

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Respuesta del Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) a la Biofertilización y Acolchado Plástico en Condiciones de Campo Abierto

Por

MARTÍN ALEJANDRO TUCUCH PÉREZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México
Marzo, 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARAMENTO DE HORTICULTURA

Respuesta del Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) a la Biofertilización y
Acolchado Plástico en Condiciones de Campo Abierto

Por

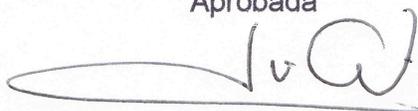
MARTÍN ALEJANDRO TUCUCH PÉREZ

TESIS

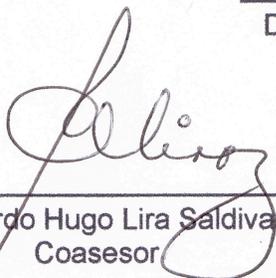
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

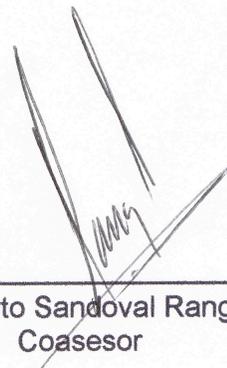
Aprobada



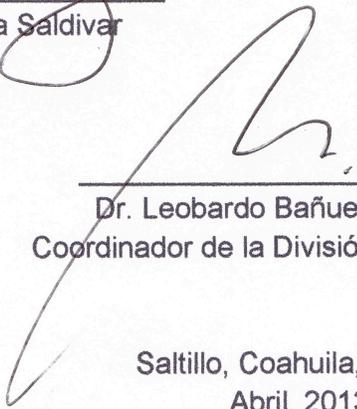
Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar
Asesor Principal



Dr. Ricardo Hugo Lira Saldivar
Coasesor



Dr. Alberto Sandoval Rangel
Coasesor



Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México
Abril, 2013

Coordinación
División de Agronomía

RESUMEN

En la actualidad, debido al uso de fertilizantes en la agricultura, se han presentado diversos problemas medioambientales. Es por esto que la agricultura orgánica se plantea como una alternativa que ayuda a mitigarlos y resolverlos, además, esta técnica de producción trae consigo considerables beneficios económicos a los productores que la adoptan.

El chile es uno de las principales hortalizas que México exporta. Concretamente, el chile habanero ha tenido un gran auge, debido a que es considerado uno de los de mayor picor en el orbe y que se han encontrado diversas formas de emplearlo fuera del ámbito gastronómico. Aunado a esto, el chile habanero trae consigo grandes beneficios económicos para los productores de la región sureste del país, la cual cuenta con la denominación de origen. El presente trabajo plantea una posibilidad para la producción de chile habanero bajo las técnicas de agricultura orgánica.

El material vegetativo utilizando fueron semillas de chile habanero (*Capsicum chinense*) var. Habanero Orange, de la empresa Westar. Para los tratamientos se establecieron 6 camas, de las cuales solo 3 tenían acolchado. A partir de ahí se utilizó una fórmula de fertilización al 100% de la dosis recomendada en la región en una cama con acolchado y en otra sin acolchado, en otras 2 camas se fertilizaron sólo con el 50% de la dosis y las 2 restantes con el 25%, estas últimas se inocularon con de *Azospirillum brasilenses* y *Glomus intraradices*.

El día 10 de abril del 2012 se llevó a cabo la siembra de la semilla en charolas, y el 17 de mayo del mismo año se realizó el trasplante. A partir de ahí se realizaron otras 3 inoculaciones y se dio un manejo agronómico bajo la técnica de agricultura orgánica. Se realizaron 3 muestreos de algunas variables de crecimiento y una vez iniciada la cosecha se efectuaron 4 muestreos de rendimiento.

Con base en el análisis estadístico realizado se puede concluir que las variables de crecimiento estudiadas en los tratamientos, al final no presentaron significancia

estadística. Lo mismo sucedió con el rendimiento total, pues al comparar los tratamientos, los resultados fueron similares entre sí. Es importante señalar que con los tratamientos de biofertilizantes aplicados se logró disminuir la dosis de fertilización hasta en un 25%, obteniendo resultados de crecimiento y rendimiento aceptables, demostrando así la efectividad de los microorganismos benéficos inoculados para promover un manejo sustentable del cultivo de chile habanero.

Palabras clave: agricultura orgánica, acolchado plástico, biofertilizantes, *Azospirillum brasilense*, *Glomus intraradices*, chile habanero.

DEDICATORIAS

A mi padre, *mi hermoso y viejo roble*.... Fulgencio Martin Tucuch Cauich pues eres el hombre que más admiro, por darme fortaleza, cariño y por todas las oportunidades que me has dado.

A mi madre, *mi más bella flor*.... Martha Magdalena Pérez Mendoza, pues eres la mujer que más admiro, por tu cariño, comprensión y por todas las atenciones que tienes conmigo

A ambos por darme la vida, porque siempre han estado conmigo cuando los necesito y a lo largo de este tiempo han sabido formarme correctamente en todos los sentidos de la vida.

A mis hermanos Marco y Nana, porque han estado conmigo incondicionalmente cuando los necesito, por su apoyo, comprensión, por ser un gran ejemplo para mi y por haber compartido conmigo tantas experiencias.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por darme una vida llena de bendiciones y por llevarme de la mano, manteniéndome siempre por el camino correcto.

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, por ser mi casa y mi *alma mater*, por cobijarme durante mi preparación profesional.

Al Dr. Luis Alonso Valdez Aguilar le agradezco profundamente por el apoyo, dedicación y tiempo que me brindo durante la realización de este trabajo, por ser todo un ejemplo como persona y como profesional.

AL Dr. Hugo Lira Saldívar por permitirme ser parte de su proyecto, por su confianza, apoyo incondicional y por los consejos dados.

Al Dr. Alberto Sandoval Rangel por ser parte de mi formación profesional, por darme la confianza durante mi estadía en la Universidad y por ser un amigo siempre.

A todos los profesores y personal de la universidad que estuvieron conmigo durante mi preparación profesional, por ser todos un ejemplo a seguir.

A todas las personas que me brindaron su apoyo durante mi estancia en la universidad y en la realización de esta tesis.

A Clau, Deysi, Bety, Ali, Gerardo, Claudio, Fide, Carlos, Varo, Agustín, Pablo, Chava, Salvador, José Francisco y José Miguel, por compartir conmigo tantas experiencias y por permitirme aprender tanto de ustedes,.

A la generación CXIV de Horticultura y a todos los amigos y compañeros de la Narro.

Al grupo de Doctores de la Risa, por permitirme ser parte de ustedes.

*“Si he visto más lejos es porque estoy sentado
sobre los hombros de gigantes”*

Bernardo de Chartres

INDICE

RESUMEN.....	i
DEDICATORIAS.....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
I. INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo General.....	4
Hipótesis.....	4
II. REVISION DE LITERATURA.....	5
2.1 Historia del cultivo	5
2.2 Clasificación taxonómica	6
2.3 Características botánicas	6
2.3.1 Planta	6
2.3.2 Semilla	7
2.3.3 Sistema radicular	7
2.3.4 Tallo	7
2.3.5 Hojas	7
2.3.6 Flor	8
2.3.7 Fruto	8
2.4 Calidad del fruto	8
2.5 Pungencia	9
2.6 Requerimientos edafoclimáticos	10
2.6.1 Temperatura	10
2.6.2 Luminosidad	11
2.6.3 Suelo	11
2.6.4 Humedad relativa	11
2.7 Importancia del chile habanero	11
2.8 Producción a nivel mundial	12
2.9 Producción en México	13
2.10 Importancia en la salud	13
2.11 Plásticos en la agricultura	14
2.11.1 Acolchado plástico	14
2.12 Contaminación por agroquímicos	16
2.13 Agricultura orgánica	17
2.13.1 Agricultura orgánica en el mundo	19
2.13.2 Agricultura orgánica en México	20
2.14 Microorganismos benéficos en la agricultura	21
2.15 Biofertilizantes	23
2.15.1 Bacterias como biofertilizantes	24
2.15.1.1 <i>Azospirillum brasilense</i>	24
2.15.1.1.1 Fijación de nitrógeno	25

2.15.1.1.1 Nitrogenasa	26
2.15.1.1.2 Nitrato reductasa	27
2.15.2 Micorrizas como biofertilizantes	29
2.15.2.1 <i>Glomus intraradices</i>	30
2.15.2.1.1 Fijación de fósforo	31
2.15.2.1.1.1 Fosfatasa	32
III. MATERIALES Y METODOS	35
3.1 Localización geográfica del trabajo de investigación	35
3.2 Material genético	35
3.3 Tratamientos	35
3.4 Inoculación	35
3.5 Establecimiento del experimento	36
3.5.1 Producción de plántula	36
3.5.2 Preparación del terreno	36
3.5.3 Acolchado e instalación de riego	36
3.5.4 Trasplante	37
3.6 Manejo agronómico	37
3.6.1 Riego	37
3.6.2 Nutrición	37
3.6.3 Tutorio	37
3.6.4 Manejo de plagas y enfermedades	38
3.6.5 Cosecha	39
3.7 Colecta de datos	39
3.7.1 Muestras	39
3.7.1 Variables evaluadas	39
3.8 Diseño experimental	40
IV. RESULTADOS	41
4.1 Primer muestreo	41
4.2 Segundo muestreo	45
4.3 Tercer muestreo	50
4.4 Muestreo de rendimiento	56
V. DISCUSION	61
VI. CONCLUSIONES	65
VII. REVISION DE LITERATURA	66

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación para la comercialización del fruto de chile habanero.....	8
Cuadro 2. Clasificación de diferentes frutos del género <i>Capsicum</i> de acuerdo con su pungencia.....	9
Cuadro 3. Principales países productores de chiles y pimientos (frescos) – 2011	12
Cuadro 4. Principales países exportadores de chiles y pimientos (frescos) – 2011.....	12
Cuadro 5. Estadísticas de la producción y comercialización del chile habanero, en México en el 2011.....	13
Cuadro 6. Tipos de cubiertas para acolchado: propiedades y aplicaciones.....	16
Cuadro 7. Los diez países con más tierras agrícolas orgánicas en el 2010.....	19
Cuadro 7. Productos para el control de plagas y enfermedades.....	38
Cuadro 9. Variables evaluadas, abreviación utilizada y forma de evaluación.....	40
Cuadro 10. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 30 DDT.....	41
Cuadro 11. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 60 DDT.....	46
Cuadro 12. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 90 DDT.....	51
Cuadro 13. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en las cosechas realizadas en chile habanero.....	56

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Desarrollo de la agricultura orgánica, a nivel mundial, mostrando su crecimiento entre los años 1999 – 2010, en millones de hectáreas.....	20
Figura 2. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura (cm) promedio de plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	42
Figura 3. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm ²) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	42
Figura 4. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso fresco total (g) de plantas de chile, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	43
Figura 5. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) promedio en plantas de chile, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	43
Figura 6. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) promedio en plantas de chile, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	44
Figura 7. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	44
Figura 8. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm ² /g) en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	45
Figura 9. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura (cm) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	46
Figura 10. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm ²) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	47
Figura 11. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso fresco total (g) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	48

Figura 12. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	48
Figura 13. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i> .	49
Figura 14. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco total (g) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i> .	49
Figura 15. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm ² /g) de plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	50
Figura 16. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura de plantas (cm) de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	52
Figura 17. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm ²) chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	52
Figura 18. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso fresco total (g) de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	53
Figura 19. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	53
Figura 20. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	54
Figura 21. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de fruto (g) de plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	54
Figura 22. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco total (g) en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	55
Figura 23. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm ² /g) en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las	

plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	55
Figura 24 Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) de chile habanero obtenido en el primer corte.. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	57
Figura 25. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) de chile habanero obtenido en el segundo corte. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	58
Figura 26. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) de chile habanero obtenido en el tercer corte. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	58
Figura 27. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) de chile habanero obtenido en el cuarto corte. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	59
Figura 28. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento total (kg) de chile habanero. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con <i>Glomus intraradices</i> y <i>Azospirillum brasilense</i>	60

I. INTRODUCCIÓN

La contaminación de las aguas subterráneas por los productos y residuos de agroquímicos es uno de los problemas más importantes en casi todos los países (FAO, 2002). La contaminación por fertilizantes, que se produce cuando éstos se utilizan en mayor cantidad de la que absorben los cultivos, o cuando se eliminan antes de que puedan ser absorbidos, infiltrándose en las aguas subterráneas. Morales (2008) señala que del fertilizante químico, en particular los nitrogenados, que se aplican al suelo, sólo son aprovechados entre 30 o 40%.

Se ha señalado que el uso de insecticidas, herbicidas y fungicidas provocan la contaminación del agua dulce afectando al ser humano y reduciendo la biodiversidad. Aunque también señala que a medida que aumente la preocupación por la contaminación y la pérdida de biodiversidad, el uso futuro de plaguicidas puede crecer más lentamente, y en los países desarrollados, su uso se restringe cada vez más mediante leyes e impuestos. Además, de la creciente demanda de cultivos orgánicos, producidos sin la adición de productos químicos (FAO, 2002).

La agricultura orgánica ha sido definida como un sistema de producción que trata de utilizar al máximo los recursos de la finca, dándole énfasis a la fertilidad del suelo y la actividad biológica y al mismo tiempo, a minimizar el uso de los recursos no renovables y no utilizar fertilizantes y plaguicidas sintéticos para proteger el medio ambiente y la salud humana (FAO, 1999).

La demanda de productos orgánicos ha creado nuevas oportunidades de exportación para el mundo en desarrollo, alcanzando con esto un sobreprecio impresionante, a menudo hasta un 20% superior a los de productos idénticos producidos en granjas no orgánicas. World (2012) coloca a México en el tercer lugar, a nivel mundial, con más productores orgánicos. Además la CNC (2012) cita a IFOAM, la cual señala que México ocupa el sitio 16 del mundo con 530,000 ha orgánicas entre 60 otros países.

La CNC (2012) cita a la SOMEXPRO quien menciona que en México, la producción orgánica creció hasta 30% anual al cierre de 2011. Señalando además que las hectáreas de cultivo orgánico han crecido en una década de 50 a cerca de 530 mil, casi el 3% de la superficie cultivada en el país, además cita al USDA, la cual indica que la producción orgánica mexicana representa alrededor del 10% del PIB agrícola. Según SAGARPA (2009) los principales estados productores de orgánicos en México son Chiapas, Oaxaca y Michoacán, ubicándose las hortalizas en cuarto lugar en importancia de producción.

Szallasi y Blumberg (1999) indican que el chile es uno de los condimentos más consumidos en todo el mundo, bien sea en forma directa o como procesados, siendo según Cázares *et al.* (2005) el chile habanero uno de los de mayor pungencia o picor por su alto contenido de capsaicina. Además últimamente se le han encontrado propiedades curativas que están empezando a ser difundidas a nivel mundial (Dewitt y Bosland, 1996).

La FAO ubicó a México en 2o lugar a nivel mundial, en la producción de chiles y en 3er lugar a nivel mundial en exportaciones de chile, señalando que estos fueron la segunda hortaliza más producida en México (FAO, 2013). De acuerdo con lo señalado por Tun (2001), el chile habanero es de gran importancia económica para los productores de hortalizas a nivel nacional, ubicándose la mayor superficie del cultivo en el sureste y principalmente en los Estados de la península de Yucatán. Además, es una gran fuente de empleo, pues genera de 130 a 160 jornales/ha y beneficia a cerca de 18,000 pequeños productores.

Actualmente se tiene mayor conciencia social sobre la explotación racional de los recursos naturales, al haberse demostrado la importancia de las relaciones entre los organismos, favorecido el desarrollo de tecnologías de producción menos contaminantes y ecológicamente más racionales, como el uso de microorganismos del suelo en la agricultura sustentable. Estos microorganismos benéficos desarrollan sus funciones bajo la influencia de las raíces de las plantas, y al ser utilizados como biofertilizantes (Medina *et al.*, 2009).

Los biofertilizantes se consideran sustancias que contienen microorganismos que al aplicarse a semillas, superficies de plantas o al suelo, colonizan la rizósfera o el interior de la planta y promueven su crecimiento, aumentando la disponibilidad de nutrientes y la sanidad en la planta hospedera (Vessey, 2003). Algunas de las ventajas de los biofertilizantes son: disminuir el uso de fertilizantes químicos, controlar plagas y enfermedades sin fungicidas químicos, consumen poca energía y no contaminan. Además de elevar la fertilidad del suelo, permiten una producción a bajo costo y el control biológico de organismos fitopatógenos (Katan, 1993).

En los últimos años se ha visto un incremento en la utilización de biofertilizantes, que se caracterizan por la presencia microorganismos, ya sean, hongos o bacterias, siendo los más comunes los que pertenecen a los géneros *Rhizobium*, *Azospirillum* y *Glomus* (Caballero, 2009; Alarcón y Ferrera, 2012). Los hongos micorrízicos arbusculares y las bacterias promotoras de crecimiento vegetal, asociadas con las plantas, tienen una función relevante para la nutrición vegetal, al incrementar la calidad del suelo y la producción de los cultivos (Hamel *et al.*, 2004).

Sin embargo, no se han realizado estudios sobre la factibilidad de producción orgánica de chile habanero bajo sistemas de agricultura protegida. La aplicación de esta esquema de agricultura permitiría la producción de esta hortaliza con una mejor calidad, la cual podría alcanzar menores precios en el mercado, y probablemente. Por lo anteriormente expuesto, se planteó la presente investigación, con el siguiente objetivo e hipótesis:

OBJETIVO GENERAL

Determinar la respuesta generalizada en el desarrollo y rendimiento del chile habanero al reducir el uso de fertilizantes químicos, bajo condiciones de campo abierto, utilizando técnicas de agricultura orgánica y acolchado de suelos.

HIPÓTESIS

El uso de biofertilizantes a base de microorganismos benéficos, como la bacteria *Azospirillum brasilense* y el hongo *Glomus intraradices*, inoculados en plantas de chile habanero y combinado con el acolchado de suelos, pueden compensar la reducción de una fertilización química tradicional (NPK) sin afectar significativamente el crecimiento y rendimiento del cultivo.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 Historia del cultivo

Boswell (1937) menciona que desde antes de la llegada de los españoles, el chile ya era cultivado y usado como una planta alimenticia en América; a su vez, Erwin (1929) indica que de acuerdo los primeros exploradores de la América tropical se sabe que el chile fue cultivado extensamente en el nuevo mundo y constituyó un alimento importante en la dieta de los nativos.

El chile fue uno de los primeros cultivos domesticados en Mesoamérica por lo que ahora se ha convertido en un ingrediente casi obligado en la comida mexicana (Barreiro, 1998; Maroto, 1986). Latournerie *et al.* (2002) consideran a México como el país del mundo con la mayor variedad genética de *Capsicum* debido, en gran parte, a la diversidad de climas y suelos, pero también a las prácticas tradicionales de cultivo que efectúan los pequeños productores. Laborde y Pozo (1984), especifican que entre la gran diversidad del género *Capsicum*, el chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) se ha convertido en un símbolo y ejemplo en pungencia, debido a su más alto contenido de capsaicina encontrado en el fruto.

Andrews (1995) habla sobre la historia del chile habanero, explica que proviene de las tierras bajas de la cuenca Amazónica y de ahí se dispersó a Perú durante la época prehispánica. La distribución también se dirigió hacia la cuenca del Orinoco (ubicada en territorios de Colombia y Venezuela), hacia Guyana, Surinam, la Guyana Francesa y las Antillas del Caribe. Este autor sugiere que la introducción prehispánica del chile habanero en el Caribe se debió a migraciones indígenas de agricultores y alfareros procedentes de Sudamérica, quienes viajaron por las Antillas menores hasta llegar a Puerto Rico, La Española (República Dominicana y Haití), Jamaica y Cuba, entre los años 250 D. C. y 1000 D. C.

A la llegada del *Capsicum chinense* a la península de Yucatán antes de la conquista europea es poco probable, pues argumenta la prueba lingüística de que no

existe un término maya para identificar el chile habanero, como los hay para otros chiles de la zona como el xcat-ik, yaax-ik, maax-ik, y otros. De aquí se desprende la creencia más extendida de que tanto el fruto como el nombre provengan de los comerciantes españoles que lo trajeron a la península desde Cuba en épocas recientes (Long, 2004). Por su parte, Tun (2001) menciona que *C. chinense* es la especie cultivada más importante en la región oriental de los Andes en América del Sur, ahí se puede encontrar la mayor diversidad de tipos, formas, colores, sabores y pungencia, aunque el nombre de habanero, hace referencia específica a la península de Yucatán en México y Belice.

2.2 Clasificación taxonómica

Tun (2001) menciona la siguiente clasificación taxonómica para el chile habanero:

Clase	Angiosperma
Subclase	Dicotyledonea
Superorden	Sympetala
Orden	Tubiflorales
Familia	Solanácea
Género	<i>Capsicum</i>
Especie	<i>chinense</i>
Nombre común	Chile habanero

2.3 Características botánicas

2.3.1 Planta

Es de habito de crecimiento determinado y se comporta como una planta semiperenne (Soria *et al.*, 2002). Su altura es variable pero en los cultivares puede oscilar entre 0.75 m y 1.20 m (Tun, 2001). Si todo el proceso de manejo agronómico es llevado de manera correcta, este cultivo puede tener entre tres y cuatro ciclos de cosecha (Ruiz, 2009). La cosecha inicia a los 75 días después del trasplante y tiene una

duración de tres meses (9 a 12 cortes) (Tun, 2001).

2.3.2 Semilla

La semilla presenta un color amarillo paja, superficie áspera, tamaño tipo intermedia y diámetro entre 3.5 a 4 mm. El peso de 1000 semillas varía de 6 a 8 g aproximadamente. Por fruto se puede encontrar entre 20 y 50 semillas, factor relacionado directamente con las condiciones ambientales en que se desarrolla el cultivo. El periodo de germinación es de 8 a 15 días (Trujillo, 2001).

2.3.3 Sistema radicular

La raíz es pivotante y tiene un sistema radicular bien desarrollado, cuyo tamaño depende de la edad de la planta, las características del suelo y las prácticas de manejo que se les proporcionen. Puede alcanzar longitudes mayores a los 2 m (Tun, 2001).

