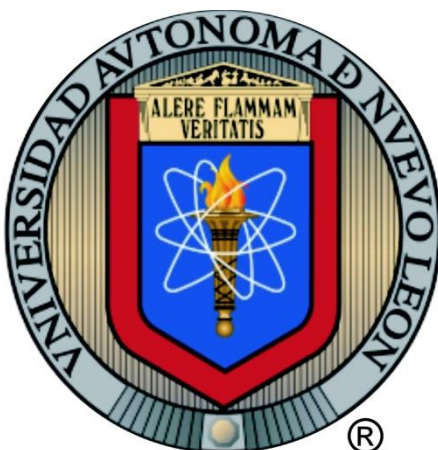


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES Y PRODUCTOS ORGÁNICOS EN
LA PRODUCCIÓN DE NOPAL VERDURA**

PRESENTA

JOSÉ ESCOTO GONZÁLEZ

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

ESCOBEDO, N.L.

MAYO DE 2014

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES Y PRODUCTOS ORGÁNICOS EN
LA PRODUCCIÓN DE NOPAL VERDURA**

TESIS

**QUE PRESENTA PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

JOSÉ ESCOTO GONZÁLEZ

ESCOBEDO, N.L.

MAYO DE 2014

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**EFFECTO DE BIOFERTILIZANTES Y PRODUCTOS ORGÁNICOS EN LA
PRODUCCIÓN DE NOPAL VERDURA**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

PRESENTA

JOSÉ ESCOTO GONZÁLEZ

ESCOBEDO, N.L.

MAYO DE 2014


ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

COMITÉ PARTICULAR



Ph. D. Rigoberto E. Vázquez Alvarado
Director de Tesis



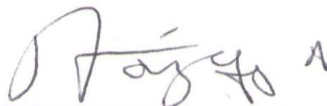
Ph. D. Emilio Olivares Sáenz
Co-Director de Tesis



M.C. Nora Estela García Treviño
Asesor



Dr. Jesús García Olivares
Co-Director de Tesis



Ph. D. Rigoberto E. Vázquez Alvarado
Subdirector de Estudios de Posgrado

DEDICATORIA

A Dios, creador y sustentador de todas las cosas, por permitirme concluir mis estudios profesionales de maestría.

A mi esposa e hijos por todo su incondicional apoyo y comprensión durante esta etapa de mi vida.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento al Dr. Rigoberto Vázquez Alvarado por confiar en mí, por su ayuda y valiosos consejos.

Al Dr. Emilio Olivares Sáenz, a la M.C. Nora Estela García Treviño y al Dr. Jesús García Olivares por formar parte del Comité de Tesis y por sus valiosas sugerencias e interés en la revisión del presente trabajo.

A mis compañeros Claudia Nohemí, Eleazar, Tania y Karely por la alegría que me transmitieron en esta etapa.

Al Ing. Fernando Cabriales por todo el apoyo brindado en el laboratorio de suelos.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico para la realización de mis estudios de posgrado.

ÍNDICE

	Página
ÍNDICE DE CUADROS.....	x
RESUMEN.....	xi
SUMMARY.....	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Hipótesis.....	2
1.2. Objetivo.....	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1.La Agricultura Convencional.....	3
2.2.La Agricultura Sustentable y la Agricultura Orgánica.....	4
2.2.1.Biofertilizantes.....	6
2.2.1.1. Micorrizas.....	6
2.2.1.2. Bacterias.....	10
2.2.1.3. <i>Trichoderma harzianum</i>	16
2.2.2. Lombrihumus	18
2.2.2.1. El uso de lombrices en el reciclaje de desechos orgánicos.....	18

2.2.2.2. Características del lombrihumus.....	19
2.2.2.3. Contribución del lombrihumus a las plantas y el suelo.....	21
2.2.3. Lixiviados de lombrihumus.....	24
2.2.4. Sustancias húmicas.....	25
2.3. Género <i>Opuntia</i> spp.....	29
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
3.1. Diseño Experimental.....	32
3.2. Muestreo de Plantas.....	36
3.3. Cuantificación de los Microorganismos del Suelo.....	37
3.4. Análisis Nutricional y Químico de Nopalitos y Suelo.....	37
3.5. Análisis Estadístico.....	38
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
4.1. Análisis Químico de Suelo.....	40
4.1.1. Nitrógeno.....	40
4.1.2. Fósforo.....	42
4.1.3. Potasio.....	44
4.1.4. Calcio y Magnesio.....	45
4.1.5. Materia Orgánica, Conductividad Eléctrica y pH	46
4.2. Análisis de los Microorganismos del Suelo.....	47
4.3. Análisis Nutricional de Nopalitos.....	51
4.3.1. Nitrógeno.....	51
4.3.2. Fósforo.....	54
4.3.3. Potasio.....	55

4.3.4. Calcio y Magnesio.....	56
4.4. Rendimiento Total y Crecimiento de Nopalitos.....	57
5. CONCLUSIONES.....	62
6. BIBLIOGRAFÍA.....	63
ANEXO.....	87

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Comparación del contenido nutrimental de lombrihumus de <i>Eisenia foetida</i> elaborado con estiércol de bovino.....	20
2	Especificaciones fisicoquímicas del humus de lombriz (lombricomposta) de acuerdo a la NMX-FF-109-SCFI -2007.....	20
3	Límites máximos permisibles para especificaciones microbiológicas.....	21
4	Composición química del suelo, vermicomposta, lixiviados y agua de riego utilizados en el presente experimento.....	33
5	Tratamientos biofertilizantes y orgánicos utilizados.....	33
6	Comparación de medias por Tukey de parámetros analizados en suelo en dos fechas de muestreo.....	41
7	Efecto de biofertilizantes y tratamientos orgánicos en la población microbial del suelo.....	48
8	Análisis nutrimental de nopalitos cosechados en la segunda etapa del experimento.....	52
9	Comparación de medias por Tukey para las variables estudiadas en nopal verdura en la primera etapa del experimento.....	58
10	Comparación de medias por Tukey para las variables estudiadas en nopal verdura en la segunda etapa del experimento.....	59
11	Correlaciones lineares entre el rendimiento de nopalito fresco y seco, el peso fresco y seco de raíces y la concentración de P en nopalito y suelo en dos fechas de muestreo.....	61

RESUMEN

La agricultura convencional es dependiente de fertilizantes químicos que pueden impactar negativamente el ambiente amenazando la sustentabilidad de los sistemas agrícolas, siendo necesario el análisis de alternativas para nutrir a los cultivos.

El objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de biofertilizantes y otros productos orgánicos en nopal verdura (*Opuntia ficus-indica* (L.) Miller) cv. Villanueva; así como el efecto en las propiedades químicas y microbiológicas del suelo.

El experimento se estableció bajo un diseño de bloques completos al azar, cada unidad experimental consistió de un cladodio cultivado en una maceta de 19 L. Los tratamientos fueron: *Glomus intraradices* y *Trichoderma harzianum* cepas 808 y 703, Bionitro[®], lombrihumus, drenados de lombrihumus vía foliar y vía suelo y sustancias húmicas. Las variables estudiadas estuvieron relacionadas a las propiedades químicas y microbiológicas del suelo, contenido nutrimental en nopalito, y rendimiento y crecimiento de nopalito.

Los análisis de varianza mostraron diferencias significativas para la mayoría de las variables estudiadas, siendo el tratamiento consistente en la aplicación de lombrihumus el tratamiento que presentó los resultados más favorables en relación a las propiedades químicas del suelo, concentración de nutrimentos en nopalito, y

rendimiento y crecimiento de nopalito. Los análisis de varianza mostraron diferencias significativas en donde la población de bacterias se incrementó con el tratamiento *T. harzianum* 703; la de bacterias nitrificantes con lombrihumus; y la infección micorrízica con el tratamiento *G. intraradices*.

En conclusión, la vermicomposta fue el material que tuvo el mayor impacto favorable sobre las variables evaluadas en el suelo, en el tejido vegetal y en el rendimiento de nopalito. *G. intraradices* y *T. harzianum* también tuvieron resultados favorables en algunas variables evaluadas en suelo, no obstante, no tuvieron impacto en el rendimiento de nopalito.

Palabras claves: *lombrihumus*, *fertilización orgánica*, *Trichoderma harzianum*, *Glomus intraradices*.

SUMMARY

Conventional agriculture is dependent on chemical fertilizers that can adversely impact the environment threatening the sustainability of farming systems, being necessary the analysis of alternatives to nourish the crops.

The aim of this study was to evaluate the effect of biofertilizers and other organic products in cactus prickly pear (*Opuntia ficus-indica* (L.) Miller) cv. Villanueva, as well as the effect on soil chemical and microbiological properties.

The experiment was established on randomized complete block design, each experimental unit consisted of a cladode grown in a 19 L container. The treatments were: *Glomus intraradices* and *Trichoderma harzianum* strains 808 and 703, Bionitro[®], vermicompost, soil and foliar application of vermicompost leachates, and humic substances. The variables studied were related to soil chemical and microbiological properties, nutrient content in young cladodes, and yield and growth of young cladodes.

The analysis of variance showed significant differences for most of the studied variables, where treatment consisting of vermicompost application presented the most favorable results in relation to soil chemical properties, young cladodes nutrient concentration, and yield and growth of young cladodes. The analysis of variance

showed significant differences where soil bacteria population increased with *T. harzianum* 703, the soil nitrifying bacteria population increased with vermicompost, and mycorrhizal infection increased with *G. intraradices*.

In conclusion, vermicompost was the material that had the greatest favorable impact on the variables evaluated in soil, plant tissue and yield of young cladodes. *G. intraradices* and *T. harzianum* also had favorable results in some variables evaluated in soil, however, had no impact on the yield of young cladodes.

Key words: *vermicompost, organic fertilization, Trichoderma harzianum, Glomus intraradices.*

1. INTRODUCCIÓN

El sistema de agricultura convencional es fuertemente dependiente de fertilizantes inorgánicos y pesticidas (Pimentel *et al.*, 2005) impactando negativamente el ambiente y la salud pública debido a la contaminación del suelo, agua y aire por el uso de estos insumos sintéticos (Horrigan *et al.*, 2002). En contraste, la agricultura orgánica es considerada un sistema de producción que busca lograr la sustentabilidad a través de la utilización y mantenimiento de los procesos ambientales, tales como el control biológico, formación del suelo y el reciclaje de nutrimentos (Sandhu *et al.*, 2010). En este contexto, los microorganismos juegan un papel importante en el mantenimiento de la fertilidad del suelo en los sistemas de cultivo sustentables (Johansson *et al.*, 2004).

Actualmente existen insumos biotecnológicos formulados con microorganismos vivos llamados biofertilizantes, cuya finalidad es promover la productividad en las plantas cultivadas. Estos productos pueden estimular el crecimiento vegetal a través de diversos mecanismos de acción como: el control de fitopatógenos en la rizósfera, la producción de hormonas vegetales, la liberación de nutrientes del suelo o la materia orgánica, y la mejora en la absorción y traslocación de nutrimentos (Aguado-Santacruz, 2012). Además del uso de microorganismos, otra alternativa es la utilización de fertilizantes orgánicos como lombrihumus, lixiviados de lombrihumus y sustancias húmicas. Por otra parte, el nopal es muy importante en México donde es

utilizado para obtener verdura, fruto y forraje. En los sistemas de explotación intensiva la planta se abona con fuertes dosis de estiércol, ya que responde favorablemente a las aplicaciones de materia orgánica (Vázquez *et al.*, 2011) lo que motiva a evaluar los biofertilizantes y materiales orgánicos en este cultivo.

Hipótesis: los biofertilizantes y fertilizantes orgánicos mejoran la nutrición de los cultivos a través de la mejora en las propiedades químicas y microbiológicas del suelo, y la absorción de nutrimentos, por lo tanto es posible detectar diferencias en la producción de nopal verdura.

Objetivo: evaluar el efecto de biofertilizantes y otros productos orgánicos en nopal verdura cultivar Villanueva; así como el efecto en las propiedades químicas y microbiológicas del suelo.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La Agricultura Convencional

El sistema de agricultura convencional es fuertemente dependiente de fertilizantes sintéticos y pesticidas, además utiliza grandes cantidades de combustibles fósiles, agua y suelo de forma insustentable (Horrigan *et al.*, 2002; Pimentel *et al.*, 2005).

La agricultura convencional ha impactado de manera negativa el ambiente y la salud pública; los siguientes puntos están asociados a este sistema de cultivo:

- Disminución en la biodiversidad debida al monocultivo.
- Contaminación del suelo, agua y aire por el uso de pesticidas y fertilizantes sintéticos.
- Erosión del suelo que afecta la fertilidad que sustenta a las plantas y a los que se alimentan de ellas.
- El agua se consume de forma insustentable en muchas áreas agrícolas.

La agricultura convencional se considera insustentable porque consume muchos recursos no renovables y, los recursos renovables que consume, no son regenerados a una tasa tan rápida (Horrigan *et al.*, 2002).

2.2.La Agricultura Sustentable y la Agricultura Orgánica

La agricultura sustentable tiene como fin la formación de sistemas agrícolas que mitiguen o eliminen los problemas causados al ambiente por la agricultura convencional. Un punto clave es entender a la agricultura bajo un enfoque ecológico, considerando la dinámica de los nutrientes y la energía, así como la forma en que interactúan las plantas, los animales y otros organismos del agroecosistema, para entonces, crear un balance entre ellos, los beneficios, la comunidad y las necesidades de los consumidores (Horrigan *et al.*, 2002).

Los sistemas agrícolas sostenibles hacen uso de bienes y procesos naturales sin perjudicarlos y manteniéndolos para futuras generaciones (Pretty, 2003). Por otra parte, la agricultura orgánica es considerada un sistema de producción que busca lograr la sustentabilidad a través de la utilización y mantenimiento de los procesos ambientales, tales como el control biológico, formación del suelo y el reciclaje de nutrimentos, entre otros (Sandhu *et al.*, 2010).

