas.
- Peña B. J. C. (2002). Influencia de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el establecimiento de *Mimosa biuncifera* Benth. bajo condiciones de sequie en un invernadero. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Pérez, A., y Vertel, M. (2010). Evaluación de la colonización de micorrizas arbusculares en pasto *Bothriochloa pertusa* (L) A. Camus. *Revista MVZ Córdoba*, 15(3), 2165-2174.
- Phillips, J., Hayman, D. S. (1970). Improved procedure for clearing roots and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc*, 55, 185-161.
- Polle, A., Chakrabarti, K., Chakrabarti, S., Seifert, F., Schramel, P., y Rennenberg, H. (1992). Antioxidants and manganese deficiency in needles of Norway spruce (*Picea abies* L.) trees. *Plant Physiology*, 99(3), 1084-1089.
- Quiroz, V. (2002) Relación nutrimental nitrógeno/ fosforo y nitrógeno/ potasio en maíz y su influencia sobre la eficiencia de estos nutrimentos. Tesis de Licenciatura. UNAM.
- Reséndiz, C. M. A. (2013). Índice de mutualismo de tres gramíneas propagadoras de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) bajo condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Reuter, D. J., Alston, A. M., y McFarlane, J. D. (1988). Occurrence and correction of manganese deficiency in plants. In *Manganese in soils and plants*(pp. 205-224). Springer Netherlands.
- Rios G. R. (1985). Laboratorio Integral de Biología IV. Practicas del módulo de suelo. Séptimo semestre. Universidad Nacional Autónoma de México. Escuela Nacional de Estudios Superiores Zaragoza.
- Rodríguez-Calderón, R. (2011). Establecimiento de plantas de zacate navajita *Bouteloua gracilis* (Kunth) Lag. Ex Griffiths inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) sometidas a sequía en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.

- Rodríguez-Ochoa, M. (1982). Estudio de la germinación de cinco especies del género *Bouteloua*, en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Rodríguez-Sosa, J. L., Valdés-Roblejo, Y., y Rodríguez Lías, R. (2012). Tratamientos a semillas para mejorar la germinación de Colubrina ferruginosa Brong. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*, 18(1), 27-31.
- Ronen, E. (2008). Microelementos en la agricultura. Red Hidroponía. Lima, Perú. 38.
- Ross, J. P. (1971). Effect of phosphate fertilization on yield of mycorrhizal and nonmycorrhizal soybeans. *Phytopathology*, 61(1400), 12.
- Ruffy, T. W., Miner, G. S., y Raper, C. D. (1979). Temperature effects on growth and manganese tolerance in tobacco. *Agronomy Journal*, 71(4), 638-644.
- Rutherford, A. W. (1989). Photosystem II, the water-splitting enzyme. *Trends in biochemical sciences*, 14(6), 227-232.
- Rzedowsky, J. (1994). Vegetación de México. 6ª reimpression. Ed. Noriega Limusa. México D.F.
- Saif, S., y Khan, A. G. (1977). The effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal associations on growth of cereals. *Plant and Soil*, 47(1), 17-26.
- Salisbury, F. B., Ross, C. W. (2000). *Fisiología de las plantas*. Thomson-Paraninfo.
- Sánchez de P, M. (1999). Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. *Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia*.
- Sánchez-Díaz, M., Aguirrelea, J. (2001). "El agua en la planta". En *Fundamento Fisiología Vegetal* Editorial Mundi-Prensa. España. pp 17-30.
- Sánchez-Venancio G. (2011). Cultivo orgánico de *Avena sativa* L. mediante el uso de micorrizas arbusculares y de *Azospirillum brasilense* en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Sanni, S. O. (1976). Vesicular-arbuscular mycorrhiza in some nigerian soils: the effect of *Gigaspora gigantea* on the growth of rice. *New Phytologist*, 77(3), 673-674.
- Schüßler, A., Gehrig, H., Schwarzott, D., Walker, C. (2001a). Analysis of partial Glomales SSU rRNA gene sequences: implications for primer design and phylogeny. *Mycological Research*, 105(01), 5-15.
- Schüßler, A., Schwarzott, D., y Walker, C. (2001b). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological research*, 105(12), 1413-1421.