2.3.4 Tallo

El tallo es erecto, grueso, glabro y robusto y generalmente tiene tendencias a formar tres tallos en la primera ramificación, la que ocurre en la décima y duodécima hoja, para después continuar bifurcándose, con un crecimiento semi-indeterminado; después de la primera trifurcación muy raramente las tres primeras ramas alcanzan el mismo desarrollo (Tun, 2001).

2.3.5 Hojas

Las hojas de esa especie son simples, lisas, alternas, y de forma lanceolada, de tamaño variable lo mismo que su color, el cual puede presentar diferentes tonos de verdes dependiendo de la variedad. Puede ser glabras o pubescentes, el grado de pubescencia también depende de la variedad (Tun, 2001). Su longitud es de 11.5 cm y el ancho es de 4.8 cm (Trujillo, 2001).

2.3.6 Flores

La floración se presenta entre los 80 y 100 días después del trasplante. La posición de las flores es intermedia. El color de la corola es blanco y su forma es redonda (Trujillo, 2001). Su tamaño varía entre 1.5 y 2.5 cm de diámetro de la corola, estos órganos se emiten en cada ramificación y se pueden presentar racimos de hasta seis flores, dando lugar de tres frutos. El número de sépalos y pétalos también es variable, de cinco a siete, aun dentro de la misma especie, lo mismo de la longitud del pedúnculo floral (Tun, 2001).

2.3.7 Fruto

Se clasifican como una baya poco carnosa y hueca. Suelen ser de tamaño y forma variable. El color a la maduración pueden ser amarillo, rojo, naranja ó café y su sabor siempre es picante, aunque el grado de pungencia depende la variedad (Tun, 2001). El tamaño que varía de 2 a 6 cm de largo por 2 a 4 cm de ancho, con una constricción en la base (Trujillo, 2001).

2.4 Calidad del fruto

La calidad de los frutos la determina la apariencia del fruto; el tamaño y el peso unitario del mismo son factores importantes, así como la firmeza y el color (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación para la comercialización del fruto de chile habanero.

Categorías de los frutos	Largo (cm)	Ancho (cm)	Peso Unitario (g)
Primeras	5.5	3.5	Mayor de 10
Segundas	4.5	3.0	7.5 - 10
Tercera	4.0	2.0	5.0 - 7.5
Rezago	Menor de 4.0	Menor de 2.0	Menor de 5.0

Fuente: Laborde y Pozo, 1984.

2.5 Pungencia

Laborde y Pozo (1984) indican que el chile habanero se ha convertido en un símbolo y ejemplo en pungencia, a pesar de la gran diversidad del género *Capsicum* debido a su más alto contenido de capsaicina encontrado en el fruto. López (2003) explica que el sabor picante de los frutos de chile del género *Capsicum* se debe a la presencia de un grupo de sustancias de naturaleza alcaloide conocidos como capsaicinoides. Salazar y Silva (2004) detallan que de estos capsaicinoides, la capsaicina es el más abundante en el chile y el principal responsable de la pungencia de éste. Es esta sabor picante, afirman Cázares *et al.* (2005) el que aumenta el consumo del chile.

Santoyo y Martínez (2011) reportan al chile habanero como uno de los más picantes del mundo, con una pungencia desde 300,000 unidades Scoville (SHU) (Cuadro 2), alcanzando niveles de hasta 400,000 SHU, característica generada tanto por factores genéticos como por el medio ambiente. Algunos otros chiles producidos en Asia también alcanzan estos grados de picor o pungencia, sin embargo el chile habanero es el que tiene una gran demanda para la elaboración de salsas y para consumirlo en fresco por un población en constante aumento.

Cuadro 2. Clasificación de diferentes frutos del género *Capsicum* de acuerdo con su pungencia y escala de Unidades Scoville a la que pertenecen.

Clase	Unidades Scoville
Naga Viper	1,300,000–2,000,000
Naga Jolokia	855.000–1.041.427
Habanero Sabinas Rojo	350,000–580,000
Chile habanero	300,000 - 400,000
Chile dátil	100,000–350,000
Rocoto	100,000–200,000
Chile piquín	50,000–100,000
Cayena, chile tabasco	30,000–50,000
Chile serrano	10,000–23,000

Variedad Anaheim (Nuevo México)	5,000-8,000
Chile jalapeño	2,500–5,000
Chile rocotillo	1,500–2,500
Chile poblano	1,000–1,500
Chile anaheim	500–2,500
Pimiento	100–500
Pimiento verde	0

Fuente: <http://www.agromatica.es/scoville/>.

2.6 Requerimientos edafoclimáticos

Baños *et al.* (1992) mencionan que los factores ambientales son los que determinan la mayor o menor floración y como consecuencia la futura producción, Tun (2001) coincide y señala los requerimientos agroclimáticos del cultivo de chile habanero, además señala que el conocimiento de estos permite ubicar al chile habanero geográficamente en los sitios más adecuados para su desarrollo y productividad.

2.6.1 Temperatura

El chile habanero es una hortaliza de clima cálido, muy adaptado a los rangos de temperatura de 10 °C mínima, 35 °C máxima y una temperatura óptima de 30°C (Davis, 1978). Las temperaturas durante el día de 23.9 a 29.4°C con temperaturas nocturnas alrededor de 10 a 15.6°C son ideales para el crecimiento. Aunque tolerante a temperaturas de aproximadamente 38°C, tales condiciones extremas pueden reducir la polinización eficaz, establecimiento del fruto, y el rendimiento. (Smith *et al.*, 1998). Las hortalizas de fruto, de clima cálido como el chile habanero no resisten bajas temperaturas. A temperaturas menores de 10°C, se presentan daños, como caída de flores (Valadez, 1998).

2.6.2 Luminosidad

El chile es muy exigente en cuanto a la calidad de luz, puesto que el chile habanero realiza gran actividad sintética y por consiguiente necesita mayor cantidad de energía luminosa, se dice también que es una planta de fotoperiodo neutro, ya que se reproduce satisfactoriamente en días largos como en días cortos, pero teniendo en cuenta la calidad de la luz (Ruiz *et al.*, 1999).

2.6.3 Suelo

El chile habanero se produce mejor en suelos con buen drenaje y adecuada fertilidad; aunque es poco exigente. Requiere suelos con textura media a fina, con profundidad entre 40 y 50 cm y pH entre 6.0 y 6.5, aunque se adapta bien a suelos calcáreos con pH ligeramente mayor a 7.0 (Tun, 2001). En lo referente a textura del suelo, se ha reportado que se desarrolla en diferentes tipos de suelo, desde ligeros (arenoso) hasta pesados (arcillosos), prefiriendo los limo – arenosos profundos, ricos en materia orgánica, con buena aireación y drenaje (Castaños *et al.*, 1993).

2.6.4 Humedad relativa

La humedad relativa entre 50 y 70 %, especialmente durante la floración y cuajado de frutos, es ideal para un óptimo crecimiento. Durante las primeras fases de desarrollo precisa y tolera una humedad relativa más elevada que en fases posteriores. La humedad relativa mayor puede traer problemas de enfermedades y una menor, con temperaturas altas, pueden provocar excesiva transpiración y conducir a la caída de flores (Baños *et al.*, 1992).

2.7 Importancia del chile habanero

El chile es el componente emblemático de la cocina nacional y un condimento imprescindible en nuestra mesa diaria desde tiempos prehispánicos (Szallasi y Blumberg, 1999). El chile es también uno de los condimentos más consumidos en todo

el mundo, pues se estima que un cuarto de la población mundial consume chile diariamente, bien sea en forma directa o por el consumo de alimentos procesados que lo contienen. Por su parte Ruiz (2009) menciona que el chile habanero también puede emplearse en la elaboración de cosméticos, pomadas, gas lacrimógeno, recubrimiento de sistemas de riego o eléctricos para protección contra roedores y por su alta capacidad anticorrosiva, como componente en pintura para barcos.

2.8 Producción de chile a nivel mundial

México en el año 2011 ocupó el segundo lugar a nivel mundial (FAO, 2013) en la producción de chiles (Cuadro 3). Además, en lo que se refiere a exportaciones de chiles, en ese mismo año México conquistó el 3er lugar a nivel mundial (Cuadro 4).

Cuadro 3. Principales países productores de chiles y pimientos (frescos) en 2011.

Posición	País	Producción (T)
1	China	15545683
2	México	2334460
3	Turquía	1986700
4	Indonesia	1483080
5	Estados Unidos de América	1018490

Fuente: FAO. 2013

Cuadro 4. Principales países exportadores de chiles y pimientos (frescos) en 2011.

Posición	País	Cantidad (T)	Valor Unitario (\$/t)
1	Países Bajos	433868	2542
2	España	446299	1761
3	México	644560	943
4	Canadá	98080	2649
5	Israel	104924	2000

Fuente: FAO. 2013

2.9 Producción de chile en México

Según estadísticas de la FAO (2013) en el 2011, los chiles fueron la segunda hortaliza más producida en México con 2,131,740 ton, solo quedando debajo de los tomates. Para Tun (2001) el chile habanero es de gran importancia económica para los productores de hortalizas a nivel nacional, alcanzando ganancias de alrededor de 90 millones de pesos en el 2011 (Cuadro 5) . Indica que la mayor superficie del cultivo se encuentra en el sureste del país y contribuye en más de 90% del volumen de la producción, siendo los principales estados productores de chile habanero Yucatán, Tabasco, Campeche y Quintana Roo. Además, es una gran fuente de empleo, ya que durante su cultivo genera aproximadamente de 130 a 160 jornaleros/ha y beneficia alrededor de 18,000 pequeños productores.

Cuadro 5. Estadísticas de la producción y comercialización del chile habanero, en México en el 2011.

Cultivo	Superficie sembrada	Superficie Cosechada	Volumen de producción	Valor de producción	Rendimiento	Precio medio rural
	ha	ha	Ton	\$	Ton / ha	\$/ ton
Chile Habanero	644.55	585.34	5,639.77	58,740,982.63	9.635	10,415.49
Chile Habanero en Invernadero	58.18	56.68	1,754.47	39,201,643.3	30.954	22,343.87
Total	702.73	642.02	7,394.24	97,942,625.93	40.589	32,759.36

Fuente: SIAP, 2012.

2.10 Importancia del chile en la salud

Uno de los primeros efecto farmacológico de la capsaicina fue puesto de manifiesto por Kawada *et al.*, (1986) cuando mostraron que ratones de laboratorio alimentados con capsaicina desarrollaban menos grasa corporal que los ratones que no recibían este compuesto en su alimento. A partir de ahí, diversos autores (Matsufuji *et*

al., 1998; Osuna *et al.*, 1998; Howard *et al.*, 2000) manifiestan que el chile es una buena fuente dietética de antioxidantes como flavonoides, compuestos fenólicos, carotenoides, ácido ascórbico, vitamina A, y los propios capsaicinoides

Además diferentes trabajos muestran resultados diversos, por ejemplo Buiatti *et al.* (2006) encontraron que el consumo de capsaicina disminuye el riesgo de desarrollar cáncer estomacal. Asimismo, Yeoh *et al.* (1995) señala que la capsaicina ha mostrado efectos protectores contra el daño inducido por la aspirina en las mucosas gástricas.

Por otra parte, el uso de la capsaicina para el tratamiento de enfermedades neurodegenerativas es también un activo campo de estudio. Algunos experimentos mostraron que la capsaicina redujo marcadamente los movimientos incontrolados (hipercinesis) de ratas tratadas químicamente para simular la enfermedad de Huntington (Lastres *et al.*, 2003)

2.11 Plásticos en la agricultura

La aparición de los plásticos, procedentes de la industria química, ha tenido múltiples aplicaciones en la vida moderna; una de ellas es la agricultura, llamada “Plasticultura” (CENAMAR, 1983). Gómez (2008) señala que el desarrollo de la agricultura protegida se ha visto impulsado por el impacto constante de los cambios climatológicos. Por su parte Robledo y Martín (1988) indican que algunas de las aplicaciones más importantes que tienen los plásticos en la agricultura son acolchado del suelo, micro túneles, invernaderos, mallas, riego por goteo y cubiertas flotantes.

2.11.1 Acolchado plástico

Tarara (2000), quien menciona que el acolchado es una técnica muy extendida en la producción hortícola entre cuyos efectos caben destacar el incremento de la temperatura del suelo así como el aumento de la precocidad y producción. Kasperbauer (2000) coincide al mencionar que las técnicas de plasticultura, responden a la

necesidad de incrementar el rendimiento de los cultivos así como hacer más eficiente el uso de los recursos naturales (agua y suelo) y mejorar la calidad de los productos.

Del mismo modo expone que el acolchado plástico hace más competitiva la producción de hortalizas porque genera mayores rendimientos y oportunidad en el mercado (precocidad), e incrementa la calidad de los frutos y la eficiencia en el control de malezas y en la aplicación de agroquímicos.

Para Díaz *et al.* (2001) la técnica del acolchado puede aplicarse a todo tipo de cultivos: de hortalizas, como son el tomate o la berenjena; en plantaciones industriales, como es el algodón o el tabaco; en frutales, como puede ser el parral; en cultivos ornamentales, como la rosa; y en viveros de todo tipo de plantas para asegurar la germinación de las semillas.

El acolchado plástico impacta directamente en el microclima que rodea a la planta debido a que modifica el balance de radiación absorbida y reflejada por la superficie acolchada, además reduce las pérdidas de la humedad de suelo por evaporación Lament (1993)

La principal característica diferenciadora de los filmes para acolchado es su color (Cuadro 6), pues este determina en gran medida su comportamiento de energía radiante y su influencia en el microclima afectando la temperatura del aire y del suelo. Según el color del filme se obtendrán efectos diferentes en los cultivos. Además, Díaz *et al.* (2001) señalan que el acolchado proporciona numerosas ventajas como las siguientes:

- Mantenimiento de las condiciones térmicas de sistema radicular de la planta.
- Reducción del lavado de elementos fertilizantes del suelo necesarios para el desarrollo vegetativo de las plantas, ayudando a una mayor optimización de los abonos utilizados.
- Protección en la formación de los frutos.
- Protección de los frutos del contacto con el suelo aumentando con ello su calidad comercial.

Cuadro 6. Tipos de cubiertas para acolchado según su color: propiedades y aplicaciones.

Color	Características	Aplicaciones
Transparente	Aumenta temperatura del suelo. Precocidad. Control de agua.	Suelos limpios de malas hierbas. Zonas frías. Para aumentas precocidad. Cultivos de una campaña. Bajos espesores.
Negro y Opaco (gris, marrón, verde)	Impide crecimiento de malas hierbas. Control de agua.	Cultivo de más de una campaña. Suelos con problemas de malas hierbas. Zonas cálidas.
Blanco - negro o aluminizado	Impide crecimiento de malas hierbas. Refleja la luz sobre la planta. Disminuye calor durante el día.	Cultivos herbáceos estacionales y frutales. Terrenos con malas hierbas. Zonas muy cálidas (tropicales).

Fuente. Díaz *et al.* (2001).

2.12 Contaminación ambiental por los agroquímicos sintéticos

Para la FAO (2002) la contaminación de las aguas subterráneas por los productos y residuos agroquímicos es uno de los problemas más importante en casi todos los países desarrollados y, cada vez más, en muchos países en desarrollo.

Este mismo organismo indica que la contaminación por fertilizantes se produce cuando éstos se utilizan en mayor cantidad de la que pueden absorber los cultivos, o cuando se eliminan por acción del agua o del viento antes de que puedan ser absorbidos. Los excesos de nitrógeno y fosfatos pueden infiltrarse en las aguas subterráneas o ser arrastrados a cuerpos de agua. Esta sobrecarga de nutrientes provoca la eutrofización, que es el crecimiento anormal de las bacterias que utilizan esta fuente de nitrógeno, agotando el oxígeno disuelto en el agua de lagos, embalses y

estanques y que da lugar a una explosión de algas que suprimen otras plantas y animales acuáticos.

Los fertilizantes químicos, en particular los nitrogenados, se caracterizan por el bajo índice de aprovechamiento que tiene la planta de ellos. Se estima que del fertilizante químico que se aplica al suelo sólo es aprovechado entre 30 y 40%, el resto se desperdicia ya que se filtra para contaminar los mantos freáticos, se escurre para contaminar ríos y cuerpos de agua o se pierden como gases contaminantes a la atmósfera, contribuyendo a la destrucción de la capa de ozono y al calentamiento de la tierra (Morales, 2008).

Además la FAO (2002) expone que el uso de insecticidas, herbicidas y fungicidas también se aplican intensamente en muchos países, tanto desarrollados como en desarrollo, lo que provoca la contaminación del agua dulce con compuestos carcinógenos y otros venenos que afectan al ser humano y a muchas formas de vida silvestre. Los plaguicidas también reducen la biodiversidad, ya que destruyen hierbas e insectos y con ellos las especies que sirven de alimento a pájaros y otros animales. Además su uso se ha visto incrementado a lo largo de los últimos 35 años, alcanzando tasas de crecimiento del 4 al 5.4% en algunas regiones.

Igualmente señala que a medida que aumente la preocupación por la contaminación y la pérdida de biodiversidad, el uso futuro de plaguicidas puede crecer más lentamente, y en los países desarrollados, su uso se restringe cada vez más mediante leyes e impuestos. Además, su uso será frenado por la creciente demanda de cultivos orgánicos, producidos sin la adición de productos químicos. Es probable que en el futuro aumente el uso de plaguicidas "inteligentes", variedades de cultivos resistentes y métodos ecológicos de control de plagas.

2.13 Agricultura orgánica

Mundaca (2010) expuso que en contraposición a la agricultura convencional, la agricultura orgánica es un sistema global de gestión de la producción, que fomenta y

realza la salud de los agroecosistemas, preservando la biodiversidad, los ciclos biológicos y la actividad biológica del suelo. Se caracteriza por la sostenibilidad a largo plazo ya que toma en cuenta los efectos a mediano y largo plazo de las intervenciones agrícolas en los agroecosistemas, se propone producir alimentos restituyendo los equilibrios ecológicos para proteger la fertilidad del suelo o disminuir los problemas de plagas.

Señala también que este tipo de agricultura reduce las fuentes de contaminación de las aguas al erradicar el uso de fertilizantes y plaguicidas sintéticos y reduce la utilización de energías no renovables al sustituir agroquímicos, en cuya producción se requiere de una gran cantidad de combustibles fósiles. Además de contribuir a mitigar el efecto invernadero y el calentamiento global debido a la implementación de técnicas de producción orientadas a retener el carbono del suelo.

Así mismo, la FAO (1999) señala que lo que distingue a la agricultura orgánica es que está reglamentada en virtud de diferentes leyes y programas de certificación, están prohibidos casi todos los insumos sintéticos y es obligatoria la rotación de cultivos. Una agricultura orgánica debidamente utilizada reduce o elimina la contaminación del agua y permite conservar el agua y el suelo en las granjas. Algunos países desarrollados obligan a los agricultores a aplicar técnicas orgánicas, o los subvencionan para que las utilicen como solución a los problemas de contaminación del agua.

Ese mismo organismo indica que las exportaciones orgánicas se venden a unos sobrepuestos impresionantes. Sin embargo, la rentabilidad final de las granjas orgánicas es variable y se han realizado pocos estudios para evaluar las posibilidades de obtener esos sobrepuestos del mercado a largo plazo. No obstante, cuando las circunstancias son adecuadas, la rentabilidad de la agricultura orgánica en el mercado puede contribuir a la seguridad alimentaria local y a aumentar los ingresos familiares.

2.13.1 Agricultura orgánica en el mundo

La misma FAO (1999) menciona que la demanda de productos orgánicos ha creado nuevas oportunidades de exportación para el mundo en desarrollo. Como ningún país puede satisfacer la demanda de una variedad de alimentos orgánicos producidos dentro de sus fronteras durante todo el año, muchos países en desarrollo han comenzado a exportar con éxito productos orgánicos. Según Organic World (2012), los siguientes fueron los diez países con más tierras agrícolas orgánicas en el 2010 (Cuadro 7).

Cuadro 7. Los diez países con más tierras agrícolas orgánicas en el 2010.

País	Millones de hectáreas
1. Australia (2009)	12.0
2. Argentina	4.18
3. Estados Unidos (2008)	1.95
4. Brasil (2007)	1.77
5. España	1.46
6. China	1.39
7. Italia	1.11
8. Alemania	0.99
9. Uruguay (2006)	0.93
10. Francia	0.85

Fuente: Organic World con datos de FiBL-IFOAM, 2012.

Del mismo modo, menciona el desarrollo de la superficie con agricultura orgánica de 1999 – 2010 (Figura 1).

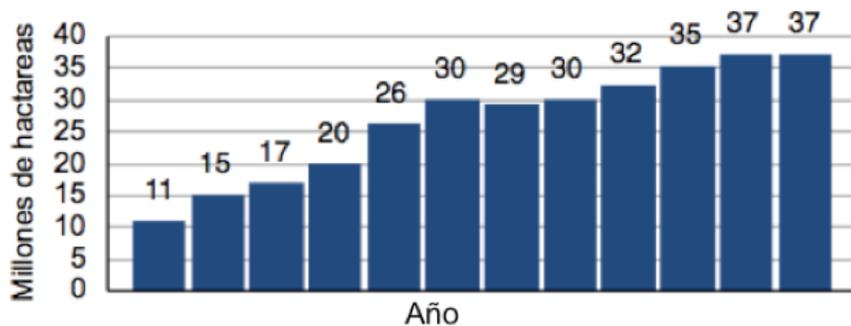


Figura 1. Desarrollo de la agricultura orgánica, a nivel mundial, mostrando su crecimiento entre los años 1999 – 2010, en millones de hectáreas.

Fuente: Organic World con datos de FiBL-IFOAM, (2012).

2.13.2 Agricultura orgánica en México

Respecto al crecimiento que ha tenido la agricultura orgánica en México, la CNC (2012) nuevamente cita a la SOMEXPRO, la cual señala que en el 2008 había 125 mil productores orgánicos y para el 2012 se estimamos los 200 mil, lo que significaría un incremento de 60 % en 3 años; esto revela el interés de los agricultores por transformar sus cultivos. Igualmente la CNC (2012), con información de la USDA, menciona que en el ámbito económico la producción orgánica mexicana representa alrededor de 10 % del Producto Interno Bruto (PIB) agrícola, con cerca de 300 millones de dólares de ganancias anuales.