La agricultura orgánica es definida por la Comisión del Codex Alimentarius de la Organización Mundial para la Agricultura como un sistema de producción holístico que tiene como finalidad fomentar y mejorar la salud del agroecosistema, particularmente la biodiversidad, los ciclos biológicos, y la actividad biológica del suelo. Insiste en el uso de insumos propios de la finca sobre los insumos externos empleando, en la medida de lo posible, métodos culturales, biológicos y mecánicos, en lugar de materiales sintéticos (FAO, 2001).

La agricultura orgánica es un sistema de producción enfocado en utilizar al máximo los recursos de la finca, dando énfasis en la fertilidad del suelo y la actividad biológica. Los recursos no renovables son usados mínimamente y no se utilizan fertilizantes ni plaguicidas sintéticos con el propósito de proteger el ambiente y la salud humana (Andersen, 2003).

La finalidad de un sistema de producción orgánica es: a) aumentar la biodiversidad; b) incrementar la actividad de los microorganismos del suelo; c) mantener la fertilidad del suelo a largo plazo; d) reciclar los desechos vegetales y animales para retornar los nutrimentos al suelo, reduciendo al mínimo el empleo de recursos no renovables; e) basar el sistema en recursos renovables y organizados localmente; f) promover el aprovechamiento saludable del suelo, agua y el aire, y reducir al mínimo todas las formas de contaminación que provengan de las prácticas agrícolas; g) manipular los productos agrícolas de forma que se mantenga la integridad orgánica y las cualidades vitales del producto en todas las etapas; h) establecerse en cualquier finca mediante un período de conversión (FAO, 2001).

La agricultura orgánica es un sistema menos dependiente de agroquímicos que puede hacer que la agricultura sea más sana ambiental y económicamente. Este sistema busca aumentar los procesos ecológicos que favorecen la nutrición vegetal y conservan los recursos agua y suelo (Pimentel *et al.*, 2005).

2.2.1. Biofertilizantes

Los biofertilizantes son insumos biotecnológicos formulados con microorganismos vivos, pudiendo ser estos hongos o bacterias, solos o combinados, cuya finalidad es promover la productividad en las plantas cultivadas. Los microorganismos utilizados como biofertilizantes pueden estimular el crecimiento vegetal a través de diversos mecanismos de acción como: el control de fitopatógenos en la rizósfera, la producción de hormonas vegetales, la conversión de materiales a formas disponibles para las plantas, la liberación de nutrientes del suelo o la materia orgánica, y la mejora en la absorción y traslocación de nutrimentos (Aguado-Santacruz, 2012).

2.2.1.1. Micorrizas

Las micorrizas se forman con la asociación e interacciones entre la raíz de una planta y un hongo no patógeno. Las micorrizas pueden beneficiar a ambos participantes, el hongo consigue carbono que la planta fijó en el proceso de fotosíntesis, a cambio, las hifas del hongo exploran una mayor cantidad de suelo mejorando la absorción de agua y nutrimentos. Más de un 90 % de plantas vasculares y no vasculares forman asociaciones simbióticas con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) (Powell y Klironomos, 2007).

Estructuras fosilizadas de hongos del período Ordovícico (con una antigüedad cercana a los 460 millones de años) muy parecidas a los de los modernos HMA indican que estos pudieron tener un papel importante en la colonización de la tierra por las plantas (Redecker *et al.*, 2000). Koide y Mose (2004) mencionan que “el término micoriza fue dado por Frank en 1885 a la asociación entre las raíces de

árboles y hongos ectomicorrízicos, posteriormente Kelly en 1931 añadió la segunda r, quedando como micorriza. Gallaud en 1905 propuso el nombre de “arbúsculos” a estas estructuras, mientras que Janse en 1897 sugirió el nombre de “vesículas” a estas partes del hongo. De esta forma el nombre de “micorriza vesículo- arbuscular” fue establecido, aunque también es conocida como micorriza arbuscular”.

Se conocen tres tipos de asociaciones micorrízicas (Bardgett, 2005):

- Hongos ectomicorrízicos (HEM). Es el tipo más abundante en ecosistemas templados infectando especialmente coníferas. Se caracterizan por formar una red de hifas entre las células corticales de la raíz. Algunos hongos pueden cubrir completamente la raíz con un manto de tejido fúngico que presenta además hifas que se extienden en el suelo. Los HEM son principalmente Basidiomicetos, de los que se conocen más de 4000 especies.
- Hongos micorrízicos arbusculares (HMA). Los HMA pertenecen al orden Glomales. Muchos tipos de plantas son infectadas por este tipo de hongos entre ellas muchas de importancia agrícola. Los HMA se caracterizan por presentar arbúsculos altamente ramificados dentro de las células corticales de la raíz y son considerados como sitio de intercambio entre el hongo y la planta. Algunos HMA también presentan unas estructuras de almacenamiento de lípidos llamadas vesículas. La estructura externa está formada por las hifas que se extienden en el suelo, y las esporas, producidas asexualmente en abultamientos sobre las hifas.

- Hongos micorrízicos ericoidales. Estos hongos infectan plantas ericáceas, encontradas comúnmente en ecosistemas alpinos y de tundra. Se presentan en suelos ácidos, pobres en nutrientes y altamente orgánicos. Su rasgo principal es que el hongo penetra las células corticales pero sin formar arbusculos. No forman tampoco manto en la superficie de la raíz como lo hacen los HEM. Son hongos Ascomycetos.

Absorción de nutrientes y agua

El fósforo es un nutrimento esencial para las plantas. Forma parte de la molécula de ATP que participa en todos los procesos de transferencia de energía en la célula, es constituyente de ácidos nucleicos y participa en la elaboración de proteínas. En la planta, más de un 0.2 % del peso seco está representado por este elemento. Con la excepción del N, el fósforo es el nutrimento más importante en la agricultura, la frecuencia y magnitud de su deficiencia establecen su importancia práctica en los sistemas agrícolas (Núñez, 2007).

Una de las principales beneficios en la simbiosis entre las plantas y los HMA es la mejora en la absorción de P del suelo (Saito, 2000). Las hifas del hongo extienden la superficie de absorción de las raíces más allá de los sitios que han sido agotados de nutrientes principalmente en el caso de iones con bajos coeficientes de difusión efectiva como el H_2PO_4^- (Mohammadi *et al.*, 2008). Las hifas extraradicales de los HMA absorben fosfato inorgánico del suelo transformándolo a polifosfatasa que es trasladada hacia las hifas intraradicales en las raíces micorrizadas y suministrados a las plantas por los arbusculos después de la hidrólisis (Cox *et al.*, 1980).

Es muy bien conocido que los HMA mejoran la absorción de P por las plantas, sin embargo, también aumentan la absorción de otros nutrimentos como el nitrógeno (Hodge y Fitter, 2010; Leigh *et al.*, 2009), el potasio (Lenin *et al.*, 2010, Kaya *et al.*, 2009), el calcio y el magnesio (Mardukhi *et al.*, 2011), así como micronutrimentos (Cui y Nobel, 1992; Ortas, 2012).

La infección micorrízica, además de mejorar capacidad de adquirir nutrientes por las plantas por la mayor exploración del suelo por las hifas, incrementan la habilidad de absorber agua. En nopal y otras plantas suculentas del desierto, Cui y Nobel (1992) encontraron que *Glomus* spp. mejoró la absorción de agua al aumentar la conductividad hidráulica de la raíz. Ruth *et al.* (2011) menciona que las hifas tienen la habilidad de transferir el agua directamente a las plantas y que estas estructuras, con diámetros mucho menores a los de las raíces, pueden acceder más fácilmente al agua incluso en los poros más pequeños del suelo. Los HMA ayudan a la planta en condiciones de estrés por sequía a absorber mejor los nutrientes como el P y el N (Lee *et al.*, 2012). Los HMA mejoran la eficiencia en el uso del agua por las plantas (Kaya *et al.*, 2003; Ahmad *et al.*, 2003) y les otorgan resistencia a la sequía (Augé, 2001).

La estructura del suelo depende generalmente de la forma, tamaño y arreglo de los agregados o peds presentes en el perfil del suelo los cuales condicionan propiedades físicas del mismo como la distribución del tamaño de poros, continuidad de poros, aireación y drenaje (Voroney, 2007). Los HMA y otros microorganismos juegan un papel muy importante en la creación y conservación de los agregados del

suelo (Rilling y Mummey, 2006). Rilling *et al.* (2010) observaron en suelo con el HMA *Glomus intraradices*, y libre de otros microorganismos, que el micelio de este hongo contribuyó en el mantenimiento de los agregados e incrementó la repelencia del suelo al agua, un factor que ayuda en la estabilización de los agregados. Rilling (2004) menciona que la concentración de glomalina, una proteína del suelo relacionada con los HMA, está correlacionada de forma positiva con la estabilidad de los agregados del suelo al agua. Daynes *et al.* (2013), utilizando suelo degradado proveniente de una mina, encontraron que para la formación de la estructura del suelo es necesaria una adecuada cantidad de materia orgánica, siendo las raíces de las plantas factores clave que tienen un efecto extra si están presentes HMA.

2.2.1.2.Bacterias

Las bacterias son organismos procariontes, es decir, sin núcleo limitado por una membrana. Estos organismos presentan como grupo la mayor diversidad taxonómica y funcional. Su tamaño es generalmente de varios micrómetros en longitud o diámetro siendo en su mayoría más pequeños que los organismos eucarióticos. Presentan una alta tasa área superficial: volumen debido a su pequeño tamaño, lo que les da habilidad de absorber nutrientes a concentraciones muy bajas (Killham y Prosser, 2007).

Muchas bacterias del suelo ejercen efectos positivos en las plantas, estos microorganismos mejoran el crecimiento vegetal de forma directa al interactuar con las raíces de las plantas, como la provisión de nutrimentos; e indirectamente, a través del control de microorganismos fitopatógenos del suelo (Gamalero y Glick,

2011). Existen varios mecanismos de acción de las bacterias por medio de los cuales promueven el crecimiento vegetal:

a) Solubilización de fosfatos.

El fósforo (P) es un macronutriente esencial para el crecimiento vegetal. Es un elemento abundante en los suelos en formas orgánicas e inorgánicas; sin embargo, es el macronutriente menos móvil y disponible, por lo que llega a ser, con excepción del nitrógeno, el principal elemento que limita el crecimiento de las plantas.

Aunque el rango de concentración de P en el suelo está entre los 400 a 1200 mg kg⁻¹, solamente cerca de 1 mg kg⁻¹ está en forma soluble. El fósforo se encuentra en el suelo en dos formas insolubles: mineral, como apatita, hidroxapatita y oxiapatita entre otros, y formas orgánicas como fosfatos de inositol, ácidos nucleicos y fosfolípidos. Según Black citado por Núñez (2007) la alta reactividad del fosfato soluble con otros elementos ocasiona los bajos niveles de fósforo. En suelos ácidos, el fosfato reacciona y se precipita con compuestos de Al, Fe y Mn, mientras que en suelos alcalinos reacciona con Ca para precipitarse como fosfatos de calcio reduciéndose la solubilidad. En la zona de Nuevo León los suelos son de origen calcáreo por lo que la absorción de este elemento por las plantas está influenciada por los microorganismos del suelo (Vázquez *et al.*, 2011).

Debido a su importancia en la nutrición de los cultivos, el P es frecuentemente aplicado como fertilizante sintético; sin embargo, sólo 10 a 25 % del P agregado puede ser utilizado por las plantas ya que el P es precipitado en formas insolubles y

se fija en el suelo (Gamalero y Glick, 2011). En este contexto, Khan *et al.* (2007) mencionan que los microorganismos capaces de solubilizar fósforo juegan un papel muy importante en el abastecimiento de este nutrimento a las plantas de una forma sustentable y más amigable con el ambiente.

Rodríguez y Fraga (1999) y Paredes-Mendoza y Espinosa-Victoria (2010) mencionan que uno de los principales mecanismos utilizados por las bacterias para solubilizar el P y hacerlo disponible para las plantas es a través de la síntesis de ácidos orgánicos como el oxálico, cítrico, butírico, malónico, láctico, succínico, málico, glucónico, acético, glicónico, fumárico, adípico, indolacético y 2-cetoglucónico, los cuales acidifican la rizósfera de la planta aumentando la disponibilidad de P. Estos mismos autores comentan que entre los géneros bacterianos que producen ácidos orgánicos para solubilizar fosfatos se encuentran: *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Burkholderia*, *Achromobacter*, *Agrobacterium*, *Aereobacter*, *Flavobacterium*, *Yarrowia*, *Streptosporangium* y *Erwinia*. Gamalero y Glick (2011) mencionan además a los géneros *Bacillus*, *Enterobacter* y *Streptomyces* como capaces de solubilizar y mineralizar fosfatos. Rodríguez *et al.* (2004) menciona que también *Azospirillum* spp. tiene la capacidad de solubilizar P a través de la secreción de ácido glucónico.

Tao *et al.* (2008) estudió la capacidad de solubilización de bacterias *Bacillus megaterium*, *Burkholderia caryophylli*, *Pseudomonas cichorii* y *P. syringae*; y la capacidad de mineralización de fósforo de *Bacillus megaterium* y *B. cereus*. Encontró que la habilidad de las bacterias solubilizadoras de P varió entre 25.4 a 41.7 $\mu\text{g P}$

mL⁻¹ y para bacterias mineralizadoras de P orgánico fue de 8.2 a 17.8 µg P mL⁻¹. *Bacillus megaterium* y *B. cereus* mostraron capacidad de solubilizar y mineralizar fósforo variando desde 4.4 a 26.5 µg P mL⁻¹ y desde 13.8 a 62.8 µg P mL⁻¹, respectivamente.

Sundara *et al.* (2002) en un estudio realizado en caña de azúcar en el que se evaluó a la bacteria solubilizadora de fósforo *Bacillus megaterium* var. *phosphaticum* encontró incrementos en el nivel de P disponible en el suelo, lo que redujo en un 25 % la cantidad de P aplicado cuando los fertilizantes fosfóricos se utilizaron junto con la bacteria. En relación al rendimiento de caña se observó un incremento de 12.6 % comparado con el testigo sin aplicación de bacterias.