- SEMARNAT, Informe de la situación del medio ambiente en México. México. 2012.
- SEMARNAT, Informe de la situación del medio ambiente en México. México. 2005.
- Serralde, A. M., Ramírez, M. M. (2013). Análisis de poblaciones de micorrizas en maíz (*Zea mays*) cultivado en suelos ácidos bajo diferentes tratamientos agronómicos. *Revista Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 5(1), 31-40.
- Simancas-Ortiz, J.E. (2007). Influencia de hongos micorrícicos arbusculares y *Azospirillum brasilense* y de su integración sobre el desarrollo de plántulas de maguey (*Agave salmiana* var. *salmiana*) en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Simpson, D. J., y Robinson, S. P. (1984). Freeze-fracture ultrastructure of thylakoid membranes in chloroplasts from manganese-deficient plants. *Plant physiology*, 74(3), 735-741.
- Smith, S. E. y Read, D. J. (1997). Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, Gran Bretaña. pp. 6-160.
- Sotolongo Sospedra, R.; Geada López, G. y Cobas López, M. (2008). Fomento Forestal. Cuba. Universidad de Pinar del Río.
- SSSA. Glossary of Soil Science Terms.
- Sumner, M. E. (2000). *Handbook of Soil Science*. CRC Press. USA.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2002). *Plant physiology*. New York: Sinauer.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2006). *Water and Plant Cell*. En: *Plant Physiology*. Sinauer Associates. Inc. Publishers. Cuarta edición. Massachusetts, USA, 2006.
- Tamariz, F. José V., Ruiz, C. Jesús A., Castelán, V. Rosalía del C., Cruz, M., Abel y Romero, H. Gaspar. (2008). Suelos Agrícolas. En: Medio ambiente y agricultura. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. México.
- Torres Álvarez, A. E. (2005). Establecimiento de plántulas de mezquite inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Valencia, F. S., González, C. J., Frías, H.J.T., Salas, G. M. E., Calleros, G. V., Olalde-Portugal, V. y Davies Jr. F. T. (2000). Influencia de *Glomus fasciculatum* en el intercambio de gases y calidad de tubérculos de papa. En Alarcón. A. y Ferrera-Cerrato, R. (editores). *Ecología fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular*. IRENAT-Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa, México. pp 162-169.

- Vázquez C. H. M. (2015). Establecimiento de *Yucca filifera* inoculada con hongos micorrizógenos en condiciones de invernadero. Tesis de Licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Vela, G. M., Molinero-Rosales, N., Ocampo, J. A., Garrido, J. G. (2007). Endocellulase activity is associated with arbuscular mycorrhizal spread in pea symbiotic mutants but not with its ethylene content in root. *Soil Biology and Biochemistry*, 39(3), 786-792.
- Vierheilig, H., Schweiger, P., Brundrett, M. (2005). An overview of methods for the detection and observation of arbuscular mycorrhizal fungi in roots†. *Physiologia Plantarum*, 125(4), 393-404.
- Villar, R., Ruiz-Robledo, J., Quero, J. L., Poorter, H., Valladares, F., Marañón, T. (2004). Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas. *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante*, 191-227.
- Villegas Ríos, Margarita., Cifuentes, Joaquín. (2004). Las micorrizas en la evolución de las plantas. *Ciencias*, (073).
- Vitosh, M.L. (1990). Manganese recommendations. Extension Bulletin E-2220. En: www.msue.msu; consulta: agosto de 2016.
- Wilkinson, R. E., y Ohki, K. (1988). Influence of manganese deficiency and toxicity on isoprenoid syntheses. *Plant physiology*, 87(4), 841-846.
- Wissemeier, A. H., y Horst, W. J. (1992). Effect of light intensity on manganese toxicity symptoms and callose formation in cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.). *Plant and Soil*, 143(2), 299-309.
- Ying, E. (1997). Influencia dos fungos micorrícicos arbusculares e niveis de adubacao do solo no crescimento inicial de mudas de dende. Embrapa. Boletim de Pesquisa.