Por su parte la SAGARPA (2009) informa que los principales estados productores de alimentos orgánicos son Chiapas, Oaxaca, Michoacán, Chihuahua y Guerrero, que concentran 82.8% de la superficie orgánica total. Tan sólo Chiapas y Oaxaca cubren 70% del total. En el país se cultivan más de 45 productos orgánicos, de los cuales el café es el más importante por superficie cultivada, con 66% del total (70,838 ha) y una producción de 47,461 ton; en segundo lugar se ubica el maíz azul y blanco, con 4.5% de la superficie (4,670) y una producción de 7,800 ton, y en tercer lugar está el ajonjolí, con 4% de la superficie (4,124 ha) y una producción de 2,433 ton; a estos cultivos les siguen en importancia las hortalizas con 3 831 ha; el agave, con 3,047 ha las hierbas, con 2,510 ha; el mango con 2,075 ha; la naranja, con 1 849 ha; el frijol, con 1,597 ha; la manzana, con 1,444 ha; la papaya, con 1,171 ha, y el aguacate con 911 ha. También,

aunque en menor superficie, se produce soya, plátano, cacao, vainilla, cacahuate, piña, jamaica, limón, coco, nuez, lichi, garbanzo, maracuyá y durazno. Otros tipos de productos que también se obtienen con prácticas orgánicas son: miel, leche, queso, pan, yogurt, dulces y cosméticos

El Consejo Nacional de Producción Orgánica (CNPO) dio a conocer en el 2012 que dada la importancia que tiene el sector orgánico en México, se expidió el 7 de febrero de 2006 la Ley de Productos Orgánicos (LPO) y el 1 de abril de 2010 el Reglamento de la Ley con el fin de reglamentar los sistemas de producción orgánica e impulsar comercialmente tanto a nivel nacional como internacional los productos orgánicos en México.

2.14 Microorganismos benéficos en la agricultura

Reyes *et al.* (2008) definen al suelo como un hábitat complejo donde un gran número de poblaciones microbianas interactúan con los diversos sustratos, estando muchas de estas poblaciones asociadas a las raíces de las plantas en las zonas rizosféricas. La raíz, además de las funciones básicas de anclaje, absorción y transporte de agua y nutrientes al sistema vascular, pone a la planta en contacto con la rizósfera, es decir, la zona del suelo que rodea a las raíces de las plantas, donde abundan los microorganismos (Balandreau y Knowles, 1978), donde se da un flujo de compuestos orgánicos que sirven a los microorganismos como fuente de carbono (Bowen y Rovira, 1999).

En la rizósfera hay expresión de relaciones simbióticas mutualistas entre microorganismos y plantas, debido a la exudación de nutrimentos orgánicos útiles para el metabolismo microbiano ya que la raíz proporciona un nicho ecológico. Los microorganismos, a la vez, participan en numerosos beneficios, como: influencia en el crecimiento radical, regulación de la actividad metabólica de la raíz e influencia en las propiedades físicas y químicas del suelo, así como de los contaminantes (González, 2005).

Medina *et al.* (2009) describen que en nuestros días, es común encontrar explotaciones agrícolas con diferente nivel de deterioro en su rizósfera y este nivel depende de la intensidad, frecuencia y duración de las aplicaciones de agroquímicos. Este mismo autor afirma que en la agricultura nacional, los estudios sobre nutrición de los cultivos han enfocado a dos grandes vertientes; la primera y la más tradicional, que en los últimos 60 años, se ha dedicado a la evaluación de los fertilizantes químicos y sintéticos, y segunda, a la exploración de la capacidad que tienen algunos microorganismos para mejorar la nutrición de las plantas y combatir algunos patógenos en el suelo.

Así mismo, indica que actualmente se tiene mayor conciencia social sobre la explotación racional de los recursos naturales, al haberse demostrado la importancia de las relaciones entre los organismos. Esta nueva actitud ha favorecido el desarrollo de tecnologías de producción menos contaminantes y ecológicamente más racionales, como el uso de microorganismos del suelo en la agricultura. Estos microorganismos benéficos para la agricultura son muchos y desarrollan sus funciones bajo la influencia de las raíces de las plantas.

Finalmente Medina *et al.* (2009), mencionan que estos microorganismos benéficos utilizados como biofertilizantes, tienen una relación mutualista conocida como simbiosis. Si se forman estructuras especializadas dentro de las células de las plantas (nódulos, vesículas, etc.) se denomina simbiosis obligada o estricta, y cuando el microorganismo sobrevive sin la planta y se asocia en beneficio de ambos, la simbiosis se conoce como asociativa o facultativa.

Además Loredo *et al.* (2007) señalan que además de las fuentes de carbono, los microorganismos obtienen de la rizósfera, agua, condiciones favorables de O₂ y mayor acceso a minerales como molibdeno, fierro, calcio, potasio y magnesio.

Los microorganismos contribuyen con el crecimiento de las plantas y el rendimiento de los cultivos, pero para que éstos sean beneficiados es indispensable que las bacterias u hongos se encuentren vivos. El biofertilizante debe contener varios

millones de bacterias por gramo de soporte sólido o por mililitro, en caso de ser acuoso. Una vez que la semilla germina y las raíces empiezan a desarrollarse, las bacterias se multiplicarán y colonizarán la superficie de las raíces y promoverán el crecimiento de las plantas (Caballero, 2009).

2.15 Biofertilizantes

Vessey (2003) define a los biofertilizantes como sustancias que contienen microorganismos vivos que al aplicarse a las semillas, superficies de las plantas o al suelo, colonizan la rizósfera o el interior de la planta y promueven su crecimiento aumentando la disponibilidad de los nutrientes y la sanidad vegetal en la planta hospedera. Katan (1993) indica que algunas ventajas de los biofertilizantes son disminuir el uso de fertilizantes químicos, controlar plagas y enfermedades sin aplicación de fungicidas químicos, consumen poca energía y no contaminan el medio ambiente. Además de elevar la fertilidad del suelo, permiten una producción a bajo costo, favorecen el antagonismo y control biológico y de organismos fitopatógenos.

En los últimos años se ha visto un incremento en la utilización de biofertilizantes, que se caracterizan por la presencia microorganismos, ya sean hongos o bacterias, que se asocian en forma natural con las raíces de las plantas, y aunque son muchos los microorganismos identificados que se utilizan en este tipo de fertilizantes, los más comunes pertenecen a los géneros *Rhizobium*, *Azospirillum* y *Glomus* (Caballero, 2009; Alarcón y Ferrera, 2012).

Los hongos micorrízicos arbusculares y las bacterias promotoras de crecimiento vegetal, asociadas con las plantas, tienen una función relevante para la nutrición vegetal, al incrementar la calidad del suelo y la producción de los cultivos, y al influir en el flujo del CO₂ a través del depósito de carbono (Hamel *et al.* 2004).

En pruebas experimentales y de campo el efecto de los biofertilizantes ha sido reconocido como una forma de manejo sostenible de los agro ecosistemas (Dobbelaere *et al.* 2003; Lucy *et al.* 2004); sin embargo, el éxito de la utilización de estos

biopreparados reside en el estudio de las cepas compatibles y muchas veces específicas a un cultivo y las condiciones ecológicas del suelo (Reyes *et al.* 2008).

2.15.1 Bacterias como biofertilizantes

Las rizobacterias promotoras del crecimiento de las plantas son bacterias benéficas que se presentan como una alternativa a los fertilizantes químicos y plaguicidas (Kloepper y Beauchamp, 1992).

Estas rizobacterias son capaces de ejercer efectos específicos sobre el crecimiento vegetal como la producción de fitohormonas, disolución y mineralización de los fosfatos, fijación simbiótica del nitrógeno atmosférico y producción de sideróforos y antibióticos, para el control biológico de patógenos (Vessey, 2003).

Estos microorganismos generalmente provienen de un cultivo puro del microorganismo aislado de la raíz de alguna planta de interés y se multiplica en un medio de cultivo específico para luego ser transferido al sustrato, y de esta forma son utilizados en la agricultura (Medina *et al.* 2009).

2.15.1.1 *Azospirillum brasilense*

Actualmente son reconocidas seis especies en el género *Azospirillum*. Las dos primeras en ser descritas fueron *Azospirillum lipoferum* y *Azospirillum brasilense* (Tarrand *et al.* 1978). El género *Azospirillum* spp., pertenece al grupo de las denominadas rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, por lo tanto se les emplea habitualmente como inoculantes (Bashan y Holguin, 1998).

Para Baldani *et al.*, (1997), *Azospirillum* se encuentra dentro de las bacterias asociativas más estudiadas, pues su inoculación en las plantas conlleva a un aumento significativo del sistema radical, induce resistencia a agentes patógenos, provee de elementos como el nitrógeno, inhibe la proliferación de plantas parásitas y produce hormonas que estimulan el crecimiento vegetal, lo que permite un desarrollo más

económico y saludable de los cultivos. Del mismo modo, Bashan *et al.* (2004) coinciden al señalar que *Azospirillum* es uno de los géneros de rizobacterias más estudiados en la actualidad, debido a su capacidad de mejorar significativamente el crecimiento y desarrollo, así como el rendimiento de numerosas especies vegetales de interés agrícola. Se ha utilizado con éxito como biofertilizante en trigo, maíz, sorgo, arroz, cebada, avena, cítricos, y caña de azúcar entre otros.

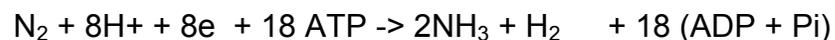
Reis *et al.* (2000) indican que la inoculación de plantas con *Azospirillum* puede provocar cambios significativos en varios parámetros de crecimiento, los cuales pueden afectar o no el rendimiento del cultivo. En gran número de artículos científicos se describen los efectos que provoca la inoculación con diferentes cepas de *Azospirillum*, medido en el aumento de peso seco total, contenido de nitrógeno de hojas, granos y brotes, floración y aparición temprana de la espiga, número de espigas y granos en estas, peso y tamaño del grano, altura de la planta y tamaño de la hoja, índice de área foliar y tasa de germinación (Velazco *et al.* 1999; Pandey *et al.* 1998; Woodard y Bly, 2000).

Además, se han observado efectos marcados sobre el sistema radical, que incluyen incrementos en el número de raíces por planta, en el número y la longitud de las raíces laterales, las cuales incrementan el volumen radical (Bhattari y Hess, 1997) y aumento en el peso seco de la raíz, número, densidad y aparición temprana de los pelos radicales (Woodard y Bly, 2000).

2.15.1.1.1 Fijación de nitrógeno

Bashan y Levanony (1990), señalan que las cepas silvestres de *Azospirillum* son capaces de fijar nitrógeno atmosférico eficientemente, además de participar en varias transformaciones en el ciclo del nitrógeno. Además, indica que seguido de la inoculación, se observa un incremento en el contenido total de nitrógeno en retoños y granos de plantas inoculadas. Por estas razones, la fijación de nitrógeno atmosférico fue propuesta como el primer mecanismo que podía explicar el incremento en el desarrollo de las plantas por *Azospirillum*.

No hay duda de que el nitrógeno es un elemento necesario en la composición de proteínas, ácidos nucleicos y otros componentes celulares, siendo así una molécula esencial para el crecimiento de todos los organismos. El nitrógeno molecular que existe en la atmósfera es difícilmente asimilable por los vegetales debido a que el triple enlace ($N\equiv N$) que une los átomos que forman la molécula es difícil de romper; la única forma de aprovechar el nitrógeno atmosférico es mediante el proceso metabólico conocido como Fijación Biológica de Nitrógeno (FBN), el cual asegura la disponibilidad de nitrógeno en los ecosistemas naturales. El proceso es llevado a cabo por ciertos microorganismos, que incluyen algas, bacterias y actinomicetes (Baca *et al.* 2000; Zuberer, 1998). La fijación del nitrógeno es un proceso de reducción que convierte el nitrógeno molecular en amoníaco, según la siguiente ecuación:



2.15.1.1.1.1 Nitrogenasa

Sarig *et al.* (1984) mediante una observación común, propuso, que un incremento en la actividad nitrogenasa de raíces inoculadas constituyó una evidencia de que este mecanismo podía contribuir al balance de nitrógeno de las plantas, pues se ha reflejado que la actividad de esta enzima, es de magnitud suficiente para explicar este incremento si todo el nitrógeno fijado es incorporado a la planta.

Todos los microorganismos que convierten el nitrógeno gaseoso en amoníaco (NH_3) lo hacen gracias a la actividad del complejo enzimático llamado nitrogenasa. La nitrogenasa está compuesta por dos proteínas:

- (I) La proteína dinitrogenasa, llamada proteína Mo-Fe.
- (II) La proteína dinitrogenasa reductasa, llamada proteína Fe.

La enzima requiere de otras dos proteínas, la ferredoxina y flavodoxina. Los electrones para la reducción llegan al complejo por medio de las ferredoxina y flavodoxina, que los transfiere al componente II, que queda reducido. El componente II

reducido se une a dos moléculas de ATP, y cambia su conformación, lo que le permite unirse al componente I. Entonces se produce la transferencia de electrones desde el componente II al componente I, con hidrólisis de ATP, lo que a su vez provoca la separación del componente II respecto del I. Una vez reducido el componente I, éste transfiere los electrones al nitrógeno, hasta convertirlo en dos moléculas de amoníaco. El amoníaco entra entonces en las rutas biosintéticas para convertirlo en nitrógeno orgánico, incorporable a las macromoléculas (Taiz y Zeiger, 2006; Hernández, 1998; Coyne, 2000). La ecuación general para la fijación catalizada por la nitrogenasa es:



Sin embargo, Bashan *et al.* (1989a) observaron que plantas que incrementaron el rendimiento con la inoculación, mostraban una baja o ninguna actividad nitrogenasa y que de todo el nitrógeno fijado por la bacteria, menos del 5 % era incorporado en el interior de la planta hospedera y estas cantidades incorporadas eran insuficientes para explicar el incremento total en el contenido de nitrógeno observado. A esto se adicionó el hecho de que altos niveles de fertilización nitrogenada, los cuales inhiben la fijación de nitrógeno, no eliminaban la respuesta de la planta a la inoculación.

Barbieri (1986), llevó a cabo un experimento usando mutantes Nif-, (incapaces de fijar nitrógeno) pero que, por otra parte, son isogénicos con respecto a las cepas parentales. Este experimento, fue la vía fundamental para distinguir la contribución a través de la fijación de nitrógeno de otros efectos de la inoculación bacteriana. La inoculación de cereales con este tipo de mutantes causó los mismos efectos que las cepas parentales, lo que demostró que en la respuesta de la planta intervinieron otros factores además de la fijación de nitrógeno.

2.15.1.1.1.2 Nitrato reductasa

Parra y Cuevas (2001) exponen que la actividad de la nitrato reductasa de *Azospirillum* ha sido otro de los mecanismos propuestos como una alternativa de la fijación de nitrógeno atmosférico que mantiene la asimilación de nitrato por la planta

hospedera. Estos autores citan a Ferreira *et al.* (1987), quienes indican que mediante experimentos de dilución de nitrógeno con mutantes negativos nitrato reductasa de *Azospirillum brasilense* y la cepa silvestre, la actividad de la nitrato reductasa de esta última favoreció la toma de nitrógeno en plantas de trigo.

Para Bashan y Levanony (1990), estos resultados constituyen una evidencia de que el efecto de algunas cepas de *Azospirillum* sobre su planta hospedera no es solamente vía fijación de nitrógeno sino que puede ser debido a un incremento en la asimilación de nitrato. La cepa parental ayuda a la reducción de nitrato en las raíces y así disminuye su translocación hacia las hojas, mientras que la inoculación con la cepa mutante causa una translocación directa y una reducción de nitrato en el follaje de la planta. Esta teoría puede explicar parcialmente el incremento en la acumulación de nitrógeno en retoños, debido a que la habilidad natural para fijar nitrógeno atmosférico puede también contribuir al nitrógeno de la planta unido a la actividad de la nitrato reductasa.

La planta asimila la mayor parte del nitrógeno absorbido por sus raíces en compuestos orgánicos nitrogenados. El primer paso de este proceso es la reducción del nitrato a nitrito en el citoplasma (Li y Oaks, 1993). Esta reducción del nitrato a nitrito, y después a amonio, es mediada por dos enzimas: la nitrato reductasa (NR), que involucra la reducción de dos electrones de nitrato a nitrito, y la nitrito reductasa (NiR) que transforma el nitrito a amonio en una reducción de seis electrones (Marschner, 1998).

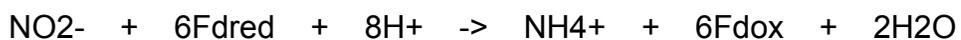
En plantas superiores la nitrato reductasa es un complejo enzimático que contiene dos subunidades idénticas, existe como un dímero. En microorganismos pueden también presentarse tetrámeros, lo que explica las diferencias en los pesos moleculares de las nitrato reductasas entre cerca de 200 kDa y cerca de 500 kDa. Cada subunidad puede funcionar separadamente en la reducción del nitrato, y contiene tres grupos prostéticos, la flavín adenin-dinucleótido (FAD), el citocromo 557 (Cyt_c) y el cofactor de molibdeno (MoCo) (Marschner, 1998).

La enzima nitrato reductasa cataliza esta reacción:



La nitrito reductasa es un polipéptido monomérico de cerca de 60-63 kDa que contiene un grupo prostético sirohemo. En contraste a la nitrato reductasa que está localizada en el citoplasma, la nitrito reductasa está localizada en los cloroplastos en las hojas y en los proplastidios en raíces y otros tejidos no fotosintéticos. En hojas verdes, el donador de electrones es la ferredoxina reducida, generada en la luz por el fotosistema I. En la oscuridad y particularmente en las raíces y otros tejidos no fotosintéticos una proteína similar a la ferredoxina puede hacer esta función y la energía para la producción de equivalentes reductores es proporcionada por la glicólisis (Marschner,1998).

El nitrito (NO_2^-) formado es altamente reactivo, siendo un ión potencialmente tóxico, las células vegetales lo transportan inmediatamente después de ser generado por la reducción del nitrato desde el citoplasma a los cloroplastos en las hojas, y a los plástidos en las raíces (Taiz y Zeiger, 2006). En estas organelas la enzima nitrito reductasa reduce el nitrito a amonio, siendo la reacción que cataliza:



Donde Fd indica ferredoxina reducida (red) y oxidada (ox).

2.15.2 Micorrizas como biofertilizantes

Las micorrizas son microorganismos del suelo que forman asociaciones simbióticas, que se establecen entre ciertos hongos del suelo y las raíces de una planta. Se conocen seis tipos de asociaciones simbióticas que forman micorrizas en las plantas terrestres, pero de entre estas, destacan por su omnipresencia las endomicorrizas o hongos micorrizas arbusculares (HMA), aparentemente las más comunes en la naturaleza, ya que ocurren en la mayoría de los suelos y 90% de las familias de plantas de la tierra (Sylvia, 2005; Aguilera *et al.*, 2007).

Los hongos micorrizógenos se utilizan como biofertilizantes, es decir, insumos biológicos que favorecen el desarrollo de cultivos y plantaciones sin los problemas de contaminación que ocasionan los insumos químicos (Guerrero *et al.*, 1996).

Whipps (2001) explica que las plantas que entran en simbiosis captan los nutrientes por medio de interacciones con HMA. De este modo, los HMA, facilitan la captación de fósforo e influyen en la absorción de otros iones minerales (N, K, Ca, Mg, Fe, Mn) que la planta puede aprovechar, promoviendo un mayor crecimiento de las plantas, además brindan una mayor tolerancia al déficit hídrico y juegan un papel muy importante en la protección contra patógenos de las raíces.

Ante este efecto la planta dirige una buena parte de sus fotosintatos hacia el sistema radical, de modo que los hongos puedan captar compuestos de carbono y obtener carbohidratos, para satisfacer sus requerimientos nutricionales y facilitar el mutualismo de la simbiosis entre ambos componentes (Smith y Read, 1997).

Guerrero *et al.* (1996) explican que la importancia de la simbiosis en el desarrollo de las plantas se entiende al tener en cuenta que la raíz es el puente entre la planta y el suelo y que, a su vez, el micelio del hongo micorrizógeno es el puente entre la raíz y el suelo. En consecuencia, la micorriza, como órgano de absorción y translocación de agua y nutrientes, es una de las más sobresalientes adaptaciones de la raíz para desenvolverse adecuadamente en el ambiente edáfico.

El hongo por su parte, forma arbusculos que son las estructuras donde se realiza el intercambio de carbono y fósforo entre el hongo y la planta. Algunos hongos micorrízicos forman vesículas en el micelio interno, las cuales son estructuras de reserva del hongo (Cuenca *et al.*, 2007).

2.15.2.1 *Glomus intraradices*

Tisserant *et al.* (2012) describen al hongo *G. intraradices* como una micorriza generalizada (Glomeromycota) encontrado en diferentes ecosistemas en todo el

mundo, incluyendo lugares templados y tropicales. En simbiosis, este hongo es altamente eficaz en la toma, movilización y la transferencia de nutrientes minerales de los suelos para las plantas, además que coloniza muchas especies de plantas, incluyendo muchas de las especies de importancia agrícola. Por estas razones, *G. intraradices* es uno de los HMA más estudiados.

Schenck *et al.* (1984) reportaron *Glomus* asociado a papaya, tomate, apio, algunos cítricos, maní, maíz, frijol, fresa, zanahoria, papa, avena y trigo. Además Blaszkowski (2003) señala que esta micorriza ha sido encontrada en varias muestras de suelo y de raíces, alrededor del mundo. Por lo que se considera que tiene una distribución mundial. Aguirre y Kohashi (2002) llevaron a cabo un estudio de infección radical con el hongo *Glomus intraradices*, encontrando que la biofertilización del frijol con micorriza indujo mayor contenido de fósforo en el tejido vegetal en comparación con el testigo.