Abou y Abdel (2012) evaluaron el efecto sinérgico de la fertilización al suelo con roca fosfórica (RP) y co-inoculación con la bacteria solubilizadora de fósforo (BSP) *Bacillus megaterium* var. *phosphaticum* en maíz. Ellos encontraron un incremento sobre el tratamiento testigo en la cantidad de P soluble de solamente 9 % con aplicación de RP; sin embargo, se alcanzaron incrementos de 65 y 75 % en los tratamientos consistentes en la aplicación de BSP y RP+BSP, respectivamente. Así mismo, se observaron incrementos en la concentración de P en el follaje de 187 % y 250 % en los tratamientos con BSP y RP+BSP, respectivamente, en comparación al tratamiento testigo. Por otra parte, el peso seco de follaje se incrementó 17, 26 y 39 % con la utilización de RP, BSP y RP+BSP, respectivamente.

b) Mineralización de P orgánico

El fósforo orgánico en el suelo representa entre un 20 y 80 % del total presente en el suelo (Núñez, 2007) pero necesita ser mineralizado para estar disponible para las plantas, por lo que la mineralización de P orgánico juega un papel importante en el ciclo de este macronutriente en el suelo (Khan *et al.*, 2009).

Según Frossard *et al.* (2000) el retorno de P a través de la biomasa microbiana y la mineralización de P orgánico son los procesos bióticos más importantes relacionados con la liberación de fósforo inorgánico en la solución del suelo.

Plante (2007) menciona que a través de la acción de enzimas fosfatasa el P orgánico es transformado a fosfato inorgánico. Dentro del grupo de enzimas fosfatasa se encuentran las enzimas fitasa y nucleasa que catalizan la liberación de fosfato de la fitina y ácidos nucleicos, respectivamente. La mayor parte de la población microbiana del suelo (arriba del 70-80 %) sintetiza este tipo de enzimas pudiendo mencionarse entre ellas a *Bacillus megaterium*, *B. subtilis*, *Serratia* spp., *Proteus* spp., *Arthobacter* spp. y *Streptomyces* spp. El fósforo mineralizado puede ser absorbido por las plantas, microorganismos del suelo, precipitado en compuestos inorgánicos o adsorbido a superficies minerales.

c) Fijación biológica de nitrógeno

El nitrógeno es el principal nutriente requerido por los cultivos por lo que el rendimiento está limitado por la cantidad de N disponible. La aplicación de fertilizantes nitrogenados es una de las principales prácticas llevadas a cabo en la agricultura convencional con el objetivo de maximizar la producción agrícola.

Por otra parte, el nitrógeno es el componente más abundante en la atmósfera de nuestro planeta (casi 80 %), sin embargo, en su forma molecular no puede ser utilizado por las plantas. Este elemento llega a estar disponible mediante el proceso de fijación o reducción biológica llevado a cabo por una amplia diversidad de organismos pertenecientes a los dominios *Bacteria* y *Archaea* que tienen la capacidad de colonizar la rizósfera e interactuar con las plantas. Dos de los principales grupos de bacterias capaces de fijar N dentro de nódulos en plantas vasculares son los rizobios (Alpha-proteobacteria) que están asociados simbióticamente en plantas de leguminosas (familia *Fabaceae*), y *Frankia* (Actinobacteria) que se asocian con árboles de las familias *Casuarinaceae*, *Coriariaceae*, *Eleagneaceae*, *Datisticaceae* y *Myricaceae*. Otro tipo de organismos con capacidad de fijar N son las cianobacterias, que colonizan la superficie de las raíces de una gran diversidad de plantas sin formar nódulos u otra estructura diferenciada, principalmente los géneros *Nostoc* y *Anabaena* (Frenche *et al.*, 2009).

El uso de microorganismos fijadores de nitrógeno atmosférico implica una menor dependencia de fertilizantes nitrogenados en leguminosas (Somesagaran y Hoben, 1985). Un cultivo de leguminosas puede fijar comúnmente de 100 a 200 kg de N Ha año⁻¹ gracias a las bacterias del género *Rhizobium* presentes en los nódulos de las raíces (Cox, 1979). La utilización de estos microorganismos es una alternativa para mejorar la fertilidad del suelo que presenta un alto potencial.

2.2.1.3. *Trichoderma harzianum*

El género *Trichoderma* (teleomorfo, género *Hypocrea*) son hongos de vida libre muy comunes en los suelos y muy interactivos en raíces, suelo y follaje. Son hongos oportunistas, no virulentos capaces de relacionarse de forma simbiótica con las raíces de plantas, algunas cepas pueden colonizar la superficie radicular penetrando incluso la epidermis; también son parásitos de otros hongos (Hartman *et al.*, 2004).

Trichoderma se ha reconocido por su habilidad de proteger a las plantas de enfermedades causadas por hongos fitopatógenos por lo que es utilizado como agente de control biológico en contra de hongos que atacan cultivos agrícolas. Este hongo puede provocar reacciones de resistencia sistémica o localizada a través de la liberación de compuestos variados que produce, protegiendo a la planta de fitopatógenos (Howell, 2003; Hartman *et al.*, 2004).

Los principales mecanismos de biocontrol ejercidos por *Trichoderma* son su habilidad de competir por nutrientes y espacio en la rizósfera; la habilidad de producir metabolitos que impiden la germinación de hongos patógenos (fungistasis), suprimir las células de hongos (antibiosis); y su capacidad de modificar la rizósfera, como la reducción del pH del suelo creando condiciones desfavorables para patógenos. *Trichoderma* es capaz de lograr control directo contra el patógeno, por micoparasitismo mediante la secreción de enzimas degradadoras de paredes celulares como quitinasas, glucanasas y proteasas; además puede producir antibióticos, compuestos capaces de inhibir el crecimiento de otros microorganismos.

(Gajera *et al.*, 2013) Estos distintos mecanismos pueden trabajar de forma sinérgica para controlar la enfermedad (Howell, 2003).

Trichoderma puede promover el crecimiento vegetal a través de los metabolitos que produce, por ejemplo, agentes solubilizadores de P, sideróforos que solubilizan Fe y hormonas vegetales como el ácido indolacético (AIA) y auxina o sustancias análogas, aunque es variable entre cepas (Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009). En relación a la solubilización de nutrimentos, diversos estudios realizados *in vitro* han mostrado que este hongo posee la capacidad de solubilizar P de fuentes insolubles (Kapri y Tewari, 2010; Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009), así como la solubilización de micronutrimentos como el Mn y Zn por quelatación y/o reducción (Küçük *et al.*, 2008), y Fe mediante la excreción de sideróforos (Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009; Vinale *et al.*, 2013). Además, *Trichoderma* aumenta la absorción y traslocación de nutrimentos en raíces, follaje y frutos (Martínez-Medina *et al.*, 2011; Molla *et al.*, 2012), aunque también se ha observado menor concentración de Ca y Mg en plantas inoculadas con *Trichoderma* (Nzanza *et al.*, 2012).

La inoculación con el hongo *Trichoderma* mejora el crecimiento en etapas tempranas del desarrollo vegetal expresándose en mayor emergencia e incrementos en peso seco, área foliar, altura y longitud de raíces de plántulas (Fontenelle *et al.*, 2011; Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009). También se han registrado incrementos en la productividad de diversos cultivos agrícolas como tomate (Nzanza *et al.*, 2012; Bal y Altintas, 2006), caña de azúcar (Srivastava *et al.*, 2006), fresa (Porrás *et al.*, 2007), pepino (Altintas y Bal, 2005), berenjena (Singh y Singh, 2012), y trigo (Sharma *et al.*,

2012; Moubark y Abdel-Monaim, 2011); sin embargo, en algunos estudios no se obtuvieron efectos positivos en el rendimiento (Altintas y Bal, 2008; Tarango *et al.*, 2009).

2.2.2. Lombrihumus

La Norma Oficial Mexicana NMX-FF-109-SCFI-2007 define al humus de lombriz, al cual también se la conoce como lombrihumus ó lombrihumus, como “el producto resultante de la transformación digestiva y metabólica de la materia orgánica, mediante la crianza sistemática de lombrices de tierra, denominada lombricultura”. Este producto es utilizado principalmente como mejorador, enmienda orgánica de suelos, abono orgánico, entre otros.

2.2.2.1.El uso de lombrices en el reciclaje de desechos orgánicos

Los desechos orgánicos causan problemas ambientales como la contaminación de aguas subterráneas y superficiales, olores desagradables, además grandes áreas de terreno son ocupadas para la disposición de estos desechos. Este problema se vuelve más difícil cada día pues está relacionado al aumento de la población, la industrialización y el estilo de vida en nuestra sociedad (Singh *et al.*, 2011)

Las lombrices de tierra se han utilizado en el manejo de desechos en los últimos 20 años. El vermicomposteo es una tecnología ecológica innovadora con la que se puede convertir en lombrihumus un amplio rango de desechos orgánicos, como lodos procedentes de plantas tratadoras de aguas negras, estiércoles, residuos agrícolas y desechos domésticos e industriales (Yadav y Garg, 2011; Singh *et al.*, 2011).

Para la elaboración de la composta, las especies de lombriz de tierra más utilizadas son *Eisenia fetida* (Savigny) y *Eisenia andrei* (Bouché) ya que se reproducen con mucha facilidad, tienen una amplia tolerancia a la temperatura y pueden crecer y reproducirse adecuadamente en muchos tipos de desechos orgánicos con amplio rango en el contenido de humedad (Atiyeh, *et al.*, 2000).

2.2.2.2. Características del lombrihumus

Las cualidades físicas y químicas del lombrihumus favorecen el incremento en el crecimiento vegetal y la productividad de los cultivos (Atiyeh *et al.*, 2000). El lombrihumus es un material estabilizado con un aspecto parecido a la turba, finamente dividido con alta porosidad, aireación, drenaje y capacidad de retención de agua y con una baja relación C:N (Domínguez y Edwards, 2004). El lombrihumus presenta gran área superficial, posee altos valores de capacidad de intercambio catiónico (CIC) y grupos quelatantes (Pereira y Arruda, 2003). Este material presenta macro y micro nutrientes en formas rápidamente disponibles para las plantas (Domínguez y Edwards, 2004).

En el Cuadro 1 se presenta la caracterización nutrimental determinada por diferentes autores donde se utilizó estiércol de ganado bovino para la elaboración de lombrihumus.

Cuadro 1. Comparación del contenido nutrimental de lombrihumus de *Eisenia foetida* elaborado con estiércol de bovino.

	pH	Porcentaje					mg kg ⁻¹			
		N	P	K	Ca	Mg	Mn	Cu	Zn	Fe
Vázquez <i>et al.</i> (2011)	7.9	1.9	ND [†]	0.14	3.0	0.75	232.7	1.14	167.6	2847.3
Durán y Henríquez (2007)	7.8	1.8	2.0	1.10	2.3	0.70	422.0	64.0	308.0	6124.0
Castro <i>et al.</i> (2009)	ND	2.1	3.0	2.20	6.1	1.30	550.0	129.0	580.0	4646.0

[†]ND= No determinado.

Los desechos orgánicos utilizados en la elaboración de lombrihumus varían considerablemente en su contenido nutrimental por lo que el producto resultante contendrá también niveles distintos de nutrimentos (Durán y Henríquez, 2007). En el Cuadro 2 se presentan las especificaciones fisicoquímicas que debe reunir el humus de lombriz según la Norma Oficial Mexicana NMX-FF-109-SCFI -2007.

Cuadro 2. Especificaciones fisicoquímicas del humus de lombriz (lombricomposta) de acuerdo a la NMX-FF-109-SCFI -2007.

Característica	Valor
Nitrógeno total	De 1 a 4 % (base seca)
Materia orgánica	De 20 a 50 % (base seca)
Relación C/N	≤20
Humedad	De 20 a 40 % (sobre materia húmeda)
pH	de 5.5 a 8.5
Conductividad eléctrica	≤ 4 dS m ⁻¹
Capacidad de intercambio catiónico	> 40 cmol kg ⁻¹
Densidad aparente sobre materia seca	0.40 a 0.90 g mL ⁻¹
Materiales adicionados	Ausente

Los microorganismos son los responsables de la degradación bioquímica de la materia orgánica, sin embargo, las lombrices son cruciales en el proceso de

lombricomposteo al airear, fragmentar y acondicionar el sustrato con el cual se elabora el producto, afectando profundamente la actividad microbial (Domínguez y Edwards, 2004). El lombrihumus contiene gran diversidad de microorganismos benéficas que participan en la degradación de la materia orgánica, fijación biológica de N, supresión de hongos fitopatógenos, solubilización de P, entre otros (Pathma y Sakthivel, 2012). Durán y Henríquez (2007) encontraron una abundancia microbial de 1.8×10^7 UFC de bacterias y 5.1×10^4 UFC de hongos en lombrihumus elaborado con estiércol bovino.

En el Cuadro 3 se presentan las especificaciones microbiológicas establecidas por la Norma Oficial Mexicana NMX-FF-109-SCFI -2007 que debe cumplir el lombrihumus.

Cuadro 3. Límites máximos permisibles para especificaciones microbiológicas

Microorganismo	Tolerancia
<i>Escherichia coli</i>	≤ 1000 NMP [†] por g en base seca
<i>Salmonella</i> spp.	3 NMP en 4 g, en base seca
Huevos de helmintos viables	1 en 4 g, en base seca
Hongos Fitopatógenos	Ausente

[†]NMP = Número más probable

2.2.2.3. Contribución del lombrihumus a las plantas y el suelo

Existen varios mecanismos mediante los cuales el lombrihumus favorece el crecimiento vegetal: i) por el aporte de nutrimentos, ii) la mejoría en las propiedades físicas del suelo y sustrato, y iii) el aporte de microorganismos benéficos (Domínguez *et al.*, 2010).

Muchos estudios han demostrado que la adición de humus de lombriz en el suelo o medio de cultivo favorece el crecimiento, desarrollo y productividad de diversos cultivos como tomate (Gutiérrez-Miceli *et al.*, 2007; Sundararasu y Neelanarayanan, 2012), pimiento (Arancon *et al.*, 2005), fresa (Singh *et al.*, 2008), lechuga (Atiyeh *et al.*, 2000), frijol (Valdez-Pérez *et al.*, 2011; Fernández-Luqueño *et al.*, 2010), caña de azúcar (Singh *et al.*, 2007), petunia (Arancon *et al.*, 2008), calabaza (Orozco-Martínez *et al.*, 2012) y nopal verdura (Vázquez-Alvarado *et al.*, 2011) entre otros.