ANEXO

Parámetro químico del suelo empleado

pH del suelo empleado en cada tratamiento al finalizar el cultivo

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	4	8.45	0.24	0.79	0.0831
Tratamiento II	4	8.56	0.05	1.00	0.9990
Tratamiento III	4	8.51	0.03	0.92	0.5351
Tratamiento IV	4	8.65	0.03	0.92	0.5351
Tratamiento V	4	8.57	0.03	0.83	0.1795
Tratamiento VI	4	8.70	0.04	0.91	0.4875

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	24	0.45	0.29	1.23

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.16	5	0.03	2.89	0.0435
Columna1	0.16	5	0.03	2.89	0.0435
Error	0.20	18	0.01		
Total	0.36	23			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.23691

Error: 0.0111 gl: 18

Columna1	Medias	n	E.E.
6.00	8.70	4	0.05 A
4.00	8.65	4	0.05 A B
5.00	8.57	4	0.05 A B
2.00	8.56	4	0.05 A B
3.00	8.51	4	0.05 A B
1.00	8.45	4	0.05 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Germinación

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
Tratamiento I	1	63.88	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento II	1	61.11	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento III	1	61.11	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento IV	1	63.88	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento V	1	36.11	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento VI	1	27.77	0.00	sd	>0.9999

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	6	1.00		sd 0.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1287.26	5	257.45	sd	sd
Columnal	1287.26	5	257.45	sd	sd
Error	0.00	0	0.00		
Total	1287.26	5			

Variables durante el cultivo**Desarrollo vegetal**

Altura

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	6	27.45	4.89	0.76	0.0277
Tratamiento II	6	32.66	6.65	0.81	0.0913
Tratamiento III	6	39.56	10.11	0.82	0.1154
Tratamiento IV	6	37.39	8.84	0.78	0.0440
Tratamiento V	6	35.00	11.56	0.79	0.0622
Tratamiento VI	6	33.57	11.73	0.88	0.3066

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columnal	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	6	27.45	4.89	30.08	7.20	0.2065
Columna2	2.00	6	32.66	6.65	35.90		
Columna2	3.00	6	39.56	10.11	43.96		
Columna2	4.00	6	37.39	8.84	41.83		
Columna2	5.00	6	35.00	11.56	40.54		
Columna2	6.00	6	33.57	11.73	37.49		

Diámetro basal

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	6	2.77	0.50	0.89	0.3638
Tratamiento II	6	2.71	0.42	0.86	0.2442
Tratamiento III	6	2.51	0.36	0.83	0.1263
Tratamiento IV	6	2.36	0.65	0.82	0.1006
Tratamiento V	6	2.21	0.58	0.90	0.4134
Tratamiento VI	6	2.31	0.60	0.85	0.1884

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	36	0.15	0.01	21.31

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.51	5	0.30	1.08	0.3895
Columna1	1.51	5	0.30	1.08	0.3895
Error	8.36	30	0.28		
Total	9.87	35			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.92681

Error: 0.2786 gl: 30

Columnal Medias	n	E.E.
1.00	2.77	6 0.22 A
2.00	2.71	6 0.22 A
3.00	2.51	6 0.22 A
4.00	2.36	6 0.22 A
6.00	2.31	6 0.22 A
5.00	2.21	6 0.22 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Número de hojas

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	6	20.19	3.56	0.94	0.6945
Tratamiento II	6	21.29	3.36	0.98	0.9601
Tratamiento III	6	22.94	4.17	0.77	0.0387
Tratamiento IV	6	21.54	3.57	0.85	0.1789
Tratamiento V	6	20.29	5.59	0.82	0.1074
Tratamiento VI	6	18.96	5.13	0.86	0.2208

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	6	20.19	3.56	21.22	5.23	0.3883
Columna2	2.00	6	21.29	3.36	21.61		
Columna2	3.00	6	22.94	4.17	24.77		
Columna2	4.00	6	21.54	3.57	22.44		
Columna2	5.00	6	20.29	5.59	22.89		
Columna2	6.00	6	18.96	5.13	21.00		

Cobertura

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	6	95.52	14.99	0.99	0.9754
Tratamiento II	6	116.46	22.43	0.97	0.9005
Tratamiento III	6	131.58	31.57	0.99	0.9830
Tratamiento IV	6	111.12	30.33	0.90	0.4498
Tratamiento V	6	112.96	20.23	0.95	0.8090
Tratamiento VI	6	111.29	25.62	0.91	0.5333

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	36	0.18	0.04	21.97

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4014.49	5	802.90	1.30	0.2909
Columnal	4014.49	5	802.90	1.30	0.2909
Error	18549.05	30	618.30		
Total	22563.54	35			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=43.66574

Error: 618.3016 gl: 30

Columnal Medias n E.E.