2.15.2.1.1 Fijación de fósforo

El fosforo es uno de los nutrimentos que más se ha estudiado en relación con su absorción por micorrizas arbusculares (Zhu *et al.*, 2003), debido a que las plantas lo requieren en relativamente grandes cantidades, que se encuentra en concentraciones muy bajas en la solución del suelo y que además tiene una muy baja movilidad en muchos de sus estados naturales (Smith *et al.*, 2003). Por esto ese considerado como el segundo nutriente mas limitante en los cultivos vegetales después del nitrógeno (Arcand y Schneider 2006).

Richardson *et al.* (2009) mencionan que la disponibilidad de fósforo en la rizósfera esta significativamente influenciada por los cambios en el pH y los exudados radicales. Además, (Rausch y Baucher 2002; Jia *et al.*, 2004), diversos autores manifiestan que la mayoría de las plantas aumentan la absorción de fósforo al establecer asociaciones micorrizicas.

Le Tacon (1985), describe el transporte del fosfato, desde la solución del suelo hacia la planta e indica que se presenta en tres fases:

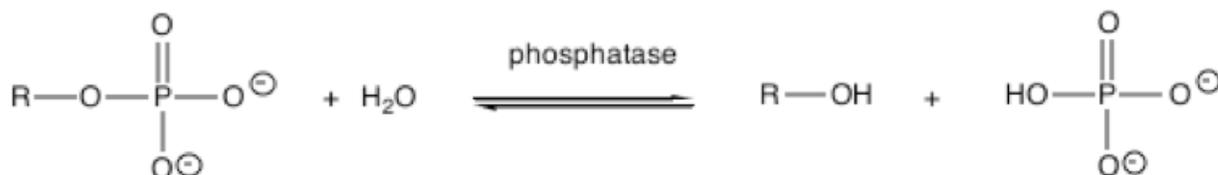
1. El fosfato es captado por las hifas externas de la planta, unas 1000 veces más rápido, que por la difusión mediante de la solución del suelo,
2. Posteriormente, el fosfato es trasladado a través de las hifas intrarradicales.
3. Finalmente, se da la transferencia al citoplasma o es acumulado en las vacuolas, en forma de gránulos de polifosfato, el cual es impulsado a través del lumen de las hifas, por corrientes citoplasmáticas hacia los arbusculos, en donde el polifosfato es degradado y el ion fósforo es transferido a la célula hospedadora.

Subramanian y Charest (2002) señalan que las micorrizas facilitan la absorción de los elementos menos solubles y móviles como: fósforo, amonio, potasio, cobre, fierro y zinc. Para la formación de los gránulos de polifosfatos, intervienen las polifosfatoquinasas específicas situadas en las hifas externas, mientras que en la degradación de dichos gránulos intervienen las fosfatasas alcalinas.

2.15.2.1.1.1 Fosfatasa

La materia orgánica, presente en la rizosfera, puede llegar a ser una importante fuente de fósforo disponible, esto enfatiza el papel de la flora microbiana en la producción de diferentes enzimas, llamadas fosfatasa las cuales están involucradas en la mineralización del fósforo (Turner y Haygarth 2005, El-Tarabily *et al.* 2008).

La reacción enzimática de este grupo de enzimas, lleva a cabo exudados de raíz que catalizan la hidrólisis de los ésteres y anhídridos del ácido fosfórico (Tabatabai, 1982). La fórmula general de la reacción catalizada por la fosfatasa ácida y alcalina es:



Estas enzimas además están involucradas en la degradación de compuestos orgánicos de P a ortofosfato y así hacerlo disponible tanto para las plantas como para los microorganismos.

En suelos húmicos, gran parte del fosfato presente en la cercanía de las raíces de las plantas se encuentra en forma de fitatos los cuales son insolubles pero pueden ser inducidos a formar soluciones mediante las fosfatasas de las raíces o de las hifas fúngicas (Smith y Read, 1997).

Luan (2003) menciona que las fosfatasas con actividades óptimas a pH por debajo de 7.0, son llamadas fosfatasas ácidas. Por otro lado, existen fosfatasas con actividades óptimas a pH alcalinos (7.5 – 11.0), denominadas por lo tanto fosfatasas alcalinas. En el ciclo del fósforo (en suelo), la hidrólisis de los grupos fosfatos gracias a las fosfatasas, tanto ácidas como alcalinas, es un proceso importante para las plantas.

El mismo autor señala que las fosfatasas ácidas son producidas por las raíces de las plantas, para así poder disponer del fósforo presente en el suelo; también son producidas por células animales y por microorganismos. Por otro lado, las fosfatasas alcalinas sólo se han encontrado en células animales y en microorganismos.

Cruz *et al.* (1998) indica que para cereales como trigo y triticale desarrollados en suelos ácidos, el incremento en actividad de la enzima fosfatasa ácida de la raíz se ha asociado con una mayor eficiencia en absorción y uso de fosforo. Se ha reportado que la diferencia de actividad fosfatasa acida está influenciada por la madurez fisiológica de la planta, ya que ésta disminuye con la edad y también es menor con el aumento en suministro, tanto de fósforo orgánico, como inorgánico. Por ello, cuando las plantas se someten a deficiencia de fósforo, la actividad de la fosfatasa acida radical, como mecanismo de respuesta al estrés.

Clark y Zeto (2000) y Marschner (1998) mencionan que, en términos de contenido de nutrientes en las hojas, la inoculación con HMA causa el incremento en P, K, Ca, Mg, S, Mn, S, Mn, Zn, Cu y Mo, cuando es comparado con plantas no inoculadas.

Resultados similares se han reportado para un número de especies, y este efecto ha sido atribuido a una mayor área efectiva de la raíz y mejor penetración del sustrato proporcionado por el HMA, y a la activación y excreción de enzimas por las raíces y/o hifas colonizadoras.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 Localización geográfica del trabajo de investigación.

El presente trabajo de investigación se realizó en una parcela de aproximadamente 300 m², en el área de campos experimentales del Centro de Investigación en Química Aplicada (CIQA), localizado al noreste de la ciudad de Saltillo, Coahuila, y cuyas coordenadas geográficas son las siguientes: 25°27'37" latitud norte, 100°58'6" longitud oeste, del meridiano de Greenwich.

3.2 Material genético

Se utilizaron semillas de chile habanero (*Capsicum chinense*) var. Orange, de la empresa Westar, con un 99% de pureza y 85% de germinación.

3.3 Tratamientos

Los tratamientos evaluados en esta investigación fueron los siguientes:

T1 = Testigo con fertilización completa (250-100-300), con acolchado

T2 = Testigo con fertilización completa (250-100-300), sin acolchado

T3 = Tratamiento con fertilización al 50% (125-50-150), con acolchado, inoculado *Azospirillum brasilense* (Ab) y *Glomus intraradices* (Gi)

T4 = Tratamiento con fertilización al 50% (125-50-150), sin acolchado, inoculado con Ab y Gi

T5 = Tratamiento con fertilización al 25% (62.5-25-75), con acolchado, inoculado con Ab y Gi

T6 = Tratamiento con fertilización al 25% (62.5-25-75), sin acolchado, inoculado con Ab y Gi

3.4 Inoculación

Para la inoculación con *Azospirillum* se utilizó el biofertilizante de nombre comercial Biospiril L. Se inoculó la semilla antes de la siembra a razón de 0.5 – 1 L, en

el volumen de semilla necesario para sembrar una ha. Después del trasplante, se hicieron 3 inoculaciones a los 5, 10 y 15 días después del trasplante (DDT), aplicando en drench a razón de 2 L/ha en volumen suficiente de agua para cobertura total de la superficie. Para la inoculación de *Glomus* fue utilizado el producto orgánico Micorrizas, con el que se inoculó la semilla y se aplicó igualmente mediante el drench a los 5, 10 y 15 días, aplicando a razón de 700 g/ha.

3.5 Establecimiento del experimento

3.5.1 Producción de plántula

El día 30 de marzo del 2012 se llevó a cabo la siembra de la semilla de chile habanero, siendo inoculadas las semillas con *Azospirillum brasilense* y *Glomus intraradices* y después fueron colocadas en charolas de poliestireno de 200 cavidades, usando como sustrato una mezcla de Peat-Moss y perlita. Las charolas fueron colocadas dentro de una malla sombra, y se realizaron riego frecuentemente, de manera manual. Además se aplicaron algunos productos orgánicos en la etapa de almácigo para evitar problemas fitosanitarios.

3.5.2 Preparación del terreno

Las labores de barbecho, rastreo y surcado para la preparación de las camas, fueron llevadas a cabo con maquinaria agrícola, para después acomodar las camas de manera manual. El lote experimental consto de 6 camas de 30 m de largo por 0.6 m de ancho. Con una separación entre camas de 1.50 m.

3.5.3 Acolchado e instalación de riego

El sistema de riego fue instalado usando 3 tanques de 1000 L para realizar las soluciones para la fertilización, y conectado a las camas por medio de cintillas. La cintilla utilizada tenía goteros a 30 cm de distancia y con un gasto de 1 L por hora, solo

se colocó una cintilla por cama. El acolchado plástico fue una película coextruida de blanco-negro de 1.20 m de ancho y 0.03 mm de espesor.

3.5.4 Trasplante

El trasplante de las plántulas fue realizado el 17 de mayo del 2012. Se colocó una planta por orificio, en un sistema de siembra a tresbolillo, con una distancia de 40 cm entre planta, obteniéndose una densidad de siembra de 128 plantas por cama.

3.6 Manejo agronómico

3.6.1 Riego

El riego se realizó según las necesidades hídricas del terreno, que eran medidas con el tensiómetro Irrometer, aplicando el riego cuando el tensiómetro marcaba alrededor de 30-60 centibares. Tanto la duración del riego, así como su frecuencia, fue variable, pues dependía de las condiciones climatológicas que se presentaban en la región.

3.6.2 Nutrición

Para la nutrición de las plantas, se satisficieron los siguientes requerimientos nutritivos de fertilización: 250 kilogramos de Nitrógeno, 100 kilogramos de Fósforo, 300 kilogramos de Potasio, 200 kilogramos de Calcio y 100 kilogramos de Magnesio, para el tratamiento con fertilización al 100%, para los demás tratamientos, se redujeron los requerimientos nutritivos en dosis de 50 y 25 %. Esto fue a lo largo de todo el ciclo de producción. La fertilización se realizó cada tercer día.

3.6.3 Tutoreo

El tutoreo se llevó a cabo usando rafia de polietileno, y estacas de madera. Se colocaron 6 estacas de madera a lo largo de los surcos, la rafia fue pasada alrededor

de las estacas, y por un lado de las plantas, de modo que las plantas de chile habanero fueran sostenidas por la rafia, y así evitar que el peso pudiera romper las ramas.

3.6.4 Manejo de plagas y enfermedades

Para el control de plagas y enfermedades, fueron utilizados una serie de productos orgánicos, de la empresa GreenCorp Biorganiks de México, S.A. de C.V. (Cuadro 8). Las aplicaciones se realizaron a lo largo del ciclo del cultivo de manera preventiva, pues se aplicaban los productos cada tercer día, utilizando una mochila de aspersión.

A pesar de la aplicación de dichos productos, durante el desarrollo del experimento, hubo incidencia de insectos como mosca blanca (*Bemisia tabaci*), paratrioza (*Paratrioza cockerelli*), araña roja (*Tetranychus urticae*), gusano soldado (*Spodoptera exigua*) y gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), por lo que a veces las aplicaciones eran más frecuentes. Además, respecto a enfermedades, se tuvo ligera incidencia del hongo *Alternaria solani*, el cual, del mismo modo, se controló con productos orgánicos. El monitoreo era realizado cada tercer día, haciendo revisiones a las plantas en las primeras horas de la mañana, además, se colocaron tablas pintadas de color azul y amarillo, con un pegamento en la superficie, para que sirvieran como trampas.

Cuadro 8. Productos para el control de plagas y enfermedades.

Producto	Actividad Biológica
Abamixxin	Insecticida acaricida de amplio espectro
Akabrown	Acaricida orgánico
Ebioluzion Plus	Insecticida de amplio espectro
Bio Crack Plus	Repelente de insectos-plaga
Aceite de Neem	Repelente de insectos-plaga
Fractal	Desinfectante orgánico de amplio espectro

Producto	Actividad Biológica
Bacillus subtilis	Para control de fungosis y bacteriosis
Biobacter O	Inductor de resistencia antibacterial

3.6.5 Cosecha

Las labores de cosecha de frutos se realizaron una vez a la semana, después de 90 días de iniciado el experimento, y fueron realizadas de manera manual. Se cosecharon los frutos que bajo un criterio de cambio de color, de verde a naranja en el 80% del fruto, ya habían alcanzado una la madurez fisiológica.

3.7 Colecta de datos

3.7.1 Muestreos

Para determinar las variables de crecimiento de las plantas (Cuadro 9), se realizaron 3 muestreos a los 30, 60 y 90 días después del trasplante. Se cosecharon dos plantas de cada repetición, de los distintos tratamientos e inmediatamente se evaluaron en el laboratorio.

Posteriormente, para obtener el rendimiento se realizaron 4 cosechas a los 90 DDT, con un intervalo de 15 días. Los frutos se pesaron al terminar de cosechar cada tratamiento.

3.7.1 Variables evaluadas

Se tomaron diversas variables para que al final fueran analizadas estadísticamente. Estas estuvieron enfocadas a medir el crecimiento de los distintos tratamientos, así como la producción que se obtuvo.

Cuadro 9. Variables evaluadas, abreviación utilizada y forma de evaluación.

Variable evaluada	Abreviatura	Forma de evaluación
Altura de planta	ALT	Se utilizó una cinta métrica para determinar la altura total de las plantas.
Área foliar	AF	Se utilizó el medidor de área foliar, modelo LI-3100 Área Meter (LI-COR, Inc. Lincoln, Nebraska, E.U.A)
Peso fresco total	PFTOT	Se pesaron las plantas en una báscula, inmediatamente después de cosecharlas.
Peso seco de hoja	PSH	Se colocaron las hojas en bolsas y se llevaron a una estufa de secado, para después ser pesadas en una báscula.
Peso seco del tallo	PST	Se colocaron los tallos en unas bolsas y se llevaron a una estufa de secado, para después ser pesadas en una báscula.
Peso seco de fruto	PSF	Se pesaron los frutos obtenidos durante el muestreo.
Peso seco total	PSTOT	Se sumaron los pesos secos de las distintas partes vegetativas de la planta.
Área Foliar Especifica	AFS	Se obtiene de la división del área foliar entre el peso seco de hojas.
Rendimiento	CORTE “#”	Los frutos cosechados, por tratamiento, se pesaron en una balanza.
Rendimiento total	RTOT	Se sumaron los rendimientos de diferentes fechas de corte.

3.8 Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó para el experimento fue el de factorial, con 6 tratamientos y 4 repeticiones. El factor A fue el acolchado plástico del suelo mientras que el factor B lo fue la dosis de fertilización combinada con la inoculación de los microorganismos benéficos. El análisis estadístico fue realizado en el programa SAS y los promedios fueron comparados mediante la prueba de Tukey con $P < 0.05$.

IV. RESULTADOS

4.1 Primer muestreo

La dosis de fertilización tuvo un efecto significativo en todas las variables estudiadas durante el primer muestreo (Cuadro 10). En general al disminuir la dosis de fertilización se detectó una reducción en el crecimiento de las plantas. En el caso del Área foliar, la reducción fue de 55% en plantas no acolchadas, mientras que en las plantas acolchadas esta fue de 41%.

Cuadro 10. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 30 DDT.

FERT	ACOL	ALT (cm)	AF (cm ²)	PFTOT (g)	PSH (g)	PST (g)	PSTOT (g)	AFS (cm ² /g)
25	SIN	11.313 c	155.910 de	11.205 c	1.22 c	0.55 c	1.768 c	127.79508 b
	CON	13.25 bc	492.350 bc	30.695 b	2.863 b	1.16 b	4.022 d	171.96996 a
50	SIN	11.625 c	216.390 ed	11.865 c	1.268 c	0.543 c	1.81 c	170.65457 a
	CON	15.188 ab	556.930 b	29.333 b	3.058 b	1.338 b	4.39 b	182.1223 a
100	SIN	12.5 bc	342.950 cd	17.713 c	1.97 c	0.66 c	2.628 c	174.08629 a
	CON	16.25 a	839.980 a	46.51 a	4.753 a	1.9 a	6.653 a	176.72628 a
	FERT	0.0173	<.001	<.001	<.001	0.0002	<.001	<.001
	ACOL	<.0001	<.001	<.001	<.001	<.001	<.001	<.001
	INT	0.3236	0.048	0.014	0.01	0.003	0.005	0.0002

FERT=Fertilización química; ACOL=Acolchado; ALT=Altura; AF=Área foliar, PFTOT=Peso fresco total; PSH=Peso seco hoja; PST=Peso seco tallo; PSTOT=Peso seco total; AFS=Área foliar específica

El acolchado tuvo un efecto significativo en el crecimiento de las plantas, resultando aquellas con cubierta plástica con un mayor crecimiento en comparación con las plantas no acolchadas (Cuadro 10).

La interacción entre ambos factores, dosis de fertilización y acolchado de suelo, fue significativa en la mayoría de las variables evaluadas, con excepción de la Altura de planta (Cuadro 10). En plantas no acolchadas, el Área foliar disminuyó al disminuir la dosis de fertilización, esta disminución también se presentó en las plantas con acolchado, exceptuando Altura de planta (Figura 2), esta disminución fue más marcada cuando la dosis se redujo de 100% a 50% (Figura 3).

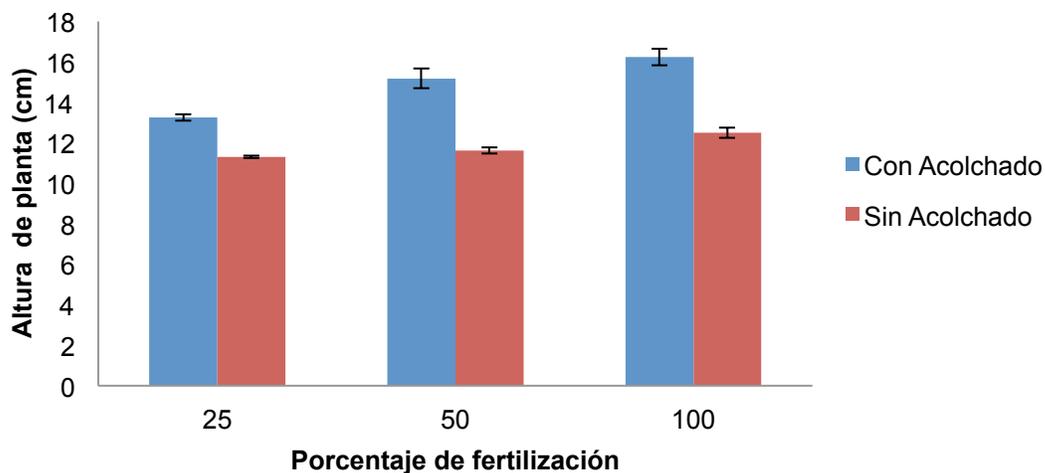


Figura 2. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura (cm) promedio de plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

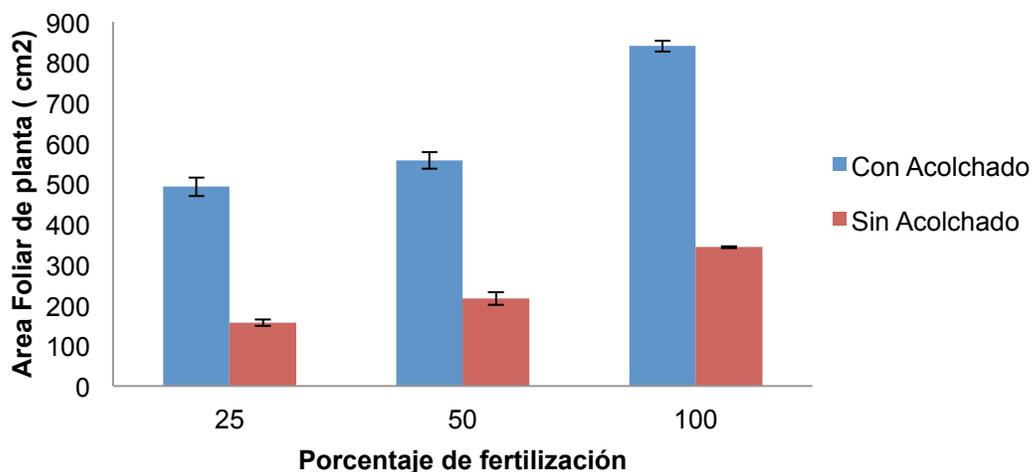


Figura 3. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm²) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

Otros parámetros de crecimiento como fresco total (Figura 4), Peso seco de hoja (Figura 5), Peso seco de tallo (Figura 6) y Peso seco total (Figura 7), el cual tuvo una diferencia mostraron en una respuesta similar al del Área foliar. La diferencia, en Peso seco total, entre el tratamiento mayor y menor, fue de 26.8%.