El lombrihumus contiene macro y micro nutrientes, unos en formas rápidamente disponibles para las plantas, sin embargo, a través de la mineralización de la materia orgánica la mayoría de los nutrientes son liberados gradual y constantemente por lo que este material constituye una fuente eficiente de nutrientes (Chaoui *et al.*, 2003). Orozco *et al.* (1996) encontró que los desechos vermicomposteados presentaron mayor cantidad de P, Ca y Mg disponible pero un decremento en K en comparación a la pulpa de café después de la extracción de la semilla.

La aplicación de lombrihumus puede mejorar las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo y los sustratos de cultivo. Hidalgo y Harkess (2002a, 2002b) utilizaron lombrihumus como mejorador de sustrato consistente en una mezcla de peat moss y perlita con cultivos de crisantemo y poinsettia. Encontraron que la densidad aparente, el porcentaje de espacio poroso y la capacidad de retención de agua se incrementaron conforme aumentaba la proporción de lombrihumus en el sustrato. Encontraron además mejor crecimiento vegetal en crisantemo con la dosis de 50 % lombrihumus, mientras que para poinsettia la mejor fue de 25 %. En relación

a las características físicas del suelo, la densidad aparente es una propiedad que se relaciona con el contenido total de porosidad en un suelo y refleja la compactación y facilidad de circulación de agua y aire en el mismo. Singh *et al.* (2007) y Gopinath *et al.* (2009) encontraron que la aplicación de lombrihumus mejoró los suelos al reducir los valores de densidad aparente en comparación con un suelo testigo y otro al que se le aplicó fertilizante químico. El lombrihumus aumenta la capacidad de retención de agua del suelo, característica muy importante ya que refleja la cantidad de agua que un suelo puede almacenar y suministrar a las plantas (Munnoli y Bhosle, 2011).

En relación a las propiedades químicas del suelo, la aplicación de lombrihumus modifica características como la fertilidad, aumentando el contenido de nutrientes disponibles para las plantas (Doan *et al.*, 2013; Sefidkoohi y Sepenlou, 2013); incrementa el contenido de C orgánico en el suelo (Ferrerias *et al.*, 2006; Doan *et al.*, 2013); y modifica el pH, la conductividad eléctrica (CE) y la capacidad de intercambio catiónico (CIC) (Doan *et al.*, 2013).

Los fertilizantes orgánicos, como el lombrihumus, mejoran las propiedades biológicas del suelo (Marinari, 2000). Uno de los beneficios del lombrihumus en los cultivos es atribuido a su alta población microbial (Duran *et al.*, 2007), entre ellos microbios fijadores de nitrógeno y solubilizadores de fosfatos (Sinha *et al.*, 2010). La aplicación de lombrihumus incrementa la biomasa y actividad microbial en los suelos, factores importantes en el reciclaje de nutrimentos (Ferrerias *et al.*, 2006; Arancon *et al.*, 2006).

2.2.3. Lixiviados de *Lombrihumus*

En el proceso de producción del *lombrihumus* se aplica agua constantemente al sustrato para mantener una humedad del 65-70 %. Para evitar la saturación de las camas o unidades de producción del *lombrihumus* se cuenta con un sistema de drenaje del agua o lixiviado generado. Este lixiviado se considera benéfico ya que contiene nutrimentos vegetales y sustancias húmicas; la composición química del lixiviado depende del sustrato usado en el proceso. Utilizando estiércol bovino como sustrato se reporta un contenido de N total de 0.8-0.9 g l⁻¹, P total de 0.5 a 0.6 g l⁻¹ y K total de 0.6 g l⁻¹ (Tejada *et al.*, 2008; Singh *et al.*, 2010).

El efecto de la aplicación de lixiviados se ha estudiado en varios cultivos. En fresa, Singh *et al.* (2010) reportó que la aplicación de lixiviados de *lombrihumus* en dosis de 2 ml l⁻¹ a intervalos mensuales (cinco en total) incrementó el área foliar, peso seco de planta y rendimiento de fruto significativamente. En tomate, Tejada *et al.* (2008) encontró que la aplicación de lixiviados (2 ml l⁻¹) incrementó la respuesta en parámetros como altura de planta, el contenido de clorofila, el rendimiento total por planta y el contenido de glucosa en fruto. Por su parte, Gutiérrez-Miceli *et al.* (2008) reportó que la aplicación de lixiviados en sorgo estimuló el desarrollo de la planta. En relación a la influencia de la aplicación de lixiviados en el contenido de nutrimentos, como el N, P, K y Ca en hojas y fruto de tomate y fresa, se han observado los más altos valores en plantas fertilizadas con este fertilizante líquido (Singh *et al.*, 2010; Tejada *et al.*, 2008).

2.2.4. Sustancias húmicas

La materia orgánica del suelo (M. O.) está formada por los organismos vivos y sus residuos o restos en diferentes estados de descomposición, desde tejido intacto hasta el humus. La M. O. es utilizada como alimento por los organismos del suelo que al descomponerla, liberan nutrimentos que pueden ser absorbidos por las plantas, proceso llamado mineralización. En el suelo, los residuos de los seres vivos sufren un proceso de descomposición en el que las complejas moléculas orgánicas son transformadas a moléculas orgánicas e inorgánicas más simples. Una parte de la M. O. del suelo está formada por residuos de plantas y animales de rápida descomposición como azúcares, proteínas y almidones, otra parte es de lenta descomposición como celulosa, hemicelulosa, grasas, ceras y resinas, y otra parte es aún de más difícil y lenta descomposición, como la lignina. La otra parte de la M. O. del suelo es el humus, material que queda después de haber sido usada y transformada por muchos y diferentes organismos del suelo y que es de difícil descomposición (Bot y Benites, 2005).

El humus está formado por sustancias húmicas:

- Ácidos fúlvicos son la fracción del humus que es soluble en agua a cualquier valor de pH. Su color es comúnmente amarillo claro a amarillo cafésoso.
- Ácidos húmicos son la fracción del humus que es soluble en agua, excepto a un pH menor de 2. Su color es generalmente de café oscuro a negro.
- Huminas son la fracción insoluble en agua en cualquier valor de pH. Su color es comúnmente negro (Bot y Benites, 2005; Gaffney *et al.*, 1996).

Las sustancias húmicas (SH) son el material orgánico mayormente presente en el ambiente, presentándose en todos los suelos, aguas y sedimentos. El origen y edad del material influye en el tamaño, peso molecular, composición, estructura y número y posición de grupos funcionales de las sustancias húmicas. Químicamente consisten de un esqueleto de cadenas alifáticas, anillos aromáticos intercrossados principalmente por grupos oxígeno y nitrógeno, presentando grupos funcionales de ácidos carboxílicos, fenólicos, quinona e hidroxilo. (Gaffney *et al.*, 1996). La composición de los ácidos húmicos y fúlvicos varía de 40-60 % de C, 30-50 % de O, 4-5 % de H, 1-4 % de N, 1-2 % de S y 0-0.3 % de P; presentan una alta capacidad de intercambio catiónico, en ácidos fúlvicos es de 640-1420 cmol (+) kg⁻¹ y de 560-890 cmol (+) kg⁻¹ para ácidos húmicos (Stevenson, 1994).

Una de las características más importantes de las SH es su habilidad de formar complejos con iones metálicos bajo diferentes condiciones de suelo impactando en la disponibilidad de nutrimentos para las plantas y el crecimiento vegetal (García-Mina *et al.*, 2004). En suelos calcáreos, con alto pH y bajo contenido de materia orgánica, la fijación de micronutrientes como el Fe, Mn, Zn y Cu disminuye la disponibilidad para las plantas (Imitiaz *et al.*, 2010). Las SH pueden quelatar nutrientes incrementando la solubilidad de nutrimentos no disponibles en el suelo aumentando la absorción por las plantas (Mackowiak *et al.*, 2001). Un quelato es un compuesto químico orgánico en el que un ion metálico está sujetado en una molécula orgánica de forma muy estrecha, protegiéndolo y haciéndolo menos propenso a precipitarse de esta manera (Perea *et al.*, 2010). Esta habilidad es debida a la elevada cantidad de grupos funcionales que contienen oxígeno como los carboxilos, fenólicos y

alcohólicos, entre otros (Lobartini y Orioli, 1988). Lindsay (1978) menciona que los quelatos proveen un mayor gradiente de difusión para el transporte a las membranas de las células radicales al incrementar la concentración total de iones metálicos en solución.

Las SH influyen en la absorción de macronutrientes. Varlinden *et al.*, (2009) encontraron que la aplicación de sustancias húmicas (7.5 kg ha^{-1}) junto con fertilizantes químicos incrementa la absorción de N y P en papa cultivada en suelo franco arenoso. Tahir *et al.* (2011) en dos suelos, uno calcáreo y otro no calcáreo, reportan mayor absorción de N en trigo con la aplicación de SH en dosis de 60 mg kg^{-1} de suelo; sin embargo, no se observaron diferencias en la absorción de P y K. En maíz cultivado en macetas, Sharif *et al.* (2002) encontraron que la adición de SH ($50 - 300 \text{ mg kg}^{-1}$) a la fertilización inorgánica incrementa la absorción de N pero la de P no fue afectada. Por otra parte, en condiciones de salinidad, Khaled y Fawy (2011) encontraron que la aplicación de SH (2 g kg^{-1} de suelo) incrementa la absorción de N en maíz. En hidroponía, Eyheraguibel *et al.* (2008) encontraron que la adición de SH en la solución nutritiva aumenta la absorción de N en maíz. En papa cultivada en un suelo arenoso, la aplicación de SH (120 kg ha^{-1}) junto con fertilización inorgánica incrementa la concentración de N, P y K en tubérculos de papa así como el rendimiento (Selim *et al.*, 2009).

En relación al P, Sinha (1971) menciona que la formación de complejos entre fosfatos, metal y ácidos húmicos puede aumentar la movilidad del fósforo debido a que las SH pueden disolver fosfatos insolubles. Una implicación práctica en la

agricultura está relacionada al desempeño de fertilizantes fosfóricos. En suelos alcalinos la eficiencia se ve afectado de forma negativa por reacciones de precipitación y adsorción que forman fosfatos de calcio pobremente solubles (Delgado *et al.*, 2002). Varios estudios han mostrado que la adición de SH a fosfato monoamónico (MAP) incrementa la disponibilidad de P para las plantas en suelos alcalinos (Bermúdez *et al.*, 1993; Delgado *et al.*, 2002). Wang *et al.* (1995) reportan que la aplicación de SH en un suelo alcalino disminuye la fijación de este nutrimento, incrementándose la absorción de P y el rendimiento de trigo. Por otra parte, Winarso *et al.* (2011) encontraron que la aplicación de SH (0.01-0.2 %) incrementa la cantidad de P disponible pero no aumenta significativamente la absorción de este nutrimento en soya cultivada en macetas en un suelo ácido.

En relación a la absorción de micronutrientos, las SH afectan de manera importante el transporte y la disponibilidad para las plantas (Lobartini y Orioli, 1988). Chen *et al.* (2004) menciona que las SH favorecen la nutrición y el crecimiento vegetal a través de la mejoría en la absorción de Fe y posiblemente también de Zn. La aplicación de SH mejora la absorción de Fe y P en tomate cultivado en invernadero (Sánchez-Sánchez *et al.*, 2005) y uva de mesa (Sánchez-Sánchez *et al.*, 2006). En limonero la aplicación de SH mejora la absorción de Fe y Cu (Sánchez-Sánchez *et al.*, 2002). En tomate con deficiencias de Fe cultivado hidropónicamente, la aplicación de SH aumenta el contenido de Fe en las hojas, mejora el crecimiento y elimina los síntomas de deficiencia de este elemento (Sánchez-Sánchez *et al.*, 2009). Por su parte, García-Mina *et al.* (2004) encontraron que los compuestos húmicos de Cu y Zn incrementan la absorción de estos micronutrientos en alfalfa y

trigo cultivados en macetas con varios tipos de suelo. En maíz cultivado hidropónicamente, Eyheraguibel *et al.* (2008) menciona que la adición de SH en la solución nutritiva incrementa la absorción de Mn y Fe en maíz. La adición de SH en solución nutritiva incrementa la disponibilidad de Fe y Zn en trigo (Mackowiak *et al.*, 2001). En papa cultivada en un suelo arenoso, la aplicación de SH (120 kg ha⁻¹) junto con fertilización inorgánica incrementa la concentración de Fe, Mn y Zn en tubérculos de papa (Selim *et al.*, 2009).

Actualmente en la agricultura mundial están disponibles muchos productos comerciales elaborados con SH, derivados principalmente de leonardita o lignita (Chen *et al.*, 2001). Existen variados estudios que reportan efectos benéficos en la aplicación de SH, como la mejora en la absorción de nutrimentos y el rendimiento de los cultivos; sin embargo, también se reporta falta de efecto (Jones *et al.*, 2007; Hartz y Bottoms, 2010) e inclusive efectos negativos en dosis elevadas (Tahir *et al.*, 2011). La efectividad de las SH puede depender de factores como los niveles de aplicación y el tipo de suelo (Sharif *et al.*, 2002; Hartz y Bottoms, 2010). En este sentido, Hartz y Bottoms (2010) opinan que las recomendaciones comerciales de SH (típicamente menos de 5 kg ha⁻¹) probablemente no mejoren la nutrición y productividad de los cultivos en la mayoría de los suelos.