3.00	131.58	6	10.15	A
2.00	116.46	6	10.15	A
5.00	112.96	6	10.15	A
6.00	111.29	6	10.15	A
4.00	111.12	6	10.15	A
1.00	95.52	6	10.15	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Concentración de clorofila

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	7	26.59	7.16	0.84	0.1231
Tratamiento II	7	27.63	8.59	0.91	0.4800
Tratamiento III	7	28.34	6.80	0.89	0.3547
Tratamiento IV	7	27.14	6.99	0.85	0.1707
Tratamiento V	7	29.44	5.72	0.93	0.6234
Tratamiento VI	7	27.09	4.31	0.87	0.2505

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	42	0.02	0.00	24.28

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	37.60	5	7.52	0.17	0.9734
Columnal	37.60	5	7.52	0.17	0.9734
Error	1628.69	36	45.24		
Total	1666.29	41			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=10.81669

Error: 45.2413 gl: 36

Columnal	Medias	n	E.E.
5.00	29.44	7	2.54 A
3.00	28.34	7	2.54 A
2.00	27.63	7	2.54 A
4.00	27.14	7	2.54 A
6.00	27.09	7	2.54 A
1.00	26.59	7	2.54 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Variables después de la cosecha de frutos

Supervivencia

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	1	100.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento II	1	100.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento III	1	100.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento IV	1	100.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento V	1	94.44	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento VI	1	100.00	0.00	sd	>0.9999

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	6	1.00	sd	0.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	25.76	5	5.15	sd	sd
Columnal	25.76	5	5.15	sd	sd
Error	0.00	0	0.00		
Total	25.76	5			

Biomasa húmeda del vástago

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.49	0.20	0.94	0.4999
Tratamiento II	18	0.59	0.19	0.94	0.4676
Tratamiento III	15	0.80	0.17	0.96	0.8462
Tratamiento IV	18	0.69	0.23	0.92	0.2505
Tratamiento V	14	0.73	0.28	0.89	0.1849
Tratamiento VI	16	0.67	0.21	0.97	0.8872

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	99	0.19	0.14	32.82

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.98	5	0.20	4.26	0.0016
Columnal	0.98	5	0.20	4.26	0.0016
Error	4.29	93	0.05		
Total	5.27	98			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.21855

Error: 0.0461 gl: 93

Columnal Medias	n	E.E.
3.00	0.80	15 0.06 A
5.00	0.73	14 0.06 A
4.00	0.69	18 0.05 A B
6.00	0.67	16 0.05 A B
2.00	0.59	18 0.05 A B
1.00	0.49	18 0.05 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Biomasa seca del vástago

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.46	0.20	0.94	0.4954
Tratamiento II	18	0.57	0.18	0.93	0.4316
Tratamiento III	15	0.71	0.23	0.91	0.2522
Tratamiento IV	18	0.64	0.25	0.97	0.8710
Tratamiento V	14	0.69	0.27	0.90	0.2231
Tratamiento VI	16	0.63	0.21	0.96	0.8598

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	99	0.13	0.08	36.98

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.68	5	0.14	2.67	0.0266
Columnal	0.68	5	0.14	2.67	0.0266
Error	4.74	93	0.05		
Total	5.42	98			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.22984

Error: 0.0510 gl: 93

Columnal	Medias	n	E.E.	
3.00	0.71	15	0.06	A
5.00	0.69	14	0.06	A B
4.00	0.64	18	0.05	A B
6.00	0.63	16	0.06	A B
2.00	0.57	18	0.05	A B
1.00	0.46	18	0.05	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Biomasa seca de la raíz

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.06	0.02	0.89	0.0819
Tratamiento II	18	0.07	0.02	0.95	0.7064
Tratamiento III	15	0.06	0.03	0.89	0.1187
Tratamiento IV	18	0.04	0.03	0.90	0.1340
Tratamiento V	14	0.04	0.02	0.93	0.5307
Tratamiento VI	16	0.05	0.03	0.95	0.7522

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	99	0.16	0.12	49.23

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.01	5	2.6E-03	3.61	0.0050
Columna1	0.01	5	2.6E-03	3.61	0.0050
Error	0.07	93	7.1E-04		
Total	0.08	98			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.02720