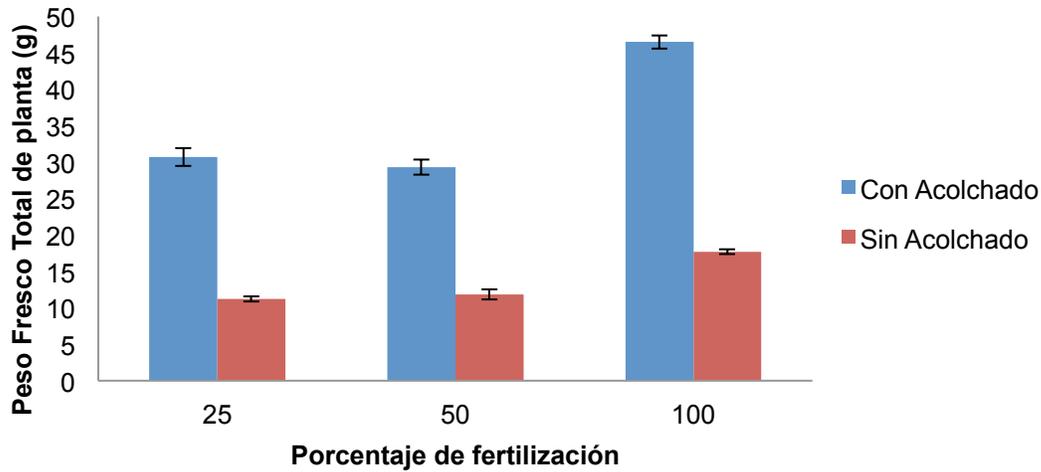


Figura 4. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso fresco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

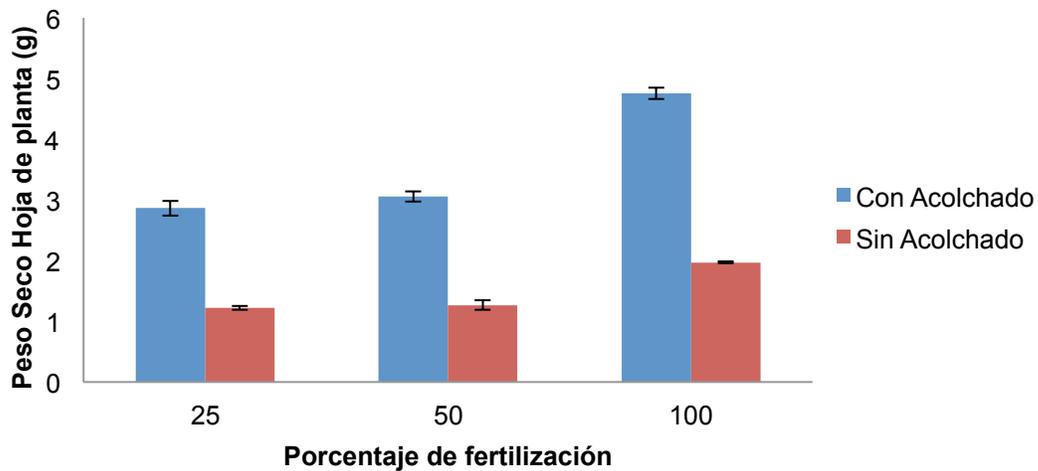


Figura 5. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

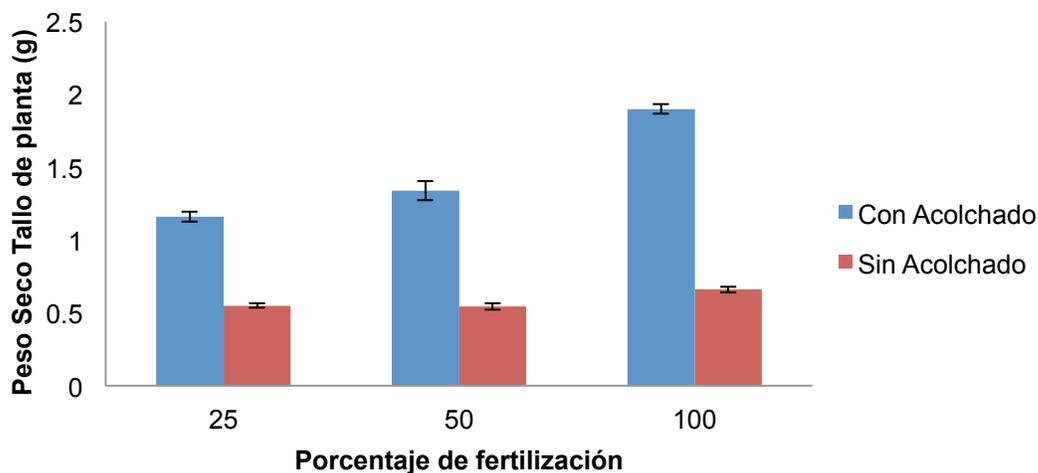


Figura 6. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

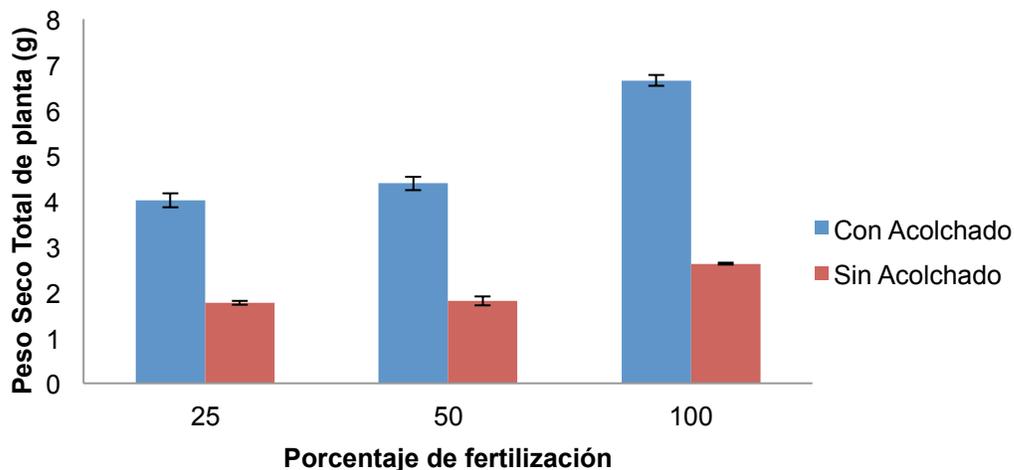


Figura 7. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

El área foliar específica fue mayor en los tratamientos con acolchado, en los cuales esta se incremento ligeramente al 50%, superando el 100%, pero se redujo al 25%. En tratamientos sin acolchado, se redujo ligeramente conforme se redujo la fertilización. (Figura 8).

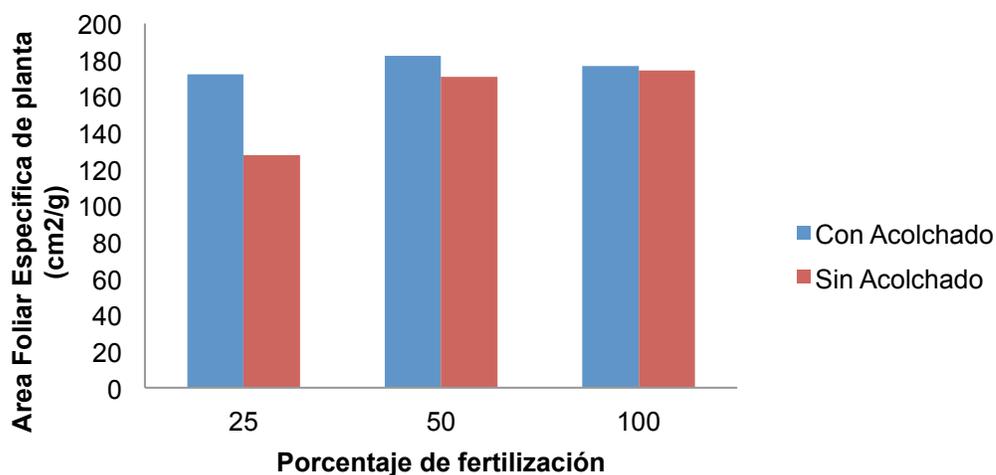


Figura 8. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm^2/g) promedio en plantas de chile habanero, en el primer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

La prueba de medias arrojó que con el tratamiento al 100% de fertilización con acolchado, las plantas mostraron mayor crecimiento, al contrario, al 25% de fertilización sin acolchado, tuvieron menor crecimiento (Cuadro 10).

4.2 Segundo muestreo

Para el segundo muestro, la dosis de fertilización solo tuvo un efecto significativo en la Altura de planta (Cuadro 11), dado que, conforme se reducía la fertilización, se daba un incremento en el crecimiento de las plantas. En el resto de las variables no hubo diferencia significativa por efecto de la fertilización.

Cuadro 11. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 60 DDT

FERT	ACOL	ALT (cm)	AF (cm ²)	PFTOT (g)	PSH (g)	PST (g)	PSTOT (g)	AFS (cm ² /g)
25	SIN	69.50 ab	8604.69 ab	434.40 bc	27.20 bc	15.3 bc	42.500 bc	316.3489 a
	CON	77.50 a	12828.69 a	698.13 a	43.73 a	24.6 a	68.325 a	293.3949 a
50	SIN	60.25 b	6423.98 b	335.35 c	21.03 c	11.8 c	32.800 c	305.5398 a
	CON	68.75 ab	10297.76 a	565.65 ab	35.40 ab	19.9 ab	55.325 ab	290.8970 a
100	SIN	59.50 b	7823.18 b	470.73 bc	29.48 bc	16.6 bc	46.025 bc	265.4173 a
	CON	65.75 ab	8513.25 ab	521.15 abc	32.65 abc	18.3 abc	50.975 abc	260.7427 a
	FERT	0.019	0.056	0.089	0.089	0.09	0.089	0.057
	ACOL	0.021	0.004	0.0004	0.0004	0.0004	0.0004	0.693
	INT	0.9484	0.224	0.096	0.097	0.096	0.096	0.906

FERT= Fertilización química; ACOL=Acolchado; ALT=Altura; AF=Área foliar, PFTOT=Peso fresco total; PSH=Peso seco hoja; PST=Peso seco tallo; PSTOT=Peso seco total; AFS=Área foliar específica

Sin embargo, el acolchado plástico tuvo un efecto significativo en todas las variables estudiadas, pues en general, las plantas con acolchado tenían un mayor crecimiento que aquellas sin acolchado (Cuadro 11).

Respecto a la interacción entre los factores, no existió efecto significativo (Cuadro 11). En Altura de planta (Figura 9), tanto las plantas con acolchado como sin acolchar mostraron mayor crecimiento conforme se redujo la fertilización.

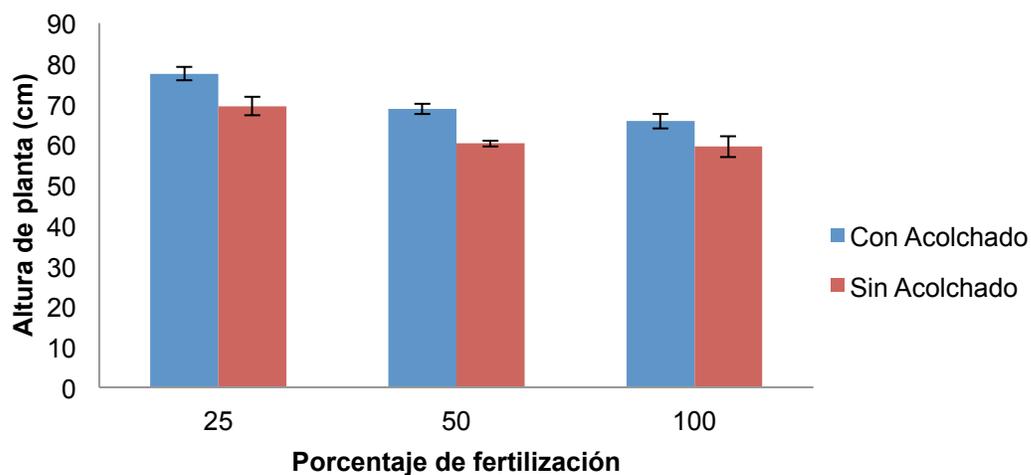


Figura 9. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura (cm) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

El Área foliar en plantas acolchadas, se incrementó conforme se redujo la fertilización, en el caso de las no acolchadas y fertilizadas con el 50% de la dosis recomendada, se redujo el crecimiento, y se incremento al 25%, sobrepasando incluso a aquellas plantas con el 100% de la fertilización (Figura 10).

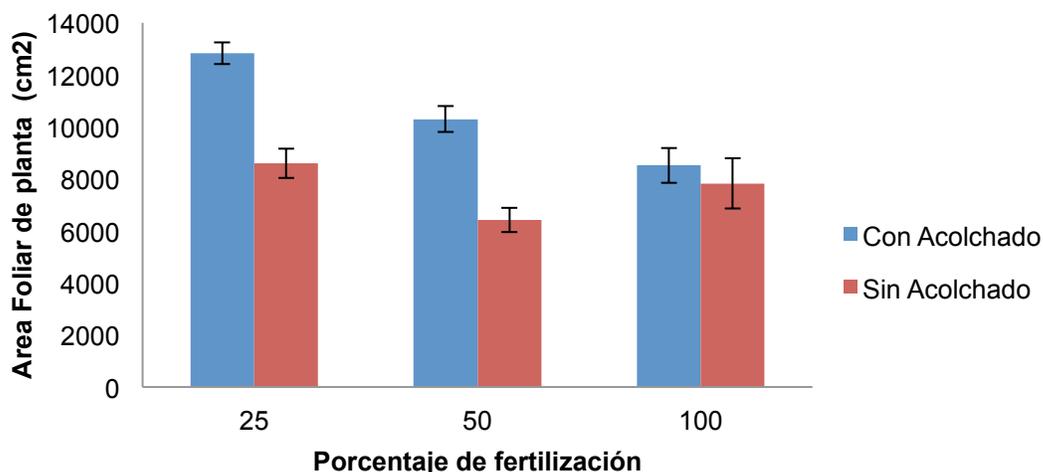


Figura 10. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm²) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

Las plantas con acolchado, en donde se redujo la fertilización, tuvieron un incremento en los parámetros de crecimiento. Caso contrario a las plantas sin acolchado, que mostraron una reducción de crecimiento al 50% de fertilización, y un ligero incremento al 25% de fertilización, sin embargo, este crecimiento no logro sobrepasar el crecimiento de las plantas al 100% (Figura 11, 12, 13 y 14). Respecto al Peso seco total de los tratamientos evaluados, en ese muestreo la diferencia, entre el mayor y menor, fue de 10.8%.

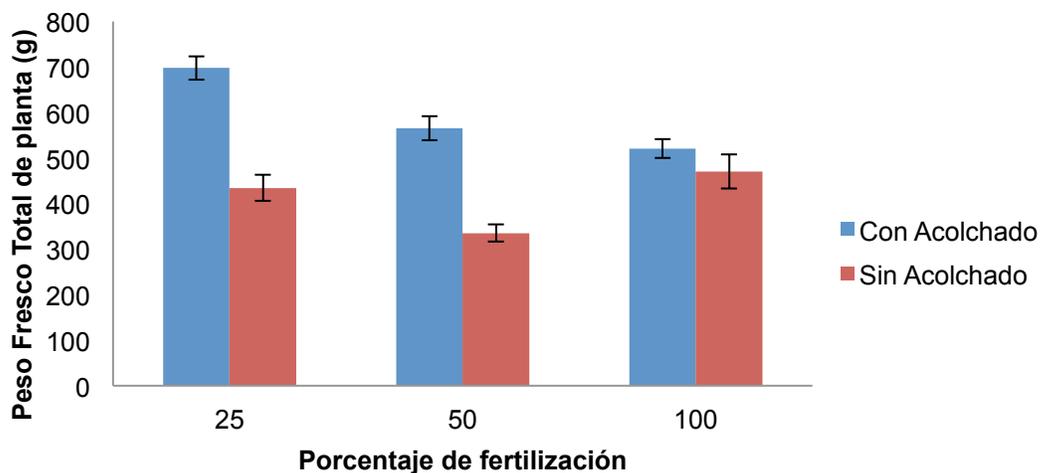


Figura 11. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso fresco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

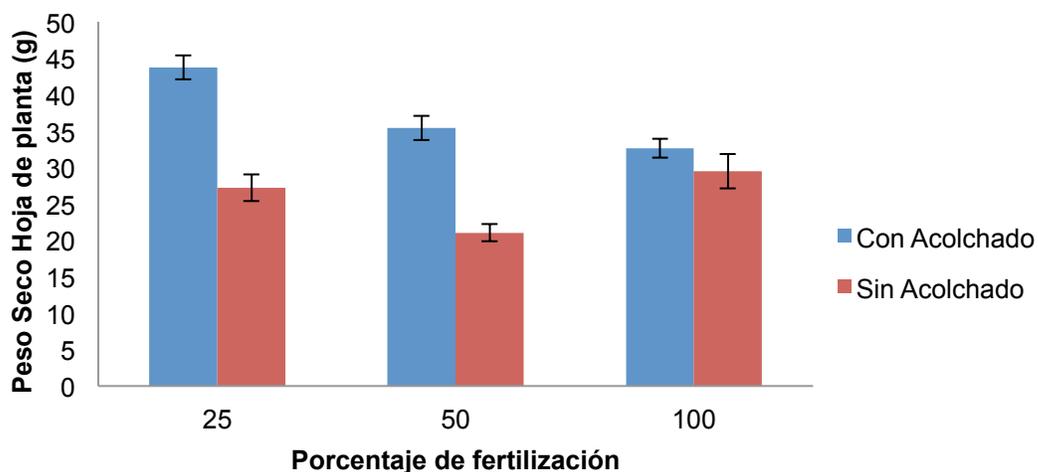


Figura 12. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

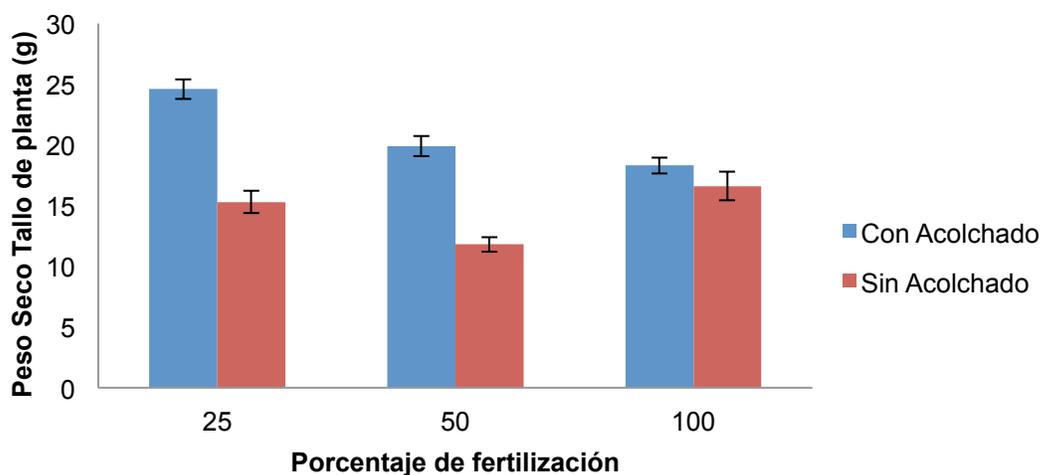


Figura 13. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

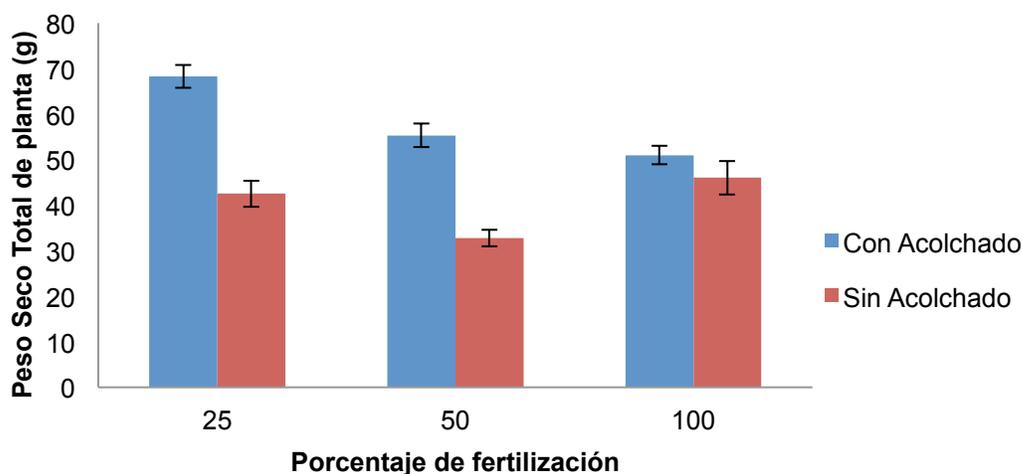


Figura 14. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En la variable de área foliar específica, la dosis de fertilización no tuvo un efecto significativo (Cuadro 11). En las plantas con acolchado y sin acolchado conforme se redujo la fertilización se incremento el Área foliar específica, siendo mayor en los tratamientos sin acolchado. (Figura 15).

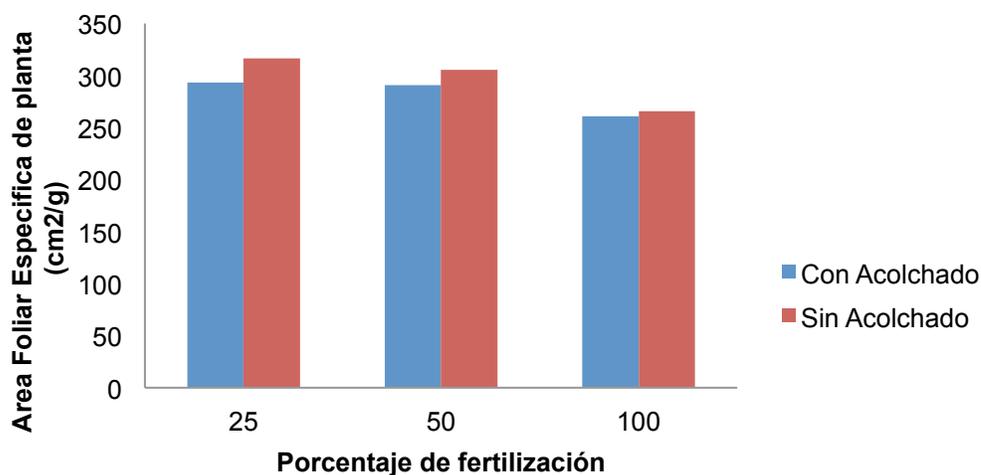


Figura 15. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm^2/g) promedio en plantas de chile habanero, en el segundo muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En la relación a la prueba de medias, el tratamiento al 25% de fertilización con acolchado, tuvo mejores resultados en cuanto a las variables que fueron estudiadas. El tratamiento que tuvo los resultados más bajos, fue el que consistía en 25% de fertilización sin acolchado (Cuadro 11).

4.3 Tercer muestreo

La dosis de fertilización en el tercer muestreo mostró significancia solo en el Peso seco de hoja (Cuadro 12). En las variables muestreadas, al disminuir la dosis de fertilización al 50%, se detectó una reducción en el crecimiento de las plantas, y un incremento en el crecimiento al reducirla al 25%.

Cuadro 12. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en caracteres morfológicos de chile habanero a los 90 DDT.