2.3. Género *Opuntia* spp.

Desde tiempos prehispánicos se utiliza el género *Opuntia* (nopal) en México, junto con el maíz (*Zea mays*) y el agave (*Agavespp.*); para nosotros los mexicanos el nopal representa un importante símbolo de identidad (Anaya-Pérez, 2003). Actualmente

Opuntia forma parte del paisaje natural y de los sistemas agrícolas en diferentes regiones del mundo; las principales formas de producción son la recolección en nopaleras silvestres, las huertas familiares y las plantaciones comerciales intensivas. El género *Opuntia* se adapta a zonas donde prevalecen condiciones secas, lluvias erráticas y problemas de erosión en los suelos. En muchos países de África, América, Asia y Europa han aumentado las plantaciones para la producción de forraje, fruta o nopalitos, principalmente la especie *Opuntia ficus-indica*(L.) Mill., como una propuesta para la sustentabilidad de los sistemas agrícolas en zonas áridas y semiáridas (Reynolds y Arias, 2003).

Los frutos y cladodios del nopal son cosechados en 25 países, pero México es el único país con producción comercial de cladodios tiernos (nopalitos) para consumo humano en diferentes platillos (Blanco-Macías *et al.*, 2011). En nuestro país se reporta una superficie sembrada de 12,453.72 hectáreas con este cultivo, destacando el estado de Morelos y el Distrito Federal a nivel nacional. En Morelos se reporta una superficie sembrada de 3,256 hectáreas y una producción de 341,642 toneladas; mientras que en el Distrito Federal 4,331 hectáreas y 336,882 toneladas. Los rendimientos promedio anuales van desde las 2 t ha⁻¹ en Nuevo León hasta las 104.9 ton ha⁻¹ en Morelos (SAGARPA-SIAP, 2012).

Por otra parte, en años recientes, la agricultura orgánica ha experimentado un crecimiento rápido en México, clasificado como el país con mayor número de productores orgánicos. El sector orgánico es uno de los sectores más dinámicos en México, aunque representa sólo un 2 % de la superficie agrícola nacional (Romero,

2010).Gómez *et al.* (2005) y Schwentesius y Gómez (2007) reportan para el año de 1996 una superficie sembrada con cultivos orgánicos de 23,265 hectáreas y 13,176 productores; mientras que para el año 2007 se alcanza una superficie de 545,000 hectáreas y 126,000 productores dedicados al cultivo orgánico. En 2004-2005 Gómez *et al.* (2005) reporta que el café destaca como el principal cultivo orgánico en México con una superficie de 147,136 hectáreas, mientras que el nopal para la producción de fruto y nopalito orgánico cubre apenas una superficie de 5,039 hectáreas.

El nopal es considerado una planta rústica que tolera escasez de agua, condiciones extremas de temperatura así como baja fertilidad del suelo pero se ha reportado que esta planta responde de manera favorable bajo manejo agronómico con aplicación de abonos orgánicos o sintéticos y riego adecuado (Vázquez, 2003). Sin embargo, en los sistemas de producción orgánica está prohibido el uso de fertilizantes sintéticos proponiéndose el uso de abonos orgánicos, abonos minerales de origen natural y microorganismos benéficos como medio para mantener e incrementar la fertilidad del suelo en el largo plazo (DOF- 29 de Octubre de 2013).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en el área de vivero del Campo Agrícola Experimental de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León situado en la carretera Zuazua-Marín km. 17.5 en Marín, N.L. El clima es extremo con una media anual de 528 mm de lluvia. La temperatura promedio anual es de 22 °C; con una temperatura máxima promedio de 40 °C y una mínima promedio de 4 °C. Los meses más calientes son julio y agosto (García, 1978).

3.1. Diseño Experimental

El experimento se instaló utilizando cladodios de nopal cv. Villanueva en cubetas de plástico de 19 L de capacidad sembrando un cladodio madre por cubeta (unidad experimental), el sustrato fue una mezcla de suelo agrícola y perlita en una proporción 2:1. La composición química del suelo, lombrihumus, lixiviado de lombrihumus y agua de riego se presentan en el Cuadro 4. La textura del suelo utilizado corresponde a uno arcilloso con 21 % de arena, 32 % de limo y 47 % de arcilla, el pH se encontró como medianamente alcalino y, con relación al contenido de sales, ligeramente salino. Por otra parte, el agua utilizada para el riego presentó un nivel de salinidad de 2.45 mS cm⁻¹ lo que corresponde a una clasificación de “moderadamente salina” de la FAO (Rhoades *et al.*, 1992). El riego se realizó de forma manual cada 2 a 3 días.

Cuadro 4. Composición química del suelo, vermicomposta, lixiviados y agua de riego utilizados en el presente experimento.

	Suelo	Lombrihumus	Lixiviado	Agua de riego
N, %	0.11	2.1	--	--
N, mg L ⁻¹	--	--	30	0
P, mg kg ⁻¹	12.3	9600	2.8	0
K, mg kg ⁻¹	283.3	19000	113	1.18
Ca, mg kg ⁻¹	2354.4	23000	468	164
Mg, mg kg ⁻¹	189.7	7000	164	73.2
Materia orgánica, %	1.4	39	--	--
pH	8.1	7.5	8.5	7.4
Conductividad eléctrica, mS cm ⁻¹	1.93	2.4	2.6	2.45

El diseño experimental fue de bloques completos al azar con nueve tratamientos y cuatro repeticiones, dando un total de 36 unidades experimentales. Los tratamientos aplicados se describen en el Cuadro 5.

Cuadro 5. Tratamientos biofertilizantes y productos orgánicos utilizados.

TR.	PRODUCTO	DOSIS	Nº APLICACIONES	
			1a etapa [†]	2a etapa
1	<i>Glomus intraradices</i>	3 kg ha ⁻¹	2	1
2	Lombrihumus	10.3 t ha ⁻¹	1	1
3	Drenados de lombrihumus foliar	2 ml L ⁻¹ de agua	10	10
4	<i>Trichoderma harzianum</i> 808	10 g ha ⁻¹	2	1
5	<i>Trichoderma harzianum</i> 703	10 g ha ⁻¹	2	1
6	BioNitro [®]	750 g ha ⁻¹	2	1
7	NutriHumus 90 [®]	6 kg ha ⁻¹	2	1
8	Drenados de lombrihumus suelo	20 ml planta ⁻¹	10	10
9	Testigo absoluto	Sin aplicación		

[†]Las aplicaciones en la primera etapa se realizaron el 12 de Junio y el 19 de Septiembre de 2012. La aplicación en la 2ª etapa se realizó el 13 de Febrero de 2013.

El experimento consistió en dos etapas de cultivo: la primera fue de Junio a Octubre de 2012, mientras que la segunda fue de Febrero a Agosto de 2013, siendo aquí necesaria la reposición de algunas fallas debido a daños en los cladodios.

Los tratamientos aplicados se describen en el Cuadro 5. La primera aplicación de biofertilizantes ó inoculación de cladodios con *G. intraradices*, *T. harzianum* cepas 808 y 703 y Bionitro[®] se llevó a cabo en el día de plantación de cladodios. La cantidad de biofertilizante requerida se mezcló en 1 L de agua, en esta mezcla se sumergió aproximadamente la tercera parte inferior del cladodio. Posteriormente, en cada hoyo de plantación fueron vertidos 250 ml de la mezcla y se plantó el cladodio. La inoculación de cladodios con *G. intraradices* (T1) se realizó con un biofertilizante producido por el Campo Experimental General Terán (CEGET) del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), el cual contiene como mínimo, 20 propágulos g⁻¹ de inóculo. Suponiendo una densidad de plantación de 35,000 plantas por hectárea y una dosis de biofertilizante de 3 kg ha⁻¹ se calculó el material necesario para inocular 4 cladodios (0.34 g). Los tratamientos que consistieron en la aplicación de biofertilizantes con *T. harzianum* cepas 808 (T4) y 703 (T5) tenían una concentración mínima de 1.5 x 10⁷ esporas por gramo y se aplicaron en dosis de 10 g ha⁻¹ disolviendo 0.5 g de biofertilizante en 1 L de agua. Estos productos fueron formulados por el Centro de Biotecnología Genómica del Instituto Politécnico Nacional en Reynosa, Tamaulipas. El tratamiento con biofertilizante Bionitro[®] (T6) se aplicó en dosis de 750 g ha⁻¹. La dosis necesaria para cuatro plantas (0.085 g) se diluyó en 1 L de agua. Las aplicaciones posteriores de biofertilizantes se llevaron a cabo preparando las mismas cantidades de producto de

cada tratamiento disueltas en 1 L de agua, se excavó una pequeña zanja de aproximadamente 5 cm de profundidad, se aplicaron 250 ml de la mezcla y se tapó la zanja.

El lombrihumus (T2) se aplicó en dosis de 10.3 t ha^{-1} , que es una dosis equivalente a 200 kg ha^{-1} de nitrógeno considerando un contenido de 1.93 % de N (Vázquez *et al.*, 2011). Se hizo la corrección por el contenido de humedad de la composta (14.3 %) resultando en una dosis de $345.4 \text{ g planta}^{-1}$. En cada hoyo de plantación fue depositada esta cantidad de lombrihumus y se plantó el cladodio. La aplicación en la 2ª etapa se realizó aplicando la misma dosis de producto por planta, distribuyéndolo en la superficie de la maceta e incorporándolo a una profundidad aproximada de 5 cm.

Los drenados de lombrihumus vía foliar (T3) se aplicaron utilizando un atomizador manual. La dosis de aplicación fue 2 ml L^{-1} de agua, se utilizó la misma dosis de adherente (Inex-A®) en cada aplicación. El gasto fue de 40 ml por planta. Las aplicaciones iniciaron al comienzo de cada etapa del experimento y las siguientes se realizaron cada 14 días, fueron realizados un total de 10 aplicaciones en cada etapa. Los drenados de lombrihumus vía suelo (T8) fueron aplicados en dosis de $20 \text{ ml planta}^{-1}$ en el mismo día que el tratamiento de drenados vía foliar.

El tratamiento con NutriHumus 90® (T7) se aplicó en dosis de 6 kg ha^{-1} . La forma de aplicarlo consistió en diluir 0.684 g de producto en 1 L de agua. Posteriormente, en cada hoyo de plantación fueron vertidos 250 ml de la mezcla y se plantó el

cladodio. La aplicación en la 2ª etapa se realizó aplicando la misma dosis de producto por planta, distribuyéndolo en la superficie de la maceta e incorporándolo a una profundidad aproximada de 5 cm. En el tratamiento testigo (T9) fue aplicado solamente el riego.

3.2. Muestreo de Planta

El primer corte de nopalitos en la primera etapa se realizó el 3 de Julio de 2012, a los 21 días después de la plantación. Los cortes siguientes se realizaron cada 13 a 19 días, dándose un total de ocho cortes. En la segunda etapa, el primer corte de nopalitos se hizo el 8 de Abril de 2013, a los 54 días después de la replantación. Los cortes siguientes se realizaron cada 14 días aproximadamente. En cada etapa, se cosecharon nopalitos que presentaban al menos 15 cm de longitud. Para medir el rendimiento en peso fresco se utilizó una balanza digital; el número de nopalitos cosechados con el simple conteo; el largo y ancho de nopalitos se realizó con regla de 30 cm y para el grosor se utilizó un vernier. En la segunda etapa se determinó el peso seco de nopalitos, para esto, las muestras de nopalitos cosechados en todos los cortes fueron secadas en estufa por una semana a 60 °C

Al final del ciclo (2 de Septiembre de 2013) las raíces de cada unidad experimental fueron lavadas cuidadosamente y pesadas en fresco y después de secado en estufa por 48 horas a 60 °C. Esta variable, por su carácter destructivo, no se determinó en la primera etapa del experimento.

3.3. Cuantificación de los Microorganismos del Suelo

En la segunda etapa, con muestras de suelo obtenidas a mitad del ciclo de cultivo, se estimó el número de unidades formadoras de colonias por gramo de suelo (UFC g⁻¹) por dilución y siembra en placa utilizando tres medios de cultivo: PDA para el crecimiento de hongos, LB para bacterias y Rojo Congo para bacterias fijadoras de nitrógeno; los conteos se realizaron a las 24 horas después de la siembra. La dilución utilizada fue de 10⁻³ y se sembraron tres repeticiones por muestra para cada medio de cultivo. Estos trabajos se realizaron en el Centro de Biotecnología Genómica del Instituto Politécnico Nacional ubicado en la ciudad de Reynosa, Tamaulipas.

Para determinar el porcentaje de infección micorrízica, se tomaron muestras de raíz de cada unidad experimental en la segunda etapa a mitad del ciclo de cultivo (22 de Abril 2013). Las raíces fueron sometidas primero a un proceso de aclareo y tinción (Phillips y Hayman, 1979). El porcentaje de infección fue cuantificado utilizando el método de portaobjetos (Giovannetti y Mosse, 1980). Fueron seleccionados al azar cuatro segmentos de aproximadamente 1 cm de longitud de raíz pigmentada y se montaron en portaobjetos, luego se observaron en microscopio a 10X y, por último, se hizo una estimación del nivel de infección expresando el resultado como porcentaje. Para realizar los análisis estadísticos los porcentajes se transformaron a la raíz cuadrada del arcoseno.

3.4. Análisis Nutricional y Químico de Nopalitos y Suelo

Las muestras de nopalitos cosechados en todos los cortes fueron secadas en estufa por una semana a 60 °C y molidas previo a los análisis. Las muestras de suelo

fueron tomadas en la segunda etapa utilizando una barrena en cada unidad experimental en dos fechas de muestreo: el 22 de abril (mitad del ciclo) y el de 2 de septiembre de 2013 (final del ciclo).

Las determinaciones de las concentraciones de P, K, Ca y Mg en nopalitos se llevaron a cabo después del proceso de digestión ácida de las muestras deshidratadas. El contenido de N se determinó por el método microkjeldahl; el P se determinó por fotolorimetría con amarillo vanadato molibdato utilizando un fotospectrometro óptico (Termo Spectronic, modelo Helios Epsilon, USA); K, Ca y Mg con espectrofotómetro de absorción atómica (UNICAM Solar modelo 9626).

Para los análisis químicos de suelo, el contenido de N se determinó por Kjeldahl; el P por el método Olsen y utilizando el fotospectrometro óptico; K con solución extractora Olsen y espectrofotómetro de absorción atómica; Ca y Mg con solución extractora KCl y espectrofotómetro de absorción atómica; el pH con potenciómetro en una relación suelo:agua 1:2; el porcentaje de materia orgánica por el método de Walkley y Black; la conductividad eléctrica por pasta saturada con conductímetro; y la textura con el método del hidrómetro de Bouyoucos.