Error: 0.0007 gl: 93

Columna1	Medias	n	E.E.	
2.00	0.07	18	0.01	A
3.00	0.06	15	0.01	A B
1.00	0.06	18	0.01	A B
6.00	0.05	16	0.01	A B
4.00	0.04	18	0.01	A B
5.00	0.04	14	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Cociente raíz/vástago

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.16	0.13	0.73	<0.0001
Tratamiento II	18	0.12	0.04	0.92	0.3330
Tratamiento III	15	0.13	0.23	0.49	<0.0001
Tratamiento IV	18	0.08	0.09	0.71	<0.0001
Tratamiento V	14	0.06	0.07	0.76	<0.0001
Tratamiento VI	16	0.09	0.05	0.88	0.0992

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	0.16	0.13	0.13	22.91	0.0003
Columna2	2.00	18	0.12	0.04	0.11		
Columna2	3.00	15	0.13	0.23	0.08		
Columna2	4.00	18	0.08	0.09	0.07		
Columna2	5.00	16	0.06	0.07	0.05		
Columna2	6.00	14	0.09	0.06	0.10		

Trat. Ranks

5.00	30.91	A
4.00	37.11	A B
3.00	45.03	A B
6.00	51.61	B C
2.00	65.61	C
1.00	67.14	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Agua total irrigada

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	3.94	0.20	0.45	<0.0001
Tratamiento II	18	3.85	0.00	0.10	<0.0001
Tratamiento III	18	4.02	0.20	0.73	<0.0001
Tratamiento IV	18	3.68	0.00	0.05	<0.0001
Tratamiento V	18	3.92	0.29	0.81	0.0030
Tratamiento VI	18	3.90	0.33	0.62	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	3.94	0.20	3.85	30.87	<0.0001
Columna2	2.00	18	3.85	0.00	3.85		
Columna2	3.00	18	4.02	0.20	3.98		
Columna2	4.00	18	3.68	0.00	3.68		
Columna2	5.00	18	3.92	0.29	3.88		
Columna2	6.00	18	3.90	0.33	3.68		

Trat. Ranks

4.00	21.50	A
6.00	48.00	B
2.00	57.50	B C
5.00	61.00	B C
1.00	64.50	B C
3.00	74.50	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Eficiencia del uso del agua

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.13	0.05	0.94	0.5906
Tratamiento II	18	0.16	0.05	0.94	0.5555
Tratamiento III	15	0.19	0.06	0.91	0.2683
Tratamiento IV	18	0.18	0.07	0.97	0.9077
Tratamiento V	14	0.18	0.07	0.91	0.3090
Tratamiento VI	16	0.17	0.06	0.97	0.8672

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	99	0.11	0.06	35.35

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.04	5	0.01	2.29	0.0517
Columna1	0.04	5	0.01	2.29	0.0517
Error	0.33	93	3.5E-03		
Total	0.37	98			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.06032

Error: 0.0035 gl: 93

Columna1	Medias	n	E.E.
3.00	0.19	15	0.02 A
4.00	0.18	18	0.01 A
5.00	0.18	14	0.02 A
6.00	0.17	16	0.01 A
2.00	0.16	18	0.01 A
1.00	0.13	18	0.01 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Tasa de crecimiento relativo

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.0049	0.0027	0.9107	0.2048
Tratamiento II	18	0.0057	0.0023	0.9444	0.5835
Tratamiento III	17	0.0084	0.0022	0.9211	0.3370
Tratamiento IV	18	0.0071	0.0015	0.9229	0.3190
Tratamiento V	16	0.0098	0.0018	0.9198	0.3344
Tratamiento VI	15	0.0102	0.0038	0.8342	0.0133

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	0.0049	0.0027	0.0043	41.1593	<0.0001
Columna2	2.00	18	0.0057	0.0023	0.0056		
Columna2	3.00	17	0.0084	0.0022	0.0078		
Columna2	4.00	18	0.0071	0.0015	0.0069		
Columna2	5.00	16	0.0098	0.0018	0.0096		
Columna2	6.00	15	0.0102	0.0038	0.0082		