FERT	ACOL	ALT (cm)	AF (cm ²)	PFTOT (g)	PSH (g)	PST (g)	PSF (g)	PSTOT (g)	AFS (cm ² /g)
25	SIN	77.25 c	8578.335 a	877.350 b	39.125 b	52.850 b	42.800 ab	134.775 b	219.255 ab
	CON	90.75 a	13036.120 a	1364.250 ab	53.050 ab	81.125 ab	101.250 a	235.425 ab	245.733 a
50	SIN	78.25 ab	9679.440 a	863.425 b	40.725 b	51.900 b	35.300 b	127.925 b	237.678 a
	CON	87.00 ab	10810.598 a	1084.000 ab	50.950 ab	78.150 ab	43.250 ab	172.350 ab	212.181 ab
100	SIN	79.75 ab	10870.713 a	1040.850 ab	49.675 ab	61.050 b	46.450 ab	157.175 ab	218.837 ab
	CON	93.00 a	13958.770 a	1505.600 a	65.900 a	99.250 a	93.300 ab	258.450 a	211.817 ab
	FERT	0.233	0.241	0.085	0.034	0.1	0.058	0.083	0.192
	ACOL	<.0001	0.013	0.001	0.003	<.0001	0.004	0.0008	0.587
	INT	0.469	0.441	0.507	0.813	0.722	0.199	0.415	0.065

FERT=Fertilización química; ACOL=Acolchado; ALT=Altura; AF=Área foliar, PFTOT=Peso fresco total; PSH=Peso seco hoja; PST=Peso seco tallo; PSF=Peso seco de fruto; PSTOT=Peso seco total; AFS=Área foliar específica

El acolchado plástico mostro un efecto significativo sobre el crecimiento de las plantas. A excepción del área foliar específica, las plantas con acolchado plástico mostraron tener un crecimiento superior a aquellas que sin acolchado (Cuadro 12).

La interacción entre los factores no mostró significancia en las variables evaluadas (Cuadro 12). En general, las plantas con acolchado redujeron su crecimiento al reducir la fertilización al 50%, pero tuvieron un ligero incremento en el desarrollo al reducir la misma al 25%, pero sin lograr superar el 100% de fertilización (Figura 16, 17, 18, 19, 20, 21), a excepción del Peso seco de fruto (Figura 22). Comportamiento similar a los primeros, tuvieron las plantas sin acolchado, en variables como Peso fresco total (Figura 18), Peso seco de tallo (Figura 20), Peso seco de fruto (Figura 21) y Peso seco total (Figura 22). En contraste, Altura de planta (Figura 16), Área foliar (Figura 17) y Peso seco de hoja (Figura 19), mostraron una ligera reducción del crecimiento al 50% y al 25% de fertilización. En este tercer muestreo, la diferencia, en Peso seco total entre el tratamiento mayor y menor, fue de 10.2%.

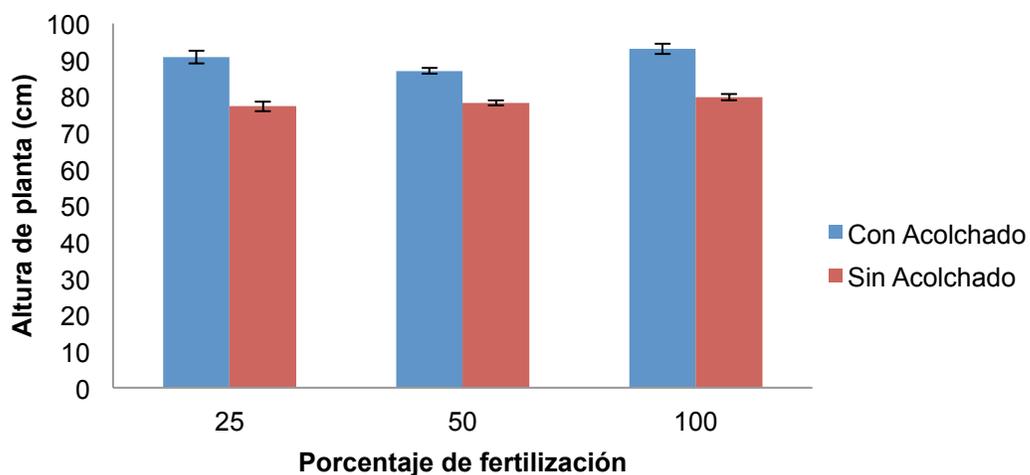


Figura 16. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en la Altura (cm) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

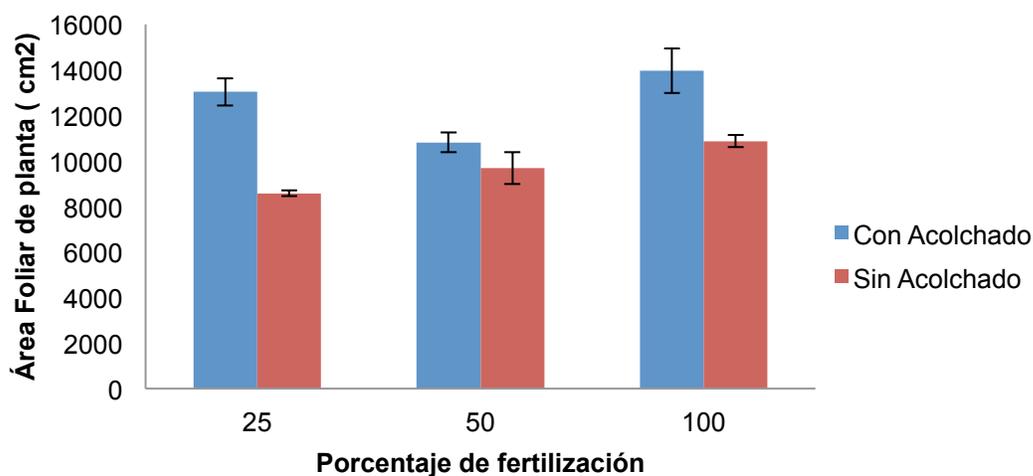


Figura 17. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar (cm²) promedio en plantas chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

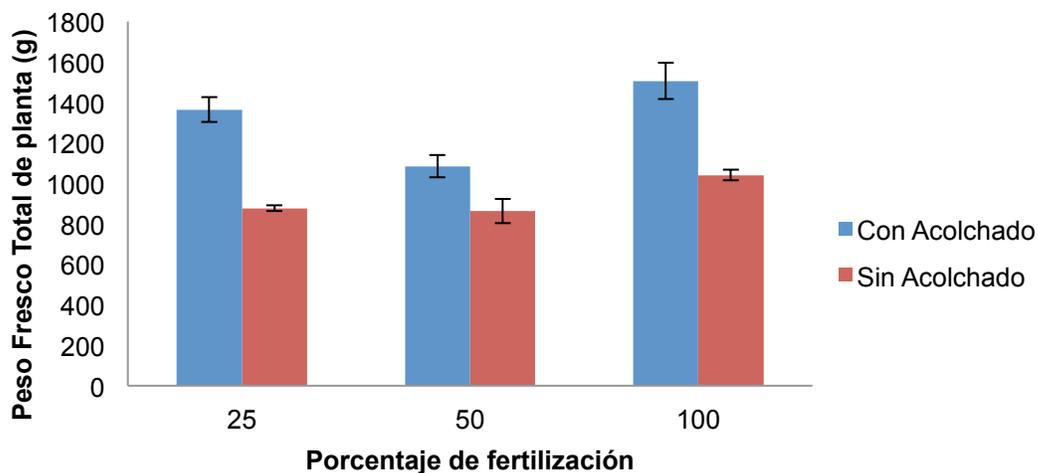


Figura 18. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en Peso fresco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

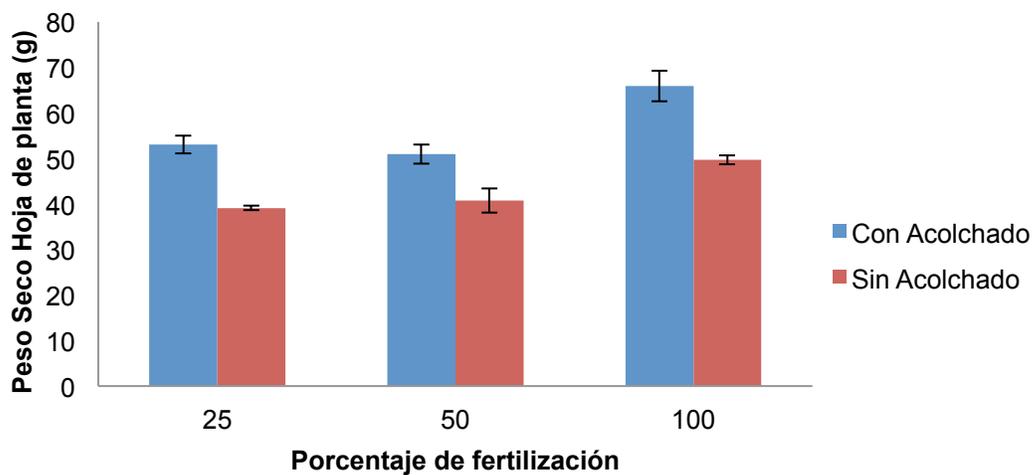


Figura 19. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de hoja (g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

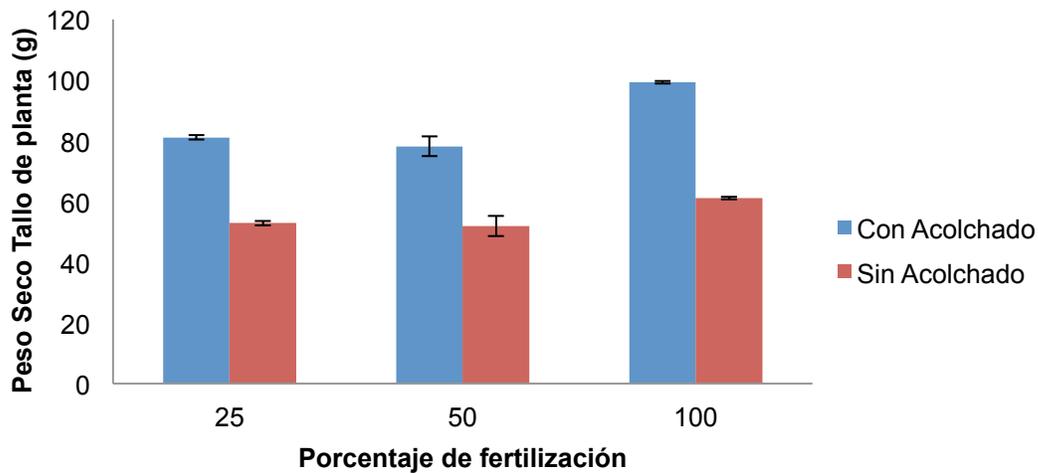


Figura 20. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de tallo (g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

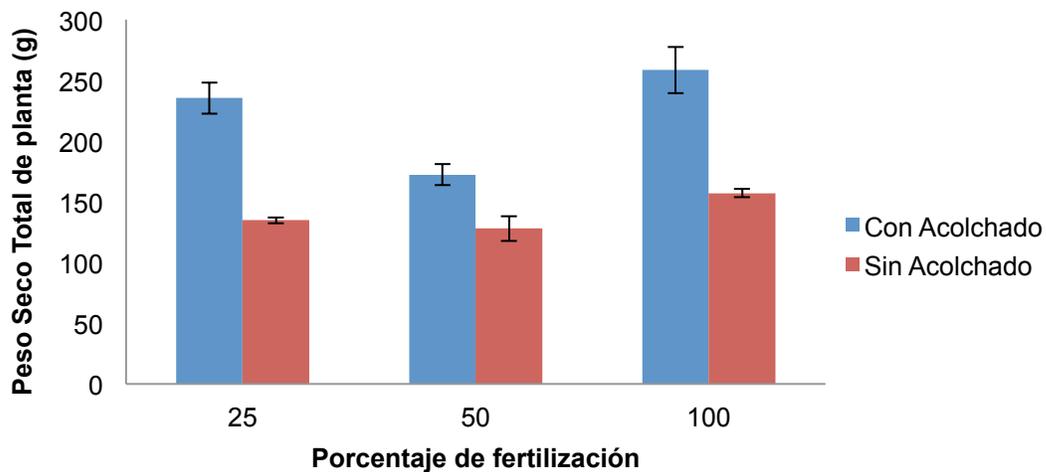


Figura 21. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en Peso seco total (g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

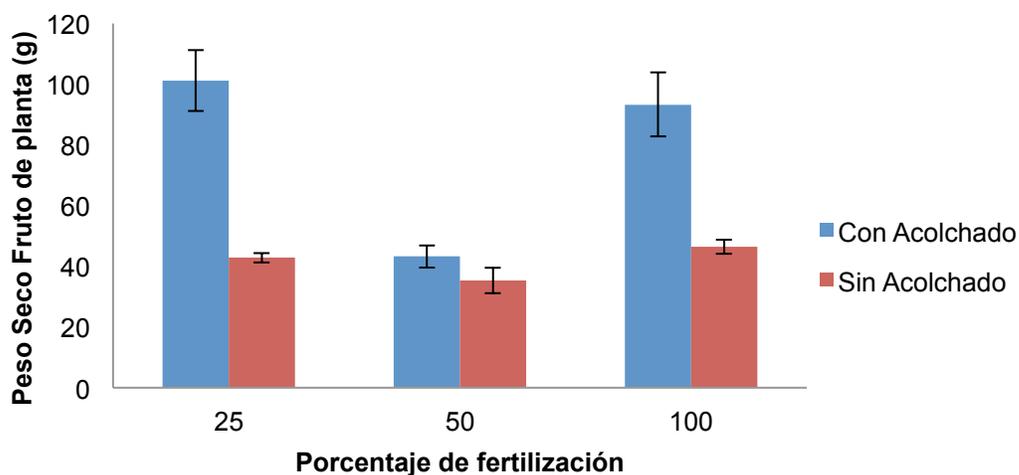


Figura 22. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Peso seco de fruto (g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En la variable área foliar específica, no hubo efecto significativo de la fertilización, en el acolchado y tampoco en la interacción entre ambos (Cuadro 11). El área foliar específica en plantas con acolchado se incremento conforme se redujo la fertilización, existiendo un incremento notable al 25%. En plantas sin acolchado, el Área foliar específica se incremento al 50% de la fertilización y se redujo al 25% (Figura 23).

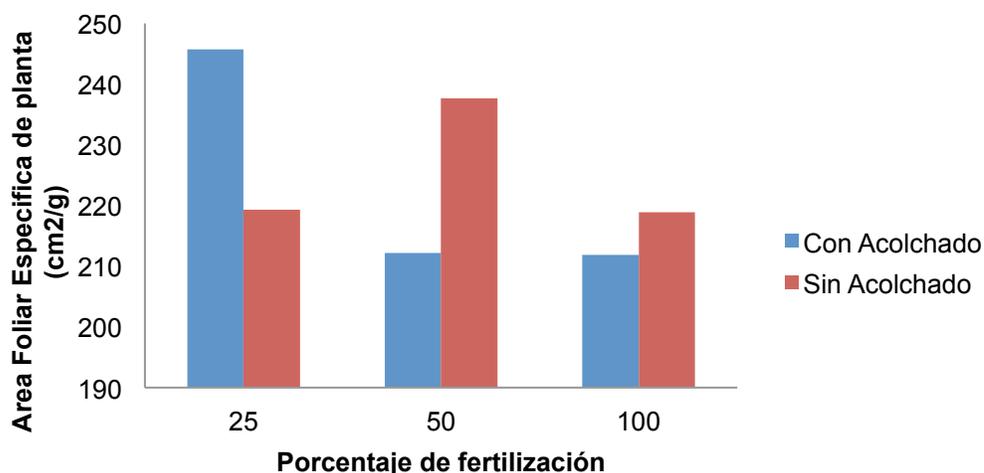


Figura 23. Efecto de la fertilización y acolchado plástico en el Área foliar específica (cm²/g) promedio en plantas de chile habanero, en el tercer muestreo. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En este muestreo, la prueba de medias mostró que el mejor tratamiento fue el 100% de fertilización en plantas con acolchado, y el tratamiento con los resultados más bajos fue el cuándo se fertilizo con el 25% de la dosis en plantas sin acolchado.

4.4 Rendimiento de fruto

La dosis de fertilización no tuvo resultados significativos en las cuatro cosechas que se efectuaron para evaluar el rendimiento (Cuadro 13). Sin embargo, el acolchado plástico si mostró efecto significativo tanto en las cosechas realizadas como en el Rendimiento total (Cuadro 13).

Cuadro 13. Prueba de comparación de medias de Tukey con $P < 0.05$ en las cosechas realizadas en chile habanero

FERT	ACOL	CORTE1 (kg)	CORTE2 (kg)	CORTE3 (kg)	CORTE4 (kg)	RTOT (kg)
25	SIN	0.628 b	2.392 c	6.225 dc	5.863 ab	15.108 b
	CON	2.058 a	3.592 ab	6.92 dc	5.938 ab	18.508 ab
50	SIN	0.653 b	4.325 a	9.775 ab	2.325 b	17.078 ab
	CON	1.665 a	2.592 bc	8.65 bc	7.138 a	20.045 ab
100	SIN	0.748 b	3.927 a	8.388 bc	2.53 b	15.593 b
	CON	1.775 a	2.412 c	10.85 a	5.963 ab	21 a
	FERT	0.621	0.2	0.2	0.238	0.286
	ACOL	<.001	0.004	0.004	0.002	<.001
	INT	0.451	<.001	<.001	0.067	0.538

FERT=Fertilización química; ACOL=Acolchado; CORTE1=Primera cosecha; CORTE2=Segunda cosecha; CORTE3=Tercera cosecha; CORTE4=Cuarta cosecha; ROT=Rendimiento total.

En la primer (Figura 24) y en la cuarta (Figura 27) cosecha, las plantas con acolchado, mostraron rendimientos altamente superior a las plantas sin acolchado. En la segundo y tercera cosecha, las plantas sin acolchado fueron superiores en rendimiento, aunque solo en la segunda cosecha (Figura 25), se observa una diferencia significativa en plantas al 50% y 100% de dosis de fertilización. En el Rendimiento total las plantas con acolchado tuvieron mejor rendimiento que las plantas sin acolchado (Figura 28).

La interacción entre los factores acolchado y fertilización mostró que en la primera corte, no hubo un resultado significativo (Cuadro 13). En esta cosecha, en las plantas con acolchado, se notó una ligera reducción en el rendimiento cuando se redujo a 50% la fertilización y un incremento cuando esta bajo hasta 25%, superando incluso la dosis recomendada, y para las plantas sin acolchado, se contabilizó una ligera reducción en el rendimiento conforme se redujo la dosis de fertilización (Figura 24).

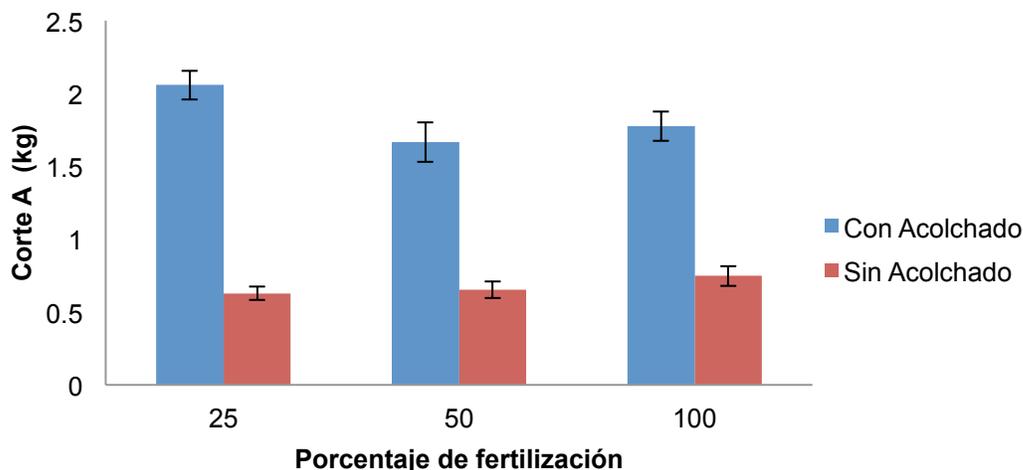


Figura 24 Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) promedio de chile habanero obtenido en el primer corte. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

La segunda cosecha si existió significancia y se observó que las plantas con acolchado y dosis de fertilización reducida, incrementaron el rendimiento, mientras que aquellas sin acolchado, lo incrementaron al 50% de fertilización, pero al 25% se presentó un drástico descenso en el mismo (Figura 25).

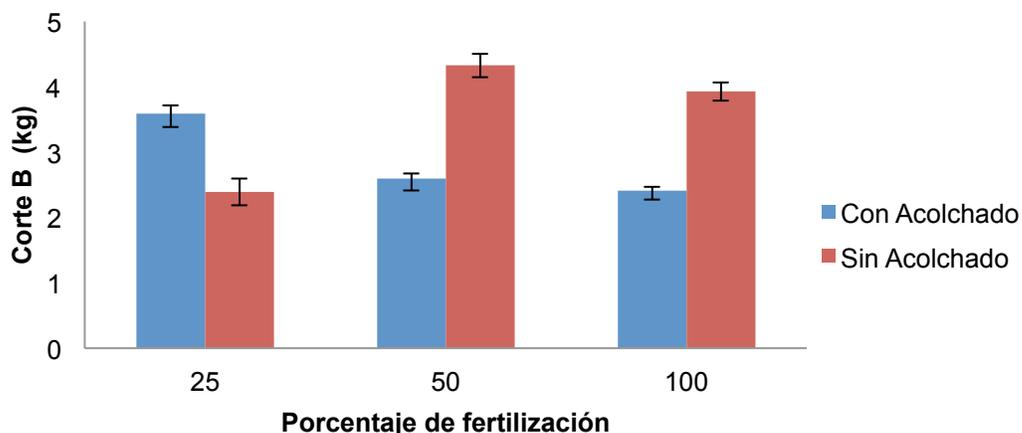


Figura 25. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) promedio de chile habanero obtenido en el segundo corte. Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En la tercera cosecha, también hubo significancia (Cuadro 13); las plantas con acolchado mostraron un menor rendimiento a la par que se redujo la fertilización en los tratamientos, siendo 100% de fertilización el que mayores rendimientos alcanzó y 25% el de menores. Aquellas plantas sin acolchado, incrementaron su rendimiento al 50%, superando los alcanzados con la fertilización al 100%, pero se redujo notablemente en los tratamientos con 25% de la dosis (Figura 26).