3.5. Análisis Estadísticos

Para los análisis estadísticos de las variables bajo estudio se utilizaron los valores obtenidos de cada unidad experimental. Cada variable fue sometida a una prueba de análisis de varianza (ANVA) utilizando el modelo lineal general (GLM) para determinar si al menos uno de los tratamientos resultaba diferente. Los valores expresados

como porcentajes se transformaron a la raíz cuadrada del arcoseno, y transformados, se analizaron estadísticamente. En los casos en donde se obtuvo diferencias significativas entre los tratamientos se aplicó la prueba de comparación de medias de Tukey a un nivel de significancia del 5 %. Los datos fueron analizados utilizando el paquete SPSS Statistics versión 20 (IBM, 2011).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis Químico de Suelos

4.1.1. Nitrógeno

Las muestras de suelo fueron tomadas, en la segunda etapa del experimento, en dos fechas de muestreo: el primero el 22 de abril (mitad del ciclo, Fecha 1) y el segundo el 2 de septiembre de 2013 (final del ciclo, Fecha 2). En relación al contenido de N en el suelo, se encontró en la Fecha 1 una mayor concentración de este elemento en el tratamiento donde se aplicó lombrihumus, guardando igualdad estadística con los tratamientos consistentes en la inoculación con *Trichoderma harzianum* 703, Bionitro[®] y NutriHumus 90[®]; siendo estos tres últimos a su vez iguales estadísticamente a los demás tratamientos (Cuadro 6), interpretándose en un nivel “Medio” el contenido de nitrógeno total del suelo. En la Fecha 2 se encontró que la concentración de N en el suelo donde se aplicó lombrihumus fue significativamente superior ($P \leq 0.05$) a los demás tratamientos aplicados, interpretándose en un nivel “Alto”. Los tratamientos biofertilizantes tuvieron un comportamiento similar al tratamiento testigo (sin aplicación) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Comparación de medias por Tukey de parámetros analizados en suelo en dos fechas de muestreo.

T	N (%)		P (mg kg ⁻¹)		K(mg kg ⁻¹)		Ca(mg kg ⁻¹)	
	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2
1	0.11 b	0.11 b	24.71 b	24.67 b	383.7 b	323 a	2041 a	1689 ab
2	0.15 a	0.16 a	153.42 a	78.66 a	488.6 a	271 b	2026 a	1949 a
3	0.11 b	0.11 b	22.45 b	19.23 b	384.3 b	321 a	2014 a	1796 ab
4	0.12 b	0.12 b	25.63 b	22.46 b	484.4 a	312 ab	1879 a	1807 ab
5	0.13 ab	0.12 b	27.60 b	23.54 b	480.5 a	282 ab	1923 a	1547 b
6	0.13 ab	0.11 b	25.34 b	21.44 b	383.5 b	322 a	1908 a	1791 ab
7	0.13 ab	0.12 b	25.30 b	25.73 b	381.7 b	324 a	1899 a	1833 ab
8	0.12 b	0.12 b	21.49 b	22.43 b	379.3 b	323 a	1949 a	1804 ab
9	0.11 b	0.11 b	21.45 b	22.73 b	380.6 b	324 a	1971 a	1815 ab

1= *Glomus intraradices*, 2=Lombrihumus, 3= Drenados de lombrihumus vía foliar, 4= *Trichoderma harzianum* 808, 5= *Trichoderma harzianum* 703; 6= BioNitro®, 7= NutriHumus 90®, 8= Drenados de lombrihumus vía suelo, 9= Testigo absoluto. Las columnas designadas con la misma letra no son significativamente diferentes a una P≤0.05.

Cuadro 6. Continuación.

T	Mg(mg kg ⁻¹)		M.O. [†] (%)		C.E. [‡] (mS cm ⁻¹)		pH	
	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2	Fecha 1	Fecha 2
1	271.1 b	331.0 a	1.45 b	1.45 b	3.47 ab	3.28 ab	8.33	8.58
2	304.1 a	321.7 a	1.89 a	2.17 a	3.96 a	3.95 a	8.28	8.50
3	276.0 b	338.6 a	1.47 b	1.48 b	3.38 ab	3.30 ab	8.33	8.54
4	280.2 b	339.9 a	1.53 b	1.49 b	3.07 ab	2.79 ab	8.40	8.61
5	303.7 a	342.2 a	1.49 b	1.32 b	2.92 b	2.83 ab	8.35	8.58
6	276.8 b	340.8 a	1.56 b	1.44 b	2.90 b	2.62 b	8.41	8.45
7	275.2 b	337.7 a	1.57 b	1.42 b	3.18 ab	2.60 b	8.37	8.55
8	272.9 b	325.4 a	1.39 b	1.47 b	3.82 ab	3.01 ab	8.29	8.54
9	278.8 b	326.5 a	1.47 b	1.42 b	3.78 ab	3.61 ab	8.29	8.51

[†]Materia orgánica. [‡]Conductividad eléctrica. Las columnas designadas con la misma letra no son significativamente diferentes a una P≤0.05.

Los resultados coinciden con los reportados por Arancon *et al.* (2005) quienes encontraron el mayor contenido de N en forma de nitratos en suelo tratado con lombrihumus en dosis de 10 y 20 t ha⁻¹. Por otra parte, Arancon *et al.* (2006) aplicaron lombrihumus en dosis de 5 y 10 t ha⁻¹ en dos sitios experimentales no encontrando diferencias en el contenido de N extraíble total en el suelo a los 110 y

150 días después del trasplante; sin embargo, en muestreos realizados a los 200 y 220 días se encontró un mayor contenido de N en algunas parcelas tratadas con lombrihumus, pero solamente fue significativo en el sitio B donde se aplicó lombrihumus hecha con desechos de papel en dosis de 5 t ha⁻¹ en comparación con parcelas que recibieron fertilizante inorgánico en dosis de 85-155-125 kg ha⁻¹. Por su parte, Mahmoud e Ibrahim (2012) encontraron que el contenido de N disponible en el suelo se incrementó significativamente con la aplicación de lombrihumus en dosis de 5 y 10 g kg⁻¹ de suelo en comparación con fertilización inorgánica (30-25-50) a los 3 meses después de la aplicación. En contraste, Ferreras *et al.* (2006) hicieron dos aplicaciones de lombrihumus en dosis de 10 y 20 t ha⁻¹ en un suelo agrícola con manejo convencional, no encontrando diferencias estadísticas en el contenido de N total en el suelo a los seis meses después de la aplicación. Los incrementos en el contenido de N en el suelo pueden atribuirse a los procesos de descomposición y mineralización de la materia orgánica que liberan nutrimentos lentamente y que pueden ser absorbidos por las plantas (Doan *et al.*, 2013).

El efecto de *T. harzianum* 703 (T 5) en la disponibilidad de N en el suelo encontrado en este estudio, es semejante al reportado por Singh *et al.* (2010b), quienes encontraron que la inoculación con este hongo en el suelo incrementó la disponibilidad de este elemento.

4.1.2. Fósforo

El fósforo es uno de los nutrimentos que más se aplican como fertilizantes químicos. El contenido de P en el suelo fue significativamente mayor con la

aplicación de lombrihumus en las dos fechas de muestreo (Cuadro 6), interpretándose como “Muy alto”, mientras que los demás tratamientos se clasifican como nivel “Alto”. El mayor contenido de P asimilable en el tratamiento lombrihumus pudo deberse al aporte de P por este material (Cuadro 1) y a la presencia de bacterias solubilizadoras de P, además de la actividad mineralizadora de los microorganismos del suelo que liberó P. Se ha reportado que la aplicación de lombrihumus aumenta la cantidad de P disponible en el suelo (Singh *et al.*, 2007; Mahmoud e Ibrahim, 2012). En contraste, los demás tratamientos, incluyendo a los biofertilizantes, no presentaron efecto en esta variable. En relación a esto, la capacidad del hongo *T. harzianum* de solubilizar P *in vitro* utilizando fuentes insolubles se ha probado en diversos estudios y se considera que puede ser explotado para mejorar la fertilidad del suelo (Kapri y Tewari, 2010; Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009), sin embargo, no se observó un efecto benéfico en esta variable debido a la inoculación de este organismo. Por otra parte, las sustancias húmicas tampoco aumentaron la cantidad de P disponible en el suelo, a pesar de existen estudios donde se menciona su capacidad de disminuir la fijación de este elemento en el suelo y aumentar su disponibilidad para las plantas (Wang *et al.*, 1995; Delgado *et al.*, 2002).

El efecto de *T. harzianum* 703 (T 5) en la disponibilidad de P en el suelo encontrado en este estudio no fue importante, en contraste, Singh *et al.* (2010b), encontraron que la inoculación con este hongo en el suelo incrementó la disponibilidad de este elemento, posiblemente debido a la habilidad de *T. harzianum*

de producir metabolitos capaces de solubilizar nutrientes en el suelo (Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009).

4.1.3. Potasio

El análisis de varianza para el contenido de K en suelo en el primer muestreo mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$) (Cuadro 6). Los tratamientos con el mayor contenido de K fueron lombrihumus (T2), *T. harzianum* 808 (T4) y *T. harzianum* 703 (T5), los cuales fueron diferentes a los tratamientos *G. intraradices* (T1), drenados vía foliar (T3), Bionitro[®] (T6), NutriHumus 90[®] (T7), drenados vía suelo (T8) y testigo (T9).

En el segundo muestreo, el análisis de varianza mostró también diferencias significativas ($P \leq 0.05$). El tratamiento más sobresaliente fue el tratamiento testigo (T9), el cual no presentó diferencias importantes respecto a la mayoría de los tratamientos; sin embargo, fue superior a lombrihumus (T2) (Cuadro 6).

En la primera fecha de muestreo, los resultados encontrados en el presente estudio son similares a los reportados por Mahmoud e Ibrahim (2012), quienes reportaron incrementos en la disponibilidad de K en el suelo con aplicación de lombrihumus (5 g kg⁻¹ de suelo). Con respecto al segundo muestreo, los resultados son similares a los reportados por Singh *et al.* (2007), quienes encontraron menor contenido de K disponible en el suelo donde se aplicó lombrihumus (10 t ha⁻¹) después de la cosecha de caña de azúcar, posiblemente a causa de la fuerte absorción de K que presentó el cultivo.

Con relación al efecto de *T. harzianum* en el primer muestreo, los resultados encontrados en el presente trabajo son similares a los encontrados por Singh *et al.* (2010b), quienes encontraron un contenido de K disponible en el suelo significativamente más alto en comparación con fertilización química, posiblemente a causa de la habilidad de *T. harzianum* de producir metabolitos capaces de solubilizar nutrimentos en el suelo (Hoyos-Carvajal *et al.*, 2009).

4.1.4. Calcio y Magnesio

Con relación al contenido de Ca disponible en el suelo, el análisis de varianza para el primer muestreo no mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($P \leq 0.05$). (Cuadro 6); no obstante, en el segundo muestreo, el análisis de varianza mostró diferencias significativas, donde el tratamiento más sobresaliente fue el de lombrihumus (T 2), el cual no presentó diferencias importantes con el resto de los tratamientos, excepto con *T. harzianum* 703 (T 5) que presentó el contenido de Ca disponible más bajo.

Con respecto a Mg, en el primer muestreo el análisis de varianza mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$). (Cuadro 6). Los tratamientos más sobresalientes en esta característica fueron lombrihumus (T 2) y *T. harzianum* 703 (T 5), superando estadísticamente a los tratamientos *G. intraradices* (T 1), drenados vía foliar (T 3), *T. harzianum* 808 (T 4), BioNitro[®] (T 6), NutriHumus 90[®] (T 7), drenados vía suelo (T 8) y testigo (T 9). En el segundo muestreo, los análisis de varianza no mostraron diferencias significativas entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) (Cuadro 6).

Los resultados obtenidos en el presente experimento son similares, en parte, a los encontrados por Mahmoud e Ibrahim (2012) quienes reportaron que la aplicación de lombrihumus en dosis de 5 g kg^{-1} de suelo aumentó significativamente el contenido de Ca disponible en el suelo; sin embargo, el efecto en el contenido de Mg no fue significativo. Por otra parte, Tharmaraj *et al.* (2011), encontraron que la aplicación de lombrihumus incrementó el contenido de Ca y Mg solubles en el suelo, pero las diferencias no fueron significativas con relación al tratamiento testigo.

En relación a *T. harzianum* 703 (T 5), el efecto de este hongo fue significativo para Ca y Mg, disminuyendo la disponibilidad del primero y aumentándola para el segundo elemento. *T. harzianum* produce metabolitos capaces de solubilizar nutrimentos del suelo como P, Mn, Zn y Fe, por lo que es posible que este hongo pueda afectar también la disponibilidad de Ca y Mg en el suelo.

4.1.5. Materia Orgánica (M.O.), Conductividad Eléctrica (C.E.) y pH

El mayor contenido de M.O. en las dos fechas de muestreo se presentó en el tratamiento con aplicación de lombrihumus (Cuadro 6). En la Fecha 2 los porcentajes de M.O. pueden interpretarse como “Medio” para el tratamiento con lombrihumus y “Bajo” para los demás tratamientos. Estos resultados son similares a los reportados por Mahmoud e Ibrahim (2012) y Sefidkoobi y Sepenlou (2013) que encontraron incrementos en el porcentaje de M.O. después de la aplicación de lombrihumus debido al alto porcentaje de materia orgánica que contiene este producto orgánico (20-50 %). Por otra parte, Singh *et al.* (2007) y Ferreras *et al.* (2006) reportan que la

aplicación de lombrihumus (10 t ha⁻¹) incrementa el contenido de carbono orgánico en el suelo, parámetro que sirve para estimar el contenido de M.O.