Trat.	Ranks		
1.00	26.2778	A	
2.00	33.3611	A	B
4.00	46.3889	B	C
3.00	60.9412	C	D
6.00	71.1333		D
5.00	77.5938		D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Potencial hídrico foliar

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	5	6.00	2.35	0.96	0.8116
Tratamiento II	6	7.00	2.07	0.95	0.7728
Tratamiento III	6	6.79	1.87	0.88	0.3101
Tratamiento IV	6	6.08	1.77	0.83	0.1433
Tratamiento V	6	6.58	1.11	0.95	0.7472
Tratamiento VI	6	7.92	3.04	0.97	0.8921

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	35	0.10	0.00	31.27

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	14.20	5	2.84	0.64	0.6728
Columna1	14.20	5	2.84	0.64	0.6728
Error	129.18	29	4.45		
Total	143.38	34			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=3.77604

Error: 4.4544 gl: 29

Columna1	Medias	n	E.E.
6.00	7.92	6	0.86 A
2.00	7.00	6	0.86 A
3.00	6.79	6	0.86 A
5.00	6.58	6	0.86 A
4.00	6.08	6	0.86 A
1.00	6.00	5	0.94 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Porcentaje de colonización micorrícica

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
Tratamiento I	1	53.20	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento II	1	52.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento III	1	60.50	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento IV	1	0.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento V	1	0.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento VI	1	0.00	0.00	sd	>0.9999

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	6	1.00		sd 0.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4618.41	5	923.68	sd	sd
Columna1	4618.41	5	923.68	sd	sd
Error	0.00	0	0.00		
Total	4618.41	5			

Variables en la cosecha de frutos

Frutos de *Pisum sativum* por tratamiento

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	1	20.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento II	1	22.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento III	1	23.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento IV	1	21.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento V	1	26.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento VI	1	22.00	0.00	sd	>0.9999

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	6	1.00	sd	0.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	21.33	5	4.27	sd	sd
Columnal	21.33	5	4.27	sd	sd
Error	0.00	0	0.00		
Total	21.33	5			

Frutos de *Pisum sativum* por planta

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	1.11	0.32	0.39	<0.0001
Tratamiento II	18	1.22	0.55	0.50	<0.0001
Tratamiento III	18	1.28	0.46	0.54	<0.0001
Tratamiento IV	18	1.17	0.38	0.45	<0.0001
Tratamiento V	18	1.44	0.78	0.86	0.0242
Tratamiento VI	18	1.22	0.43	0.50	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	1.11	0.32	1.00	3.05	0.3881
Columna2	2.00	18	1.22	0.55	1.00		
Columna2	3.00	18	1.28	0.46	1.00		
Columna2	4.00	18	1.17	0.38	1.00		
Columna2	5.00	18	1.44	0.78	1.50		
Columna2	6.00	18	1.22	0.43	1.00		

Peso medio por vaina de *Pisum sativum*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	1.32	0.59	0.97	0.9088
Tratamiento II	18	1.29	0.55	0.93	0.4005
Tratamiento III	18	1.62	0.60	0.95	0.7130
Tratamiento IV	18	1.06	0.43	0.95	0.6152
Tratamiento V	18	1.30	0.84	0.95	0.6721
Tratamiento VI	18	0.82	0.55	0.86	0.0190

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	1.32	0.59	1.34	16.80	0.0049
Columna2	2.00	18	1.29	0.55	1.34		
Columna2	3.00	18	1.62	0.60	1.61		
Columna2	4.00	18	1.06	0.43	1.10		
Columna2	5.00	18	1.30	0.84	1.35		
Columna2	6.00	18	0.82	0.55	0.98		

Trat.	Ranks	
6.00	34.44	A
4.00	44.61	A B
5.00	56.39	B C
2.00	58.56	B C
1.00	59.17	B C
3.00	73.83	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Semillas por tratamiento

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	1	41.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento II	1	37.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento III	1	42.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento IV	1	33.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento V	1	43.00	0.00	sd	>0.9999
Tratamiento VI	1	34.00	0.00	sd	>0.9999

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	6	1.00	sd	0.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	91.33	5	18.27	sd	sd
Columna1	91.33	5	18.27	sd	sd
Error	0.00	0	0.00		
Total	91.33	5			