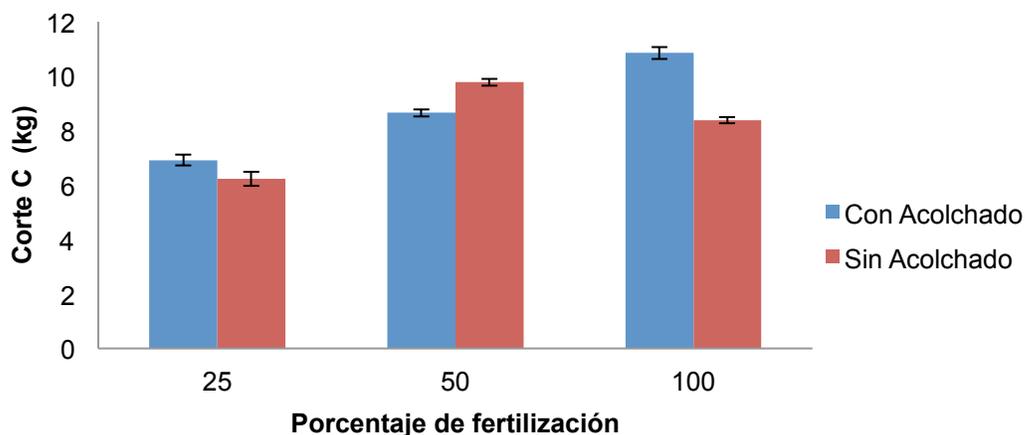


Figura 26. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) promedio de chile habanero obtenido en el tercer corte (CORTE3). Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

Para la cuarta cosecha no hubo interacción significativa (Cuadro 13), pero las plantas con acolchado incrementaron el rendimiento en aquellas que tenían el 50% de fertilización, y las de 25% mostraron una reducción, pero teniendo rendimientos similares que los obtenidos con la dosis completa. Las plantas sin acolchado, en cambio, redujeron ligeramente el rendimiento con el 50% de fertilización, comparado con la dosis al 100%, pero en el de 25% se vió un incremento notable en el rendimiento obtenido (Figura 27).

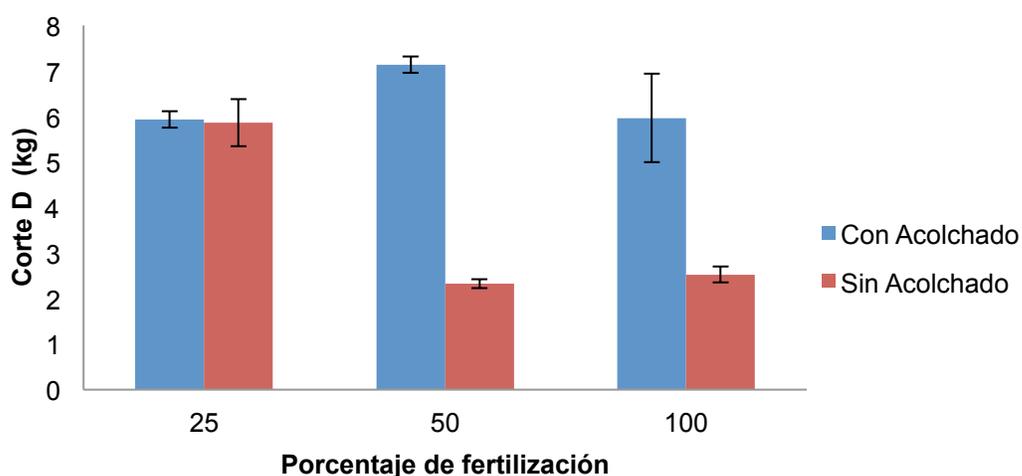


Figura 27. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento (kg) promedio de chile habanero obtenido en el cuarto corte (CORTE4). Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

En el Rendimiento total, tampoco existió significancia estadística (Cuadro 13), aquí se percibió que las plantas con acolchado mostraron un decremento en la productividad en los tratamientos con menor dosis, pues al reducir la fertilización, se redujo el rendimiento en 28%. En las plantas sin acolchado, el rendimiento se incremento ligeramente en el tratamiento al 50%, y se redujo al 25%, obteniendo con esto rendimientos muy similares al 100% (Figura 28). Se destaca que la diferencia, en el Rendimiento total, entre el tratamiento mayor y menor fue de 3.9%. El mejor tratamiento en cuanto a la variable rendimiento fue el de plantas con acolchado con

100% de fertilización, mientras que el tratamiento con los rendimientos más bajos fue el 25% sin acolchado (Cuadro 13).

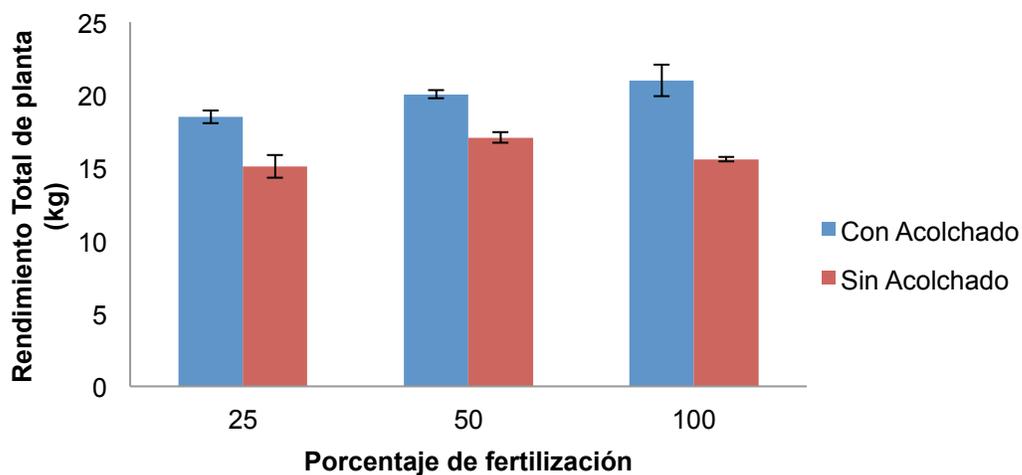


Figura 28. Efecto de la fertilización y acolchado plástico sobre el Rendimiento total (kg) promedio de chile habanero obtenido en los cuatro cortes. (RTOT). Las plantas con fertilización reducida a 25% y 50%, fueron inoculadas con *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense*.

V. DISCUSION

En los primeros 30 días las plantas que mostraron la mayor Área foliar fueron las que tuvieron un 100% de la dosis de fertilización y estuvieron acolchadas; sin embargo a los 60 días, incluso las plantas que recibieron 25 y 50% de la dosis de fertilización mostraron un Área foliar comparable a aquellas con 100% de fertilización. Esta tendencia fue similar en el resto de las variables evaluadas, teniendo las plantas con acolchado mayores parámetros de crecimiento que las sin acolchado. Lo anterior indica que para esta etapa los microorganismos ya cumplían una función en el crecimiento vegetal, cosa que durante el primer muestreo no sucedió. Esto puede deberse a que durante las primeras etapas, los microorganismos inoculados en tratamientos con dosis de fertilización reducida, aun no lograban establecerse e impactar en el crecimiento de las plantas. Incluso a los 90 días, el Área foliar fue similar para todos los tratamientos, incluido aquellos sin acolchado. Esto indica que para esta etapa los microorganismos ya cumplían una función en el crecimiento vegetal, además el acolchado promovió mayor crecimiento a las plantas.

Lo anterior coincide con Sánchez *et al.* (2008), pues mencionan que en plantas de trigo inoculadas con *G. intraradices* y *A. brasilense*, encontraron un impacto significativo en altura de planta, peso de biomasa foliar (fresca y seca) y radical, a los 60 días después de siembra. Del mismo modo, Hernández *et al.* (2006) inocularon dos tipos de leguminosas arbóreas con un complejo de micorrizas a base de *Glomus*, y señala que en los primeros 42 DDT no existió diferencia estadística significativa, pero si la hubo en algunas variables estudiadas a los 56 DDT, en las dos especies estudiadas. Para explicar este efecto cita a Alarcón y Ferrera (1999) quienes señalaron que el tipo de actividad fúngica representa alto costo para la planta, la cual tiene que compensarse mediante la aportación de fuentes energéticas carbonadas, para que facilite la actividad metabólica del hongo. Además, Sanders (1993) señaló que durante las fases iniciales de la colonización micorrícica, el hongo ocasiona una reducción en el crecimiento de la planta al usar parte de los nutrientes de la misma. Otro punto importante son estudios comparativos que han mostrado mayores tasas de colonización en suelos húmedos que en suelos muy secos o inundados (Miller, 2000), esto coincide

con las primeras lluvias que se presentaron en la región, aproximadamente a los 25 DDT, y en el aumento que se dio en las laminas de riego para cubrir la demanda de las plantas que se iba incrementando a medida que se daba el desarrollo fisiológico. Respecto al crecimiento, Bashan *et al.* (1989b), en trabajos similares con la inoculación de *Azospirillum* spp, obtuvieron un incremento de la masa fresca y seca de plántulas de tomate y en la elongación de las raíces en otros cultivos.

A lo largo del ciclo del cultivo, las plantas con acolchado plástico mostraron tener un efecto superior comparadas con aquellas sin acolchado, pues se dio un mayor incremento en los parámetros de crecimiento evaluados. Esto puede deberse a que los efectos benéficos que tiene el acolchado sobre las plantas, promoviendo un mayor crecimiento. Algunos de estos efectos son el incremento en la temperatura del suelo, reducción en la compactación del suelo favoreciendo la actividad microbiana, reducción de fertilizantes por lixiviación y un mejor aprovechamiento del agua de riego. Vázquez (2001), cita a Tarara (2000), quien menciona que el acolchado es una técnica muy extendida en la producción hortícola entre cuyos efectos cabe destacar el incremento de la temperatura del suelo así como el aumento de la precocidad y producción. Del mismo modo, Moreno (2005), cita a Andino y Motsenbocker (2004) quienes en trabajos con acolchado reportaron mayor tasa relativa de crecimiento, índice de Área foliar, rendimiento y precocidad a la cosecha en diversos cultivos. Además, en un trabajo sobre biofertilizantes y acolchado plástico, realizado en melón, Padilla *et al.* (2006) realizaron un análisis radicular debido a que la presencia de esporas no indica necesariamente una colonización por HMA, y concluyeron que el acolchado con polietileno negro en combinación con cualquiera de los biofertilizantes probados favoreció la asociación micorrícica, al observarse micelio y esporas a nivel de raíces. El trabajo experimenta en Chile habanero se realizó con un plástico bicolor blanco-negro, por lo cual se pudo haber presentado un efecto similar al mencionado por Padilla *et al.* (2006), dado los resultados obtenidos.

Con excepción de la Altura de planta, todas las variables de crecimiento mostraron una interacción significativa en el primer muestreo. En los restantes muestreos ninguna de las variables mostro interacción. En el primer muestreo, la tendencia fue a aumentar

el crecimiento de las plantas conforme se eleva la dosis de fertilización, es decir, plantas sin inoculación, sin embargo el incremento es más marcado al elevar la fertilización de un 50 al 100% en plantas con acolchado. Eso se puede deber al efecto del crecimiento por acción del acolchado y a que el proceso de infección por los microorganismos estaba en su etapa inicial, por lo tanto, solamente en esta etapa es tan notorio el crecimiento al 100% de fertilización, comparado con el 50% y el 25%, que resultan muy similares. Esto podemos explicarlo en base a lo ya mencionado anteriormente, pues Sanders (1993) señaló que durante las fases iniciales de la colonización de micorrizas, el hongo ocasiona una reducción en el crecimiento de la planta al usar parte de los nutrientes de la misma.

El hecho que no exista interacción en las variables en el segundo y tercer muestreo, además que en los parámetros de crecimiento, en plantas acolchadas, no existe diferencia notable, lo mismo para plantas sin acolchar, se puede atribuir al efecto que desarrollaron los microorganismos inoculados en las plantas pues a pesar de la reducción de fertilizantes, los resultados obtenidos muestran que las plantas inoculadas tienen un crecimiento similar a aquellas sin inoculación. Esto coincide con lo citado por Garza *et al.* (2003) al mencionar que se ha comprobado el efecto de la aplicación de diversas combinaciones de hongos y bacterias utilizadas como biofertilizantes en diferentes plantas, los cuales generalmente tienen efecto sinérgico en la nutrición de la planta y su concomitante beneficio en el desarrollo vegetativo y reproductivo.

Para explicar el efecto que pudieron tener los hongos micorrícicos inoculados en las plantas sobre los parámetros de crecimiento estudiados, Barea *et al.* (1991) indican que esto se debe al incremento del área de exploración radical de las plantas y sus consiguientes incrementos en la absorción de nutrientes, lo que implica que en una misma condición de disponibilidad de éstos, se presenten mayores coeficientes de aprovechamiento y crecimiento de las plantas en el caso de una micorrización eficiente.

Del mismo modo, el efecto de la bacteria *Azospirillum brasilense* sobre los diversos parámetros de crecimiento, y el modo en que afectó en ellos, es señalado por Anaya *et al.* (2011) al mencionar que los primeros mecanismos propuestos para la promoción

bacteriana del crecimiento vegetal se relacionaron con el metabolismo del nitrógeno, a través de la fijación biológica en condiciones de vida libre o por el incremento de la actividad nitrato reductasa. Sin embargo, citando a diversos autores, señala que en la actualidad se considera que la promoción del crecimiento vegetal, está relacionado con la capacidad de este microorganismo para producir o metabolizar compuestos del tipo fitohormonas, como ácido indol acético, citocininas (Tien *et al.*, 1979), giberelinas (Bottini *et al.*, 1989) y etileno (Strzelczyk *et al.*, 1994), así como otras moléculas reguladoras del crecimiento vegetal, tales como el ácido abscísico (ABA) (Perrig *et al.*, 2007) y la diamina cadaverina (CAD) (Cassán *et al.*, 2003).

Respecto al Rendimiento total, las plantas con acolchado fueron las que tuvieron mejores rendimientos, siendo los tratamientos de 25, 50 y 100% de fertilización muy similares, lo mismo para las plantas sin acolchado, pero con menores rendimientos. En el caso de las plantas con acolchado, la diferencia entre el tratamiento 100% y el 25%, con respecto al Rendimiento total, es solo de 12%, eso supone un beneficios pues se pueden utilizar menor cantidad fertilizante y obtener rendimientos similares. Esto se puede explicar debido a que el efecto de los hongos y bacterias, afectaron positivamente en la producción total, gracias a la acción que tiene estos microorganismo sobre las plantas, como puede ser una mejor solubilidad de fosfatos y nitratos, y la producción de fitohormonas u otros reguladores del crecimiento vegetal.

En un trabajo similar realizado en tomate e inoculado con *Azospirillum*, Alfonso *et al.* (2005) mencionan en sus resultados que se permite la disminución de 30 kg de N.ha¹ en el cultivo y demostró así la eficiencia de la rizobacteria, a partir de una sustitución del fertilizante, que representa un 20% menos de la cantidad que se aplica según la norma técnica del cultivo. Eso coincide con los señalado por Bashan y Vázquez (2000), al indicar que el efecto de la inoculación de *Azospirillum* sp. sobre el rendimiento total aumenta generalmente con el crecimiento de las plantas y está en un rango de 10-30%. Además con respecto al *Glomus* Jaen *et al.* (1997) encontraron que la micorriza arbuscular, produce ácido giberélico, hormona que favorece el incremento del número de frutos, pero no su tamaño.

VI. CONCLUSIONES

El inocular las plantas de chile habanero con microorganismo como *G. intraradices* y *A. brasilense*, tuvo un efecto benéfico en los parámetros de crecimiento vegetal evaluados, así como en el rendimiento total obtenido; pues aunque el efecto del acolchado se hizo presente, y las plantas con acolchado tuvieron un crecimiento y rendimiento superior a aquellas sin acolchado, en ambos, los resultados entre las plantas inoculadas y aquellas sin inocular fueron similares.

Con este experimento se logró demostrar que se pueden obtener rendimientos similares a los obtenidos con una dosis de fertilización al 100%, pero reduciéndola en 50% y hasta en 25%, utilizando biofertilizantes a base de microorganismos benéficos.

El punto más importante es destacar es que con esta tecnología se alcanzan beneficios económicos, pues se logran abatir los costos del paquete tecnológico de producción al reducir la cantidad de fertilizantes utilizados, pues se aprovechan de una manera más efectiva los fertilizantes, se contamina menos el ambiente y se contribuye a mantener un equilibrio ecológico en el planeta.

VII. REVISION DE LITERATURA

- Aguilera, G. L. I., Olalde, P. V., Arriaga, M. R., y Contreras, R. Alonso. (2007). Micorrizas arbusculares. *Ciencia Ergo Sum*. 14 (3): 300-306
- Aguirre, M. J. F., y Kohashi, S. J. (2002). Dinámica de la colonización micorrizica y su efecto sobre los componentes del rendimiento y el contenido de fósforo en frijol común. *Agricultura Técnica en México*, 28(1), 23-33.
- Alarcón, A., y Ferrera, C. R. (2012). Biofertilizantes: Importancia y utilización en la agricultura. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 26(2), 191-203.
- Alarcón, A., y Ferrera, C. R. (1999). Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra*, 17(3), 179-191.
- Alfonso, E. T., Leyva, Á., y Hernández, A. (2005). Microorganismos benéficos como biofertilizantes eficientes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). *Revista Colombiana de Biotecnología*, 7(2), 47-54.
- Anaya, A., Lourdes, M., Jarquín, G. R., Hernández, R. C., Figueroa, M. S., y Monreal, V. C. T. (2011). Biofertilización de café orgánico en etapa de vivero en Chiapas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(3), 417-431.
- Andino, J. R., y Motsenbocker, C. E. (2004). Colored plastic mulches influence cucumber beetle populations, vine growth, and yield of watermelon. *HortScience*, 39(6), 1246-1249.
- Andrews, J. (1995). *Peppers: the domesticated Capsicums*. University of Texas Press.
- Arcand, M. M., y Schneider, K. D. (2006). Plant-and microbial-based mechanisms to improve the agronomic effectiveness of phosphate rock: a review. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 78(4), 791-807.
- Baca, B., Soto, L., y Pardo, M. (2000). Fijación biológica de nitrógeno. *Elementos: Ciencia y cultura*, 7, 43-49.
- Balandreau, J., y Knowles, R. (1978). The rhizosphere. Interactions between non-pathogenic soil microorganisms and plants. *Krupa S.V. Amsterdam Elsevier*, (4), 243-268.
- Baldani, J., Caruso, L., Baldani, V. L., Goi, S. R., y Döbereiner, J. (1997). Recent advances in BNF with non-legume plants. *Soil Biology and Biochemistry*, 29(5), 911-922.
- Baños, A. S., Zapata, N. M., y Cabrera Ferrandez, P. (1992). *El pimiento para pimentón*. Mundi Prensa Libros S. A.

- Barbieri, P., Zanelli, T., Galli, E., y Zanetti, G. (1986). Wheat inoculation with *Azospirillum brasilense* Sp6 and some mutants altered in nitrogen fixation and indole-3-acetic acid production. *FEMS Microbiology Letters*, 36(1), 87-90.
- Barea, J. M., Azcón, A. C., Ocampo, J. A., y Azcón, R. (1991). Morfología, anatomía y citología de las micorrizas vesículo-arbusculares. fijación y movilización de nutrientes II. Fijación de nitrógeno y micorrizas. Madrid, 150-173.
- Barreiro, P. M. (1998). Una hortaliza de México para el mundo. *Claridades Agropecuarias*, (56). SAGARPA. México, D.F
- Bashan, Y., y Holguin, G. (1998). Proposal for the division of plant growth-promoting rhizobacteria into two classifications: Biocontrol-PGPB (plant growth-promoting bacteria) and PGPB. *Soil Biology and Biochemistry*, 30(8), 1225-1228.
- Bashan, Y., y Levanony, H. (1990). Current status of *Azospirillum* inoculation technology: *Azospirillum* as a challenge for agriculture. *Canadian Journal of Microbiology*, 36(9), 591-608.
- Bashan, Y., y Vazquez, P. (2000). Effect of calcium carbonate, sand, and organic matter levels on mortality of five species of *Azospirillum* in natural and artificial bulk soils. *Biology and fertility of soils*, 30(5), 450-459.
- Bashan, Y., Holguin, G., y Bashan, L. E. (2004). *Azospirillum*-plant relationships: physiological, molecular, agricultural, and environmental advances. *Canadian Journal of Microbiology*, 50(8), 521-577.
- Bashan, Y., Ream, Y., Levanony, H., y Sade, A. (1989a) . Nonspecific responses in plant growth, yield, and root colonization of noncereal crop plants to inoculation with *Azospirillum brasilense* Cd. *Canadian Journal of Botany*, 67(5), 1317-1324.
- Bashan, Y., Singh, M., y Levanony, H. (1989b). Contribution of *Azospirillum brasilense* Cd to growth of tomato seedlings is not through nitrogen fixation. *Canadian Journal of Botany*, 67(8), 2429-2434.
- Bhattarai, T., y Hess, D. (1997). Growth and yield responses of a Nepalese spring wheat cultivar to the inoculation with Nepalese *Azospirillum* spp at various levels of nitrogen fertilization. *Biology and fertility of soils*, 26(1), 72-77.
- Błaszowski, J. (2003). Arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*), *Endogone* and *Complexipes* species deposited in the Department of Plant Pathology, University of Agriculture in Szczecin, Poland.
- Boswell, V. R. (1937). Improvement and genetics of tomatoes, peppers and eggplant. *Yearbook of the United States Department of Agriculture*, 177-206.
- Bottini, R., Fulchieri, M., Pearce, D., & Pharis, R. P. (1989). Identification of gibberellins A1, A3, and iso-A3 in cultures of *Azospirillum lipoferum*. *Plant physiology*, 90(1), 45-47.