En relación a la C.E. del suelo, los valores oscilaron entre los 2.6 a 3.9 mS cm⁻¹ en las dos fechas de muestreo, interpretándose como un suelo moderadamente salino. Los valores más altos se obtuvieron en el suelo con aplicación de lombrihumus, pero sin diferencia significativa con respecto al tratamiento testigo (Cuadro 6). Con respecto al pH del suelo, los valores oscilaron entre 8.3 y 8.5, no presentando diferencias significativas entre los tratamientos en ninguna fecha, interpretándose como un suelo medianamente alcalino (Cuadro 6). Estos resultados son similares con los reportados por Ferreras *et al.* (2006) que encontraron que la aplicación de lombrihumus (10 y 20 t ha⁻¹) no aumentó la C.E. ni el pH del suelo, aunque en el presente estudio no se encontraron diferencias significativas, el mayor nivel de C. E se presentó en el tratamiento con lombrihumus. En contraste, Sefidkoohi y Sepanlou (2013) reportaron que la aplicación de 20 ton ha⁻¹ de lombrihumus aumentó la C.E. del suelo de 1.18 a 3.5 dS m⁻¹. Por otra parte, Doan *et al.* (2013) reportaron que la aplicación de 20 ton ha⁻¹ de lombrihumus aumentó el pH del suelo de 7.7 a 8.1.

4.2. Análisis de los Microorganismos del Suelo

Se realizó la estimación de microorganismos del suelo por dilución y siembra en placa y conteo de las unidades formadoras de colonias por gramo de suelo (UFC g⁻¹) a las 24 horas. El porcentaje de infección micorrízica se determinó por observación en microscopio de raíces pigmentadas, para realizar los análisis estadísticos de

infección micorrizica los porcentajes se transformaron a la raíz cuadrada del arcoseno, pero los datos presentados son valores sin transformar.

Cuadro 7. Efecto de biofertilizantes y tratamientos orgánicos en la población microbial del suelo.

Tr.	Hongos (UFC g ⁻¹)	Bacterias (UFC g ⁻¹)	Bacterias nitrificantes (UFC g ⁻¹)	Infección micorrizica (%)
1	4.7 x 10 ⁵ a	10.2 x 10 ⁵ ab	10.4 x 10 ⁵ abcd	57.8 a
2	2.1 x 10 ⁵ a	4.5 x 10 ⁵ c	13.4 x 10 ⁵ a	37.8 b
3	4.8 x 10 ⁵ a	9.6 x 10 ⁵ ab	7.8 x 10 ⁵ d	30.1 b
4	3.8 x 10 ⁵ a	10.2 x 10 ⁵ ab	9.8 x 10 ⁵ bcd	32.6 b
5	3.2 x 10 ⁵ a	13.6 x 10 ⁵ a	7.8 x 10 ⁵ d	34.6 b
6	3.8 x 10 ⁵ a	7.2 x 10 ⁵ bc	11.2 x 10 ⁵ abcd	25.3 b
7	2.9 x 10 ⁵ a	11.3 x 10 ⁵ ab	11.4 x 10 ⁵ abc	29.7 b
8	4.1 x 10 ⁵ a	9.2 x 10 ⁵ b	12.9 x 10 ⁵ ab	27.8 b
9	3.7 x 10 ⁵ a	9.3 x 10 ⁵ b	9.3 x 10 ⁵ cd	30.3 b
n [†]	3.2 x 10 ⁵ a	9.3 x 10 ⁵ b	8.1 x 10 ⁵ cd	nd [‡]

[†]Suelo original. [‡]No determinada. 1= *Glomus intraradices*, 2=Lombrihumus, 3= Drenados de lombrihumus vía foliar, 4= *Trichoderma harzianum* 808, 5= *Trichoderma harzianum* 703; 6= BioNitro[®], 7= NutriHumus 90[®], 8= Drenados de lombrihumus vía suelo, 9= Testigo absoluto. Las columnas designadas con la misma letra son iguales según la prueba de Tukey (P≤0.05).

En relación a la población de hongos, no se encontraron diferencias significativas en el número de unidades formadoras de colonias (UFC), siendo el suelo que recibió la aplicación de lombrihumus el que presentó menor cantidad (Cuadro 7); sin embargo, se ha reportado que la aplicación de lombrihumus aumenta la población fúngica del suelo (Kale *et al.*, 1992; Swer *et al.*, 2011). Así mismo, la aplicación de mejoradores orgánicos como el estiércol, compostas y sustancias húmicas pueden incrementar la población microbial del suelo por el aprovechamiento del carbono que suministran (Bünemann *et al.*, 2006).

Respecto a la población de bacterias en el suelo, se observó la mayor cantidad de UFC en el suelo donde se inoculó con *Trichoderma harzianum* 703, guardando igualdad estadística con los tratamientos *Glomus intraradices*, *Trichoderma harzianum* 808, NutriHumus 90[®] y drenados vía foliar. Se encontró que el suelo que recibió la aplicación de lombrihumus presentó la menor cantidad de bacterias en el suelo (Cuadro 9). En el caso de bacterias nitrificantes, se observó que el suelo que recibió lombrihumus tuvo significativamente más UFC, guardando igualdad estadística con *Glomus intraradices*, BioNitro[®], NutriHumus 90[®] y drenados vía suelo. La menor cantidad de UFC se registró en suelo donde se aplicó *Trichoderma harzianum* 703 y drenados vía foliar (Cuadro 7). En este contexto, Pathma y Sakthivel (2012) mencionan que el lombrihumus incrementa la biodiversidad microbial en el suelo y que las lombrices favorecen a bacterias benéficas como *Rhizobium*, *Bacillus*, *Azospirillum* y *Azotobacter*, entre otras, al pasar a través del tracto digestivo junto con el suelo. Por su parte, Bonilla *et al.* (2012) mencionan que los mejoradores orgánicos y el sistema de agricultura orgánica incrementan la población bacterial en el suelo en comparación con el sistema de agricultura convencional.

El lombrihumus es un producto orgánico abundante en microorganismos (Duran *et al.*, 2007), entre ellos benéficos como bacterias fijadoras de N y solubilizadoras de P (Sinha *et al.*, 2010). Se ha reportado que la aplicación de este producto en campo incrementa significativamente la biomasa y actividad microbial en el suelo (Arancon *et al.*, 2006; Ferreras *et al.*, 2006); sin embargo, en este estudio el lombrihumus

incrementó significativamente solamente el número de bacterias nitrificantes. En este contexto, Saini *et al.* (2004) reportó que la aplicación de estiércol incrementa la población de *Azospirillum* en el suelo; mientras que Kale *et al.* (1992) reportó que lombríhumus aplicado junto con la mitad de la fertilización química recomendada en un campo cultivado con arroz aumenta la cantidad de microorganismos fijadores de N en comparación con parcelas tratadas con fertilización química completa y estiércol. Por otra parte, la biomasa bacteriana y fúngica, así como la diversidad microbiana, puede ser reducida en el proceso de lombricomposteo por la actividad de las lombrices (Gómez-Brandon *et al.*, 2011).

En relación a la infección micorrízica, se encontró que las raíces de cladodios madre inoculados con micorrizas presentaron significativamente mayor porcentaje de infección micorrízica en comparación a los demás tratamientos aplicados los cuales fueron similares al tratamiento testigo (Cuadro 7). Los resultados contrastan con los reportados por Cui y Nobel (1992) quienes observaron un porcentaje de infección de menos de 10 % en nopal en comparación con el registrado en este estudio que fue de 57.8 % a los 60 días después de la inoculación. Por otra parte, se ha reportado que la aplicación de fertilizantes orgánicos (como el lombríhumus) incrementa la actividad microbiana en el suelo así como el porcentaje de infección micorrízica (Baby y Manibhushanrao, 1996; Montalba *et al.*, 2010) pero en este estudio no se observó que la aplicación de lombríhumus favoreciera el establecimiento del hongo. Se ha reportado que las micorrizas pueden incrementar la actividad y la población de microorganismos transformadores de N en el suelo (Amora-Lazcano *et al.*, 1998;

Zarea *et al.*, 2009), situación que se observó en este estudio pero las diferencias no fueron significativas (Cuadro 7).

El mayor contenido de N en el suelo observado en el tratamiento de lombrihumus puede ser debido a la actividad mineralizadora de los microorganismos del suelo, en donde se liberó N, pero de acuerdo con los análisis del contenido de microorganismos del suelo, este alto contenido de N también se pudo explicar por una mayor actividad de microorganismos nitrificadores observados en este tratamiento.

4.3. Análisis Nutricional de Nopalitos

Para realizar los análisis estadísticos del contenido de nutrientes en nopalitos los porcentajes se transformaron a la raíz cuadrada del arcoseno, pero los datos presentados son valores sin transformar.

4.3.1. Nitrógeno

El nitrógeno es el elemento que tiene mayor influencia en el crecimiento de agaves y cactus (Nobel, 1988). En este estudio se encontró que el contenido de nitrógeno en nopalito alcanzó el valor más alto en el tratamiento consistente en la aplicación de lombrihumus, guardando igualdad estadística con los tratamientos donde se aplicó micorrizas, *Trichoderma harzianum* 808 y drenados vía foliar (Cuadro 8). Estos tres últimos guardaron igualdad estadística con el resto de los tratamientos.

Cuadro 8. Análisis nutrimental de nopalitos cosechados en la segunda etapa del experimento. Valores expresados como porcentajes con relación al peso de materia seca.

Tr.	N	P	K	Ca	Mg
1	1.36 ab	0.13 c	4.26 a	2.27 b	0.72 bc
2	1.61 a	0.28 a	3.51 ab	3.00 a	1.16 a
3	1.28 ab	0.13 bc	4.31 a	2.33 b	0.68 c
4	1.37 ab	0.14 bc	2.65 b	2.91 a	1.13 ab
5	1.19 b	0.15 bc	3.55 ab	2.73 ab	0.79 abc
6	1.21 b	0.17 bc	3.65 ab	2.67 ab	0.88 abc
7	1.23 b	0.16 bc	3.39 ab	2.93 a	0.90 abc
8	1.18 b	0.18 b	4.28 ab	3.17 a	0.81 abc
9	1.22 b	0.17 bc	4.71 a	2.70 ab	0.82 abc

1= *Glomus intraradices*, 2=Lombrihumus, 3= Drenados de lombrihumus vía foliar, 4= *Trichoderma harzianum* 808, 5= *Trichoderma harzianum* 703; 6= BioNitro®, 7= NutriHumus 90®, 8= Drenados de lombrihumus vía suelo, 9= Testigo absoluto. Las columnas designadas con la misma letra no son significativamente diferentes a una $P \leq 0.05$.

En algunos estudios se ha encontrado que la aplicación de lombrihumus incrementa la absorción de nitrógeno, pero este efecto no es consistente. De esta manera, Singh *et al.* (2007), reportaron mayor absorción de N en el cultivo de caña de azúcar donde se aplicó lombrihumus en dosis de 10 t ha^{-1} . Así mismo, Velasco *et al.* (2001), encontraron en el cultivo de tomatillo que las plantas que recibieron lombrihumus en dosis de 10 t ha^{-1} presentaron mayores valores en el contenido de N durante todo el ciclo de cultivo, proveyendo al cultivo del N necesario para su desarrollo. En contraste, en otros estudios no se encontró una mayor concentración de N en el tejido debido a la aplicación de lombrihumus (Rodríguez-Dimas *et al.*, 2007; Gutiérrez-Miceli *et al.*, 2007).

Por otra parte, las micorrizas mejoran la absorción de P del suelo (Saito, 2000), sin embargo, también aumentan la absorción de nitrógeno y otros nutrimentos (Hart y Forsythe, 2012; Hodge y Fitter, 2010). Bajo las condiciones de este estudio (sin

fertilización inorgánica) los biofertilizantes *Glomus intraradices* y *Trichoderma harzianum* 808 aumentaron la absorción de N (Cuadro 8) poniendo de manifiesto el importante papel que juegan los microorganismos en la conversión de nutrientes a formas disponibles y en la absorción de estos por las plantas (Adesemoye y Kloepper, 2009). Los resultados coinciden con los reportados por Martínez-Medina *et al.* (2011) que estudiaron el efecto de la inoculación con micorrizas del género *Glomus* y *T. harzianum* en el crecimiento de melón bajo un sistema de cultivo convencional con fertilización completa y otro con fertilización reducida. Encontraron bajo fertilización reducida un mayor contenido de N en el tejido de plantas inoculadas con estos microorganismos benéficos. En el sistema de fertilización convencional completa el contenido de N fue aumentado significativamente por *T. harzianum*, mientras que las micorrizas no fueron diferentes al tratamiento testigo sin inoculación. En contraste, Cui y Nobel (1992) estudiando el efecto de la inoculación con micorrizas en tres plantas desérticas, incluyendo nopal, encontraron incremento significativo en la absorción de P y Zn, pero no en la absorción de N a los cinco meses después de la inoculación.

Con respecto a los drenados vía foliar, el incremento en el contenido de N en nopalito es similar a los resultados obtenidos por Tejada *et al.* (2008), quienes encontraron un incremento en el contenido de macronutrientes en hojas de tomate después de la aplicación foliar de este producto.

4.3.2. Fósforo

El contenido de fósforo en nopalito fue significativamente superior en el tratamiento con lombrihumus, observándose que los demás tratamientos guardaron igualdad estadística con el tratamiento testigo. El incremento en la concentración de P pudo deberse al mayor contenido de P asimilable en el suelo tratado con lombrihumus (Cuadro 6). Aunque las micorrizas mejoran la absorción de P del suelo por las plantas (Saito, 2000), entre ellas el nopal (Cui y Nobel, 1992), esto no fue observado en el presente estudio (Cuadro 8). Los resultados son similares a los encontrados por Velasco *et al.* (2001) en tomate de cáscara, que reportan mayor contenido de P en planta con la aplicación de lombrihumus en comparación con hongos micorrízicos. Otros autores también mencionan que la aplicación de lombrihumus aumenta el contenido de P en la planta (Singh *et al.*, 2007; Rodríguez-Dimas *et al.*, 2007). Por otra parte, se reporta que las sustancias húmicas aumentan la absorción de P por las plantas (Wang *et al.*, 1995) pero no se observó tampoco mejoría en la absorción de este nutrimento, posiblemente debido a que se aplicó una dosis comercial que es una dosis baja (Hartz y Bottoms, 2010). Martínez-Medina *et al.* (2011) y Molla *et al.* (2012) reportan que la inoculación con *T. harzianum* aumenta la absorción de P, pero tampoco se observó este efecto en el presente trabajo. En relación a los lixiviados de lombrihumus se ha reportado que su aplicación vía foliar aumenta el contenido de P (Singh *et al.*, 2010) pero tampoco se observó en este estudio.