Semillas por vaina

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	1.11	0.32	0.39	<0.0001
Tratamiento II	18	1.22	0.55	0.50	<0.0001
Tratamiento III	18	1.22	0.43	0.50	<0.0001
Tratamiento IV	18	1.17	0.38	0.45	<0.0001
Tratamiento V	18	1.44	0.62	0.73	<0.0001
Tratamiento VI	18	1.22	0.43	0.50	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna1	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	1.11	0.32	1.00	3.71	0.2414
Columna2	2.00	18	1.22	0.55	1.00		
Columna2	3.00	18	1.22	0.43	1.00		
Columna2	4.00	18	1.17	0.38	1.00		
Columna2	5.00	18	1.44	0.62	1.50		
Columna2	6.00	18	1.22	0.43	1.00		

Peso húmedo por chícharo

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.71	0.32	0.90	0.1147
Tratamiento II	18	0.67	0.28	0.91	0.1807
Tratamiento III	18	0.74	0.38	0.92	0.3094
Tratamiento IV	18	0.53	0.26	0.92	0.3258
Tratamiento V	18	0.61	0.42	0.89	0.1107
Tratamiento VI	18	0.38	0.24	0.93	0.3689

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	108	0.13	0.09	52.91

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.58	5	0.32	3.06	0.0129
Columna1	1.58	5	0.32	3.06	0.0129
Error	10.52	102	0.10		
Total	12.10	107			

Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.31098

Error: 0.1032 gl: 102

Columna1	Medias	n	E.E.	
3.00	0.74	18	0.08	A
1.00	0.71	18	0.08	A
2.00	0.67	18	0.08	A B
5.00	0.61	18	0.08	A B
4.00	0.53	18	0.08	A B
6.00	0.38	18	0.08	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Peso seco por chícharo

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	0.32	0.18	0.94	0.4942
Tratamiento II	18	0.25	0.14	0.96	0.8251
Tratamiento III	18	0.28	0.19	0.91	0.1704
Tratamiento IV	18	0.19	0.11	0.97	0.8750
Tratamiento V	18	0.25	0.12	0.94	0.4697
Tratamiento VI	18	0.26	0.18	0.91	0.2412

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Columna2	108	0.06	0.02	61.24

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.17	5	0.03	1.37	0.2414
Columna1	0.17	5	0.03	1.37	0.2414
Error	2.52	102	0.02		
Total	2.69	107			

Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=0.15217

Error: 0.0247 gl: 102

Columna1 Medias n E.E.

1.00	0.32	18	0.04	A
3.00	0.28	18	0.04	A
6.00	0.26	18	0.04	A
2.00	0.25	18	0.04	A
5.00	0.25	18	0.04	A
4.00	0.19	18	0.04	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Diámetro de las semillas de *Pisum sativum*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	7.01	1.24	0.97	0.8990
Tratamiento II	18	7.18	1.40	0.84	0.0089
Tratamiento III	18	7.02	1.09	0.80	0.0013
Tratamiento IV	18	7.85	0.95	0.94	0.4830
Tratamiento V	18	6.81	1.99	0.78	<0.0001
Tratamiento VI	18	7.05	1.01	0.96	0.7920

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	7.01	1.24	7.27	9.22	0.1006
Columna2	2.00	18	7.18	1.40	7.78		
Columna2	3.00	18	7.02	1.09	7.24		
Columna2	4.00	18	7.85	0.95	7.91		
Columna2	5.00	18	6.81	1.99	7.16		
Columna2	6.00	18	7.05	1.01	7.35		

Eje transversal de las semillas de *Pisum sativum*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Tratamiento I	18	8.18	1.47	0.95	0.7100
Tratamiento II	18	8.18	1.71	0.86	0.0183
Tratamiento III	18	8.00	1.33	0.83	0.0052
Tratamiento IV	18	8.87	1.17	0.92	0.2447
Tratamiento V	18	7.64	2.28	0.80	0.0017
Tratamiento VI	18	8.06	1.26	0.98	0.9419

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Columna	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Columna2	1.00	18	8.18	1.47	8.27	6.95	0.2245
Columna2	2.00	18	8.18	1.71	8.71		
Columna2	3.00	18	8.00	1.33	8.30		
Columna2	4.00	18	8.87	1.17	9.19		
Columna2	5.00	18	7.64	2.28	8.08		
Columna2	6.00	18	8.06	1.26	8.22		