- Bowen, G. D., y Rovira, A. D. (1999). The rhizosphere and its management to improve plant growth. *Advances in agronomy*, 66, 1-102.
- Buiatti, E., Palli, D., Decarli, A., Amadori, D., Avellini, C., Bianchi, S., Biserni, R., Cipriani, F., Cocco, P., Giacosa, A., Marubini, E., Puntoni, R., Vindigni, C., Fraumeni, J., y Blot, W. (2006). A case-control study of gastric cancer and diet in Italy. *International Journal of Cancer*, 44(4), 611-616.
- Caballero, J. (2009). Artículo en pagina web. Uso de biofertilizantes en la agricultura nacional. Disponible en: <http://www.invdes.com.mx/suplemento-noticias/416-uso-de-biofertilizantes-en-la-agricultura-nacional>. Consultado el 28 de diciembre del 2012.
- Cassán, F., Piccoli, P., y Bottini, R. (2003). Plant growth promotion by *Azospirillum* sp. through gibberellin production. An alternative model to increase crop yield, 143-158.
- Castaños, C. M., Moctezuma, D. E. C., y Chávez, B. G. (1993). *Horticultura: Manejo simplificado*. Universidad Autónoma Chapingo.
- Cázares, S. E., Rodríguez, G. M. T., Soto, H. R. M., Chávez, S. J. L., Castillo, G. F., y Ramírez, V P. (2005). Capsaicinoides y preferencia de uso en diferentes morfotipos de chile (*Capsicum annum* L.) del centro-oriente de Yucatán. *Agrociencia*, 39(6), 627-638.
- CENAMAR. (1983). *El uso de plásticos en agricultura*. Centro Nacional de Métodos Avanzados de Riego. Durango. México.
- Clark, R. B., y Zeto, S. K. (1996). Mineral acquisition by mycorrhizal maize grown on acid and alkaline soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 28(10), 1495-1503.
- CNC. (2012). Pagina web de la Confederación Nacional Campesina. Crece 30% producción orgánica. Disponible en: <http://cnc.org.mx/index.php/prensa-digital/agro/77-agro/agro-febrero12/846-crece-30-produccion-organica>. Consultado el 12 de enero del 2013.
- CNPO. (2012). Pagina web del Consejo Nacional de Producción Orgánica. Disponible en: <http://www.cnpo.org.mx/objetivos.htm>. Consultado el 12 de enero del 2013.
- Coyne, M. (2000). *Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio*. Thomson-Paraninfo.
- Cruz, P., Gayosso, M., Cruz, F. G., Monasterio, O., y Manske, G. G. B. (1998). Colonización micorrizica arbuscular, actividad fosfatasa y longitud radical como respuesta a estrés de fósforo en trigo y triticale cultivados en un andisol. *Terra*, 16(1), 55-61.
- Cuenca, G., Cáceres, A., Oirdobro, G., Hasmy, Z., y Urdaneta, C. (2007). Las micorrizas arbusculares como alternativa para una agricultura sustentable en áreas tropicales. *Interciencia*, 32(1), 23-29.
- Davis, J.F. y Lucas, R.E. (1978). Is leaf feedings practical. *Crops and Soil*. 6 (5), 16-18.

- DeWitt, D., y Bosland, P. W. (1996). Peppers of the world. An identification guide. Ten Speed Press.
- Díaz, T., Espí, E., Fontecha, A., Jiménez, J. C., López, J., y Salmerón, A. (2001). Los filmes plásticos en la producción agrícola. Mundi-Prensa/Repsol YPF.
- Dobbelaere, S., Vanderleyden, J., y Okon, Y. (2003). Plant growth-promoting effects of diazotrophs in the rhizosphere. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 22(2), 107-149.
- El-Tarabily, K. A., Nassar, A. H., y Sivasithamparam, K. (2008). Promotion of growth of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in a calcareous soil by a phosphate-solubilizing, rhizosphere-competent isolate of *Micromonospora endolithica*. *Applied Soil Ecology*, 39(2), 161-171.
- Erwin, A.T. (1929). A systematic study of the peppers (*Capsicum frutescens* L.) *Hortscience*, 26: 128-131.
- Escala de Unidades Scoville. Disponible en <http://www.agromatica.es/scoville/>. Consultado el 2 de Marzo del 2013.
- FAO. (1999). Pagina web de la FAO. La agricultura orgánica. Disponible en: <http://www.fao.org/ag/esp/revista/9901sp3.htm>. Consultado el 20 de enero del 2013.
- FAO. (2002). Pagina web de la FAO. Agricultura mundial: hacia los años 2015/2030. Perspectivas para el medio ambiente. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/004/Y3557S/y3557s11.htm#s>. Consultado el 20 de enero del 2013.
- FAO. (2013). Bases de datos estadísticos FAOSTAT. Disponible en: <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx> .Consultado el 6 de marzo del 2013.
- Ferreira, M. C. B., Fernandes, M. S., y Döbereiner, J. (1987). Role of *Azospirillum brasilense* nitrate reductase in nitrate assimilation by wheat plants. *Biology and Fertility of Soils*, 4(1), 47-53
- Garza, M. B. I., Vázquez, P. V., García, D. G., Tut, C., Martínez, I. R., Campos, A. T., ... y Medina, J. F. A. (2003). Respuesta de cultivos agrícolas a los biofertilizantes en la región central de México. *Agricultura Técnica en México*, (002), 213-225.
- Gómez, P. G. (2008). Pros y contras de la agricultura protegida. II Symposium Internacional de Invernaderos. Asociación Mexicana de Construcción de Invernaderos (AMCI). Toluca, Edo. de México.
- González, C. M. C. (2005). Recuperación de suelos contaminados con metales pesados utilizando plantas y microorganismos rizosféricos. *Terra*, 23(1), 29-37.
- Guerrero, E., Azcón, C., Barea, J., Moyersen, B., Orozco, C., Cano, C., Mejía, D., Mayer, J., Rivillas, C., y Rivera, E. (1996). Micorriza: fundamentos biológicos y estado del arte. *Micorrizas: recurso biológico del suelo*. Fondo FEN Colombia, Bogotá.

- Hamel, C., Landry, C., Elmi, A., Liu, A., y Spedding, T. (2004). Nutrient dynamics. *Journal of Crop Improvement*, 11(1-2), 209-248.
- Harley, J. L., y Smith, S. E. (1983). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, Inc..
- Hernández, M. M., Cetina, A. V. M., González, C. M. C., y Cervantes, M. C. T. (2006). Inoculación micorrízica y su efecto en el crecimiento de dos leguminosas arbóreas. *Terra*, 24, 65-73.
- Hernández, Y. (1998). La fijación biológica de nitrógeno. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 32(3), 233-250.
- Howard, L. R., Talcott, S. T., Brenes, C. H., y Villalon, B. (2000). Changes in phytochemical and antioxidant activity of selected pepper cultivars (*Capsicum* species) as influenced by maturity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(5), 1713-1720.
- Jaen, C. D., Becerril, A. E., Colinas, L. T., y Santizo, R. J. A. (1997). Crecimiento y producción de fresa inoculada con *Glomus mosseae*, asperjada con AG3 y fertilizada con NPK. *Agrociencia*, 31, 165-169.
- Jia, Y., Gray, V. M., y Straker, C. J. (2004). The influence of *Rhizobium* and arbuscular mycorrhizal fungi on nitrogen and phosphorus accumulation by *Vicia faba*. *Annals of Botany*, 94(2), 251-258.
- Kasperbauer, M. J. (2000). Strawberry yield over red versus black plastic mulch. *Crop Science*, 40(1), 171-174.
- Katan, J. (1993). Replacing pesticides with nonchemical tools for the control of soilborne pathogens - A realistic goal?. *Phytoparasitica*, 21(2), 95-99.
- Kawada, T., Hagihara, K., y Iwai, K. (1986). Effects of capsaicin on lipid metabolism in rats fed a high fat diet. *Journal of Nutrition*, 116(7), 1272-8.
- Kloepper, J. W., y Beauchamp, C. J. (1992). A review of issues related to measuring colonization of plant roots by bacteria. *Canadian Journal of Microbiology*, 38(12), 1219-1232.
- Laborde, C. J. A., y Pozo, C. O. (1984). *Presente y pasado del chile en México*. INIA. México.
- Lament, W. J. (1993). Plastic mulches for the production of vegetable crops. *HortTechnology*, 3(1), 35-39.
- Lastres, B. I., De Miguel, R., De Petrocellis, L., Makriyannis, A., Di Marzo, V., y Fernández-Ruiz, J. (2003). Compounds acting at the endocannabinoid and/or endovanilloid systems reduce hyperkinesia in a rat model of Huntington's disease. *Journal of Neurochemistry*, 84(5), 1097-1109.

- Latournerie, M. L., Chávez, S. J. L., Pérez, P. M., Castañón, N. G., Rodríguez, H. S. A., Arias, R. L. M., y Ramírez, V. P. (2002). Valoración in situ de la diversidad morfológica de chiles (*Capsicum annuum* L. Y *Capsicum chinense* Jacq.) en Yaxcabá, Yucatán. *Fitotecnia Mexicana*, 25: 25-33.
- Le Tacon, F. (1985). Las micorrizas, una cooperación entre plantas y hongos. *Mundo Científico*, 49(5), 776-784.
- Li, X. Z., y Oaks, A. (1993). Induction and turnover of nitrate reductase in *Zea mays* (Influence of NO₃⁻). *Plant physiology*, 102(4), 1251-1257.
- Long, S. J. (2004). La ruta del chile habanero. *Cuadernos de Nutrición*, 27, 77-81.
- López, R. G. O. (2003). Chilli. La especia del nuevo mundo. *Ciencia*, 99, 66-75.
- Loredo, O. C., Beltran, L. S., y De los Ángeles, P. M. (2007). Uso de biofertilizantes para la producción de maíz forrajero en condiciones de temporal. Folleto científico; 2 Campo Experimental San Luis, CIRNE-INIFAP.
- Luan, S. (2003). Protein phosphatases in plants. *Annual Review of Plant Biology*, 54 (1), 63-92.
- Lucy, M., Reed, E., y Glick, B. R. (2004). Applications of free living plant growth-promoting rhizobacteria. *Antonie van Leeuwenhoek*, 86(1), 1-25.
- Maroto, B. J. V. (1986). *Horticultura herbácea especial*. Madrid: Mundi Prensa.
- Marschener, H. (1998). Role of root growth, arbuscular mycorrhiza, and root exudates for the efficiency in nutrient acquisition. *Field Crops Research*, 56(1), 203-207.
- Matsufuji, H., Nakamura, H., Chino, M., y Takeda, M. (1998). Antioxidant activity of capsanthin and the fatty acid esters in paprika (*Capsicum annuum*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46(9), 3468-3472.
- Medina, J. F. A., Garza, M. B. I., Prado, A. D., Cabrera, O. A. G., Osti, C. L., & Baeza, Á. G. (2009). Los Biofertilizantes microbianos: alternativa para la agricultura en México. INIFAP. Folleto Técnico (5). Campo Experimental Rosario Izapa, Tuxtla Chico, Chiapas, México. 86.
- Miller, S. P. (2000). Arbuscular mycorrhizal colonization of semi-aquatic grasses along a wide hydrologic gradient. *New Phytologist*, 145(1), 145-155.
- Morales, I. M. (2008). Análisis, Los biofertilizantes. Una alternativa productiva, económica y sustentable. México. Procuraduría Agraria.
- Moreno, S. F. M., Ibarra, M. A. I., Martínez, R. M., Cohen, I. S., Valencia, E. A. C., y Castorena, M. V. (2005). Respuesta de la sandía al acolchado plástico, fertilización, siembra directa y trasplante. *Revista Fitotecnia Mexicana*, (004), 351-357.

- Mundaca, R. (2010). Pagina web del CEPRID. Agricultura orgánica: desafíos pendientes para Chile. Disponible en: http://www.nodo50.org/ceprid/spip.php?article824&debut_articles_rubrique=15. Consultado el 22 de febrero del 2013.
- Organic World. (2012). Pagina web sobre datos globales sobre agricultura orgánica. Graficas y mapas la agricultura orgánica mundial 2012. Disponible en: <http://www.organic-world.net/?id=1681>. Consultado el 1 de febrero del 2013.
- Osuna, G. J. A., Marisa, M., y Waddell, C. A. (1998). Endogenous levels of tocopherols and ascorbic acid during fruit ripening of New Mexican-type chile (*Capsicum annuum* L.) cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46(12), 5093-5096.
- Padilla, E., Sánchez, J. A., Troncoso, R., Sánchez, A., y Esqueda, M. (2006). Efecto de biofertilizantes en cultivo de melón acolchado con polietileno. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 29(4), 321-329
- Pandey, A., Sharma, E., y Palni, L. M. S. (1998). Influence of bacterial inoculation on maize in upland farming systems of the Sikkim Himalaya. *Soil Biology and Biochemistry*, 30(3), 379-384.
- Parra, Y., y Cuevas, F. (2001). Potencialidades de *Azospirillum* como inoculante para la agricultura. *Cultivos Tropicales*, 23(3), 31-41.
- Perrig, D., Boiero, M. L., Masciarelli, O. A., Penna, C., Ruiz, O. A., Cassán, F. D., & Luna, M. V. (2007). Plant-growth-promoting compounds produced by two agronomically important strains of *Azospirillum brasilense*, and implications for inoculant formulation. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 75(5), 1143-1150.
- Raghothama, K. G. (1999). Phosphate acquisition. *Annual Review of Plant Biology*, 50(1), 665-693.
- Rausch, C., y Bucher, M. (2002). Molecular mechanisms of phosphate transport in plants. *Planta*, 216(1), 23-37.
- Reis, J. F. D., Silva, L. D., Reis, V. M., y Döbereiner, J. (2000). Occurrence of diazotrophic bacteria in different sugar cane genotypes. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 35(5), 985-994.
- Reyes, I., Alvarez, L., El-Ayoubi, H., y Valery, A. (2008). Selección y evaluación de Rizobacterias promotoras del crecimiento en pimentón y maíz. *Bioagro*, 20(1), 37-48.
- Richardson, A. E., Barea, J. M., McNeill, A. M., y Prigent-Combaret, C. (2009). Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. *Plant and Soil*, 321(1), 305-339.

- Robledo, P. F., y Martin, V. L. (1988). Aplicación de los plásticos en la agricultura. Mundi Prensa Libros S. A.
- Ruiz, B. R. (2009). Potencial productivo y limitantes para la producción de Chile Habanero (*Capsicum chinense* Jacq) en la zona centro del Estado de Veracruz. Tesis Doctoral. Colegio de postgraduados, Campus Veracruz. 2-127.
- Ruiz, C. J. A., García, G. M., Acuña, I. J. G., Trejo, C. O., López, H. F., Parra, R. M., y Murphy, K. F. B. (1999). Requerimientos agroecológicos de cultivos. Centro de Investigación Regional del Pacífico Centro. INIFAP-SARH, México.
- SAGARPA. (2009). Documento PDF de la SAGARPA. Tecnologías de mitigación. Disponible en: http://www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/cambioclimatico/Tecnologias_mitigacion.pdf. Consultado el 10 de febrero del 2013.
- Salazar, L., y Silva, C. (2004). Efectos farmacológicos de la capsaicina, el principio pungente del chile . *Biología Scripta*, 1(1), 7-14.
- Sánchez, C. R., Díaz, F. A., Pecina, Q. V., Garza, C. I., y Loera, G. J. (2008). *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense* en trigo bajo dos regímenes de humedad en el suelo. *Universidad y Ciencia*, 24(3), 239-245.
- Sanders, F. E. (1993). Modelling plant growth responses to vesicular arbuscular mycorrhizal infection. *Advances in Plant Pathology*. 9, 135.
- Santoyo, J. J. y Martínez, A. C. (2011). Tecnología de producción de chile habanero en casa sombra en el sur de Sinaloa. Fundación Produce Sinaloa.
- Sarig, S., Kapulnik, Y., Nur, I., y Okon, Y. (1984). Response of non-irrigated Sorghum bicolor to *Azospirillum* inoculation. *Experimental Agriculture*, 20(01), 59-66.
- Schenck, N. C., Spain, J. L., Sieverding, E., y Howeler, R. H. (1984). Several new and unreported vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Colombia. *Mycologia*, 685-699.
- SIAP. (2012). Obtenido de SIACON, programa informático y estadístico del SIAP. Disponible en <http://www.siap.gob.mx/>. Consultado el 13 de enero del 2013.
- Smith, R., Aguilar, J. L., Baameur, A., Cahn, M., Cantwell, M., De La Fuente, M., Hartz, T., Koike, S., Molinar, R., Natwick, E., Suslow, T., y Takele, E. (1998). Chile pepper production in California. *Agriculture and Natural Resources*. University of California. 2-5
- Smith, S. E., y Read, D. J. (1997). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, Inc, San Diego, CA, 3 (1).
- Smith, S. E., Smith, F. A., y Jakobsen, I. (2003). Mycorrhizal fungi can dominate phosphate supply to plants irrespective of growth responses. *Plant Physiology*, 133(1), 16-20.

- Soria, M., Tun, J. M., Trejo, A., y Terán, R. (2002). Paquete tecnológico para la producción de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). SEP. DGETA. ITA-2. Conkal, Yucatán, México.
- Strzelczyk, E., Kampert, M., y Li, C. Y. (1994). Cytokinin-like substances and ethylene production by *Azospirillum* in media with different carbon sources. *Microbiological Research*, 149(1), 55-60.
- Subramanian, K. S., y Charest, C. (2002). Arbuscular mycorrhizae and nitrogen assimilation in maize after drought and recovery. *Physiologia Plantarum*, 102(2), 285-296.
- Sylvia, D. M. (2005). Principles and applications of soil microbiology (pp. 417-420). J. J. Fuhrmann, P. Hartel, & D. A. Zuberer (Eds.). New Jersey: Pearson Prentice Hall.
- Szallasi, A., y Blumberg, P. M. (1999). Vanilloid (capsaicin) receptors and mechanisms. *Pharmacological Reviews*, 51(2), 159-212.
-
- Tabatabai, M. A. (1982). Soil enzymes. *Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties*. Soil Science Society of America, 903-947.
- Taiz, L., y Zeiger, E. (2006) *Fisiología Vegetal*. Publicacions de la Universitat Jaume, 992-1024.
- Tarara, J. M. (2000). Microclimate modification with plastic mulch. *HortScience*, 35(2), 169-180.
- Tarrand, J. J., Krieg, N. R., y Döbereiner, J. (1978). A taxonomic study of the *Spirillum lipoferum* group, with descriptions of a new genus, *Azospirillum* gen. nov. and two species, *Azospirillum lipoferum* (Beijerinck) comb. nov. and *Azospirillum brasilense* sp. nov. *Canadian Journal of Microbiology*, 24(8), 967-980.
- Tien, T. M., Gaskins, M. H., y Hubbell, D. H. (1979). Plant growth substances produced by *Azospirillum brasilense* and their effect on the growth of pearl millet (*Pennisetum americanum* L.). *Applied and Environmental Microbiology*, 37(5), 1016-1024.
- Tisserant, E., Kohler, A., Dozolme, S. P., Balestrini, R., Benabdellah, K., Colard, A., D, Croll., Da Silva, C., Gomez, S. K., Koul, R., Ferrol, N., Fiorilli, V., Formey, D., Franken, P., Helber, N., Hijri, M., Lanfranco, L., Lindquist, E., Liu, Y., Malbreil, M., Morin, E., Poulain, J., Shapiro, H., van Tuinen, D., Waschke, A., Azcon-Aguilar, C., Bécard, G., Bonfante, P., Harrison, M. J., Küster, H., Lammers, P., Paszkowski, U., Requena, N., Rensing, S. A., Roux, C., Sanders, I. R., Shachar-Hill, Y., Tuskan, G., Young, J. P. W., Gianinazzi, P. V., y Martin, F. (2012). The transcriptome of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* (DAOM 197198) reveals functional tradeoffs in an obligate symbiont. *New Phytologist*;193(3):755-769.

- Trujillo, A. J. (2001). Descripción varietal del chile habanero (*Capsicum chinense* J.). Seminario de chile habanero. Memorias. Fundación Produce Yucatán, SAGARPA, INIFAP. Mérida Yucatán. 10-16 p.
- Tun, D. J. (2001). Características y tecnología de producción del chile habanero. SAGARPA. INIFAP-PRODUCE. Mérida, Yuc. México.
- Tun, D. J. (2001). Chile habanero: características y tecnología de producción. INIFAP.
- Turner, B. L., & Haygarth, P. M. (2005). Phosphatase activity in temperate pasture soils: Potential regulation of labile organic phosphorus turnover by phosphodiesterase activity. *Science of the Total Environment*, 344(1), 27-36.
- Valadez, L. A. (1998). Producción de hortalizas. Noriega editores. México.
- Vázquez, N., Quemada, M., Pardo, A., y Suso, M. L. (2001). Evaluación del lavado de nitratos en un cultivo de tomate en riego por goteo y acolchado plástico. *Temas de Investigación en Zona no Saturada*, 25-28.
- Velazco, A., Castro, R., y Nápoles, M. C. (1999). *Azospirillum* sp., diazótrofo predominante en el cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.) en la provincia de Pinar del Río. *Cultivos Tropicales Cuba*. 20(3), 5-9.
- Vessey, J. K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant and Soil*, 255(2), 571-586.
- Whipps, J. M. (2001). Microbial interactions and biocontrol in the rhizosphere. *Journal of Experimental Botany*, 52(1), 487-511.
- Woodard, H. J., y Bly, A. (2000). Maize growth and yield responses to seed-inoculated N₂-fixing bacteria under Dryland production conditions. *Journal of Plant Nutrition*, 23(1), 55-65.
- Yeoh, K. G., Kang, J. Y., Yap, I., Guan, R., Tan, C. C., Wee, A., y Teng, C. H. (1995). Chili protects against aspirin-induced gastroduodenal mucosal injury in humans. *Digestive Diseases and Sciences*, 40(3), 580-583.
- Zhu, Y. G., Smith, A. F., y Smith, S. E. (2003). Phosphorus efficiencies and responses of barley (*Hordeum vulgare* L.) to arbuscular mycorrhizal fungi grown in highly calcareous soil. *Mycorrhiza*, 13(2), 93-100.
- Zuberer, D. A. (1998). Biological dinitrogen fixation: introduction and nonsymbiotic. *Principles and Applications of Soil Microbiology*, 295-321.