4.3.3. Potasio

En relación al contenido de K en nopalito se encontró que el tratamiento testigo presentó la concentración más alta de este nutrimento, guardando igualdad estadística al resto de los tratamientos, excepto con el tratamiento *T. harzianum* 808, que presentó el contenido más bajo (Cuadro 8). De modo similar, Zúñiga-Tarango *et al.* (2009) reportaron un contenido mineral de K en nopalito muy semejante entre un tratamiento testigo (sin fertilización química ni orgánica) y tratamientos de fertilización química y orgánica con estiércol bovino en dosis de 100 y 300 t ha⁻¹. Por el contrario, en caña, Singh *et al.* (2007) encontraron que la aplicación de lombrihumus (10 t ha⁻¹) incrementó el contenido de K en la planta comparado a un tratamiento testigo (sin fertilización química ni orgánica); mientras que comparado con fertilización química (150-60-60 kg ha⁻¹) el contenido fue similar. Así mismo, en el cultivo de tomate, Azarmi *et al.* (2008) reportó que la aplicación de 10 t ha⁻¹ de lombrihumus aumenta la concentración foliar de K comparado con un testigo sin aplicación. En relación a los microorganismos, Martínez-Medina *et al.* (2011) reportó que la inoculación con micorrizas y *T. harzianum*, solos o combinados, incrementó la concentración foliar de K en melón bajo sistema de fertilización reducida; sin embargo, en este estudio no se observó este beneficio (Cuadro 8). Por su parte, Cui y Nobel (1992) reportaron que la inoculación con micorrizas en nopal no mejoró el status nutricional de K en la planta, lo que pudo comprobarse en este estudio. En cuanto al efecto de las sustancias húmicas, Eyheraguibel *et al.* (2008) y Selim *et al.* (2009) reportaron que estos productos aumentan el contenido de K en la planta pero este efecto no se observó en el presente trabajo. En relación a lixiviados de lombrihumus, se ha reportado que la

aplicación aumenta el contenido de K en las hojas (Tejada *et al.*, 2008; Singh *et al.*, 2010) pero no se observó este efecto en nopalitos.

4.3.4. Calcio y magnesio

El análisis de varianza para el contenido de Ca en nopalito mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$). El tratamiento más sobresaliente fue el de drenados de lombrihumus vía suelo (T8), el cual no presentó diferencias importantes con el resto de los tratamientos; sin embargo, fue superior a los tratamientos drenados de lombrihumus vía foliar (T3) y *G. intraradices* (T1) (Cuadro 8).

En relación al contenido de Mg en nopalito, el análisis de varianza mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$). Los tratamientos más sobresalientes fueron lombrihumus (T 2) y *T. harzianum* 808 (T 4) (Cuadro 8). El lombrihumus (T 2) superó estadísticamente a *G. intraradices* (T 1) y drenados de lombrihumus vía foliar (T 3); sin embargo, no mostró diferencias importantes con el resto de los tratamientos. *T. harzianum* 808 (T 4) superó estadísticamente a drenados de lombrihumus vía foliar (T 3); no obstante, no mostró diferencias importantes con el resto de los tratamientos.

Los resultados obtenidos en el presente experimento son similares con los encontrados por Molla *et al.* (2012), quienes reportaron que *T. harzianum* aumentó el contenido de Ca y Mg en frutos de tomate. En este estudio, aunque se incrementó el contenido de Ca y Mg con *T. harzianum* 808 (T 4), las diferencias no fueron significativas ($P \leq 0.05$). En contraste, Nzanza *et al.* (2012), reportó que la inoculación

con *T. harzianum* plántulas de tomate, disminuyó de manera significativa el contenido de Ca y Mg en frutos.

Por lo que se refiere al efecto de lombrihumus, se ha reportado que este producto mejora el contenido de Ca y Mg en las hojas (Peyvast *et al.*, 2008; Hernández *et al.*, 2010); lo que fue observado en este estudio, no obstante, las diferencias no fueron significativas con relación al tratamiento testigo (T9). Con respecto a las micorrizas, se ha reportado que pueden mejorar la absorción de Ca y Mg (Kaya *et al.*, 2003), sin embargo, no se observó esta capacidad del hongo en este estudio. En relación a las sustancias húmicas, se reporta también que mejoran la absorción de Ca y Mg por la planta (David *et al.*, 1994; Verlinden *et al.*, 2009), lo que se observó en este estudio, no obstante, las diferencias con el tratamiento testigo no fueron significativas.

4.4. Rendimiento Total y Crecimiento de Nopalitos

En la primera etapa del experimento se realizaron 8 cortes de nopalito en el período del 3 de julio al 17 de octubre del 2012, realizando los cortes cada 15 días aproximadamente. El análisis de varianza para el rendimiento de nopalito mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$). El tratamiento más sobresaliente en esta característica fue el de lombricomposta (T2), el cual no presentó diferencias importantes respecto a la mayoría de los tratamientos; sin embargo, fue superior al tratamiento de drenados vía suelo (T8)(Cuadro 9).

Cuadro 9. Comparación de medias por Tukey para las variables estudiadas en nopal verdura en la primera etapa del experimento.

Tr.	Rendimiento (g)	Número	Longitud (cm)	Ancho (cm)	Grosor (cm)
1	318 ab	3.00 ab	19.8 a	10.1 a	0.8 a
2	479 a	4.75 a	19.6 a	9.7 a	0.7 a
3	312 ab	3.00 ab	19.2 a	10.2 a	0.7 a
4	247 ab	2.25 b	20.1 a	10.9 a	0.7 a
5	223 ab	2.50 b	19.8 a	10.0 a	0.7 a
6	256 ab	2.75 ab	19.1 a	10.0 a	0.7 a
7	216 ab	2.50 b	18.1 a	9.6 a	0.7 a
8	182 b	2.00 b	19.7 a	10.0 a	0.7 a
9	298 ab	3.25 ab	19.7 a	10.0 a	0.7 a

1= *Glomus intraradices*, 2=Lombrihumus, 3= Drenados de lombrihumus vía foliar, 4= *Trichoderma harzianum* 808, 5= *Trichoderma harzianum* 703; 6= BioNitro[®], 7= NutriHumus 90[®], 8= Drenados de lombrihumus vía suelo, 9= Testigo absoluto. Las columnas designadas con la misma letra no son significativamente diferentes a una $P \leq 0.05$.

El número de nopalitas resultó con diferencias significativas entre los tratamientos ($P \leq 0.05$) (Cuadro 9). El tratamiento con el mayor número de nopalitas fue el de lombricomposta (T 2), el cual fue diferente a los tratamientos *T. harzianum* 808 (T 4), *T. harzianum* 703 (T 5), NutriHumus 90[®] (T 7) y drenados vía suelo (T 8).

Para el caso de las variables ancho, largo y grosor de nopalitas no se detectaron diferencias significativas en la primera etapa del experimento (Cuadro 9).

En la segunda etapa del experimento se realizaron 10 cortes de nopalito, en el periodo del 8 de abril al 22 de agosto de 2013, llevándose a cabo las evaluaciones cada 15 días aproximadamente. El análisis de varianza para el rendimiento de nopalitas mostró diferencias significativas ($P \leq 0.05$). El tratamiento más sobresaliente en esta característica fue el de lombricomposta (T 2), el cual fue superior al resto de los tratamientos aplicados (Cuadro 10).

Cuadro 10. Comparación de medias por Tukey para las variables estudiadas en nopal verdura en la segunda etapa del experimento.

Tr.	Rendimiento (g)	Número	P.S.N. [†] (g)	P.S.R. [‡] (g)	Largo (cm)	Ancho (cm)	Grosor (cm)
1	323 b	3.25 b	19.18 b	4.95 a	17.59 a	10.47 a	0.74 a
2	699 a	7.00 a	40.27 a	4.43 a	18.21 a	9.65 a	0.78 a
3	202 b	2.00 b	12.88 b	5.57 a	17.85 a	10.25 a	0.79 a
4	378 b	3.75 b	24.07 b	4.72 a	17.26 a	10.79 a	0.8 a
5	279 b	2.75 b	17.56 b	6.20 a	17.36 a	9.86 a	0.81 a
6	266 b	2.50 b	16.72 b	6.26 a	17.29 a	10.96 a	0.78 a
7	331 b	3.00 b	20.77 b	5.06 a	17.99 a	10.7 a	0.81 a
8	293 b	2.75 b	18.36 b	7.12 a	17.53 a	10.34 a	0.75 a
9	341 b	3.25 b	22.26 b	5.43 a	16.81 a	10.51 a	0.78 a

[†] Peso seco de nopalito. [‡] Peso seco de raíz. 1= *G. intraradices*, 2= *Lombrihumus*, 3= Lixiviados de *Lombrihumus* vía foliar, 4= *T. harzianum* 808, 5= *T. harzianum* 703; 6= BioNitro[®], 7= NutriHumus 90[®], 8= Lixiviados de *Lombrihumus* vía suelo, 9= Testigo absoluto. Las columnas designadas con la misma letra no son significativamente diferentes a una $P \leq 0.05$.

El peso seco de nopalitos también resultó con diferencias significativas entre los tratamientos. Esta variable mostró la misma tendencia que las variables número de nopalitos y rendimiento, al encontrar en el análisis de comparación de medias un mayor peso seco de nopalitos en el tratamiento *Lombrihumus* (T2) comparado con los otros tratamientos. En la segunda etapa del experimento no se detectaron diferencias significativas en las variables largo, ancho y grosor de nopalitos, así como tampoco para el peso seco de raíz (Cuadro 10).

Los resultados obtenidos en el presente experimento mostraron resultados semejantes a los reportados por Vázquez *et al.* (2011), quienes encontraron mayores rendimientos cuando se utilizó *Lombrihumus*. La lombricomposta en dosis de 10 t ha⁻¹ también ha mostrado rendimientos sobresalientes en otros cultivos como fresa

(Arancon *et al.*, 2004), chile (Arancon *et al.*, 2005), caña de azúcar (Singh *et al.*, 2007), y tomate (Azarmi *et al.*, 2008).

Los beneficios de la aplicación de lombrihumus en la producción de nopalito pueden atribuirse a la mayor disponibilidad de nutrientes en el suelo (Cuadro 6), al aumento en la población de bacterias nitrificantes (Cuadro 7), así como al mayor contenido de nutrientes en nopalitos fertilizados con lombrihumus (Cuadro 8).

Con relación al efecto de *T. harzianum*, los resultados son similares a los reportados por Molla *et al.* (2012) y Nzanza *et al.* (2012) en el cultivo de tomate, quienes no encontraron efectos significativos en el rendimiento debido a la inoculación con este microorganismo, aunque observaron incrementos no estadísticos en rendimiento total y comercial.

En los análisis de correlación que se efectuaron entre las variables del muestreo 1 y muestreo 2 con la variable de producción de nopalito en la segunda etapa del experimento, se encontró que el nivel de P en el suelo en las dos fechas de muestreo presentaron las correlaciones significativas más altas con el peso fresco y seco de nopalito y con la concentración de P en el tejido vegetal. Sin embargo, los niveles de P en el suelo y peso fresco de raíz no se correlacionaron como se esperaba pues la raíz es amplia demandante de P (Cuadro 11) (Gregory, 2006).

Cuadro 11. Correlaciones lineales entre el rendimiento de nopalito fresco y seco, el peso fresco y seco de raíces y la concentración de P en nopalito y suelo en dos fechas de muestreo.

	PFN	PSN	PFR	PSR	PN	PSF1	PSF2
PFN	1	.973**	-.012	-.087	.711**	.743**	.808**
PSN		1	.024	-.038	.667**	.662**	.725**
PFR			1	.919**	-.056	-.107	-.067
PSR				1	-.094	-.189	-.150
PN					1	.829**	.812**
PSF1						1	.965**
PSF2							1

PFN= Peso fresco de nopalito; PSN= Peso seco de nopalito; PFR= Peso fresco de raíces, PSR= Peso seco de raíces; PN= Fósforo en nopalito; PSF1= Fósforo en suelo en la Fecha 1; PSF2= Fósforo en suelo en la Fecha 2. ** representa significancia a una $P \leq 0.01$ (n=36).

5. CONCLUSIONES

1. *Lombrihumus* fue el material que tuvo el mayor impacto favorable sobre las variables evaluadas en el suelo, en el tejido vegetal y en el rendimiento de nopalito.
2. *G. intraradices* y *T. harzianum* también tuvieron resultados favorables en algunas variables evaluadas en suelo, no obstante, no tuvieron impacto en el rendimiento de nopalito.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Abou-el-Seoud, I.I. and A. Abdel-Megeed. 2012. Impact of rock materials and biofertilizations on P and K availability for maize (*Zea mays*) under calcareous soil conditions. Saudi Journal of Biological Science 19: 55-63.
- Adesemoye, A. O., and J. W. Kloepper. 2009. Plant-microbes interactions in enhanced fertilizer-use efficiency. Applied Microbial Biotechnology 85:1–12.
- Aguado-Santacruz., G.A. 2012. Uso de microorganismos como biofertilizantes. *In*: Gerardo A. Aguado Santacruz (ed.). Introducción al Uso y Manejo de los Biofertilizantes en la Agricultura. INIFAP / SAGARPA. México, pp. 35-78.
- Ahmad, K. I., S. Ahmad and S. Mirza. 2003. Yield and water use efficiency (WUE) of *Avena sativa* as influenced by vesicular arbuscular mycorrhizae (VAM). Asian Journal of Plant Sciences 2: 371-373.
- Altintas, S. and U. Bal. 2005. *Trichoderma harzianum* application increases cucumber (*Cucumis sativus* L.) yield in unheated glasshouse. Journal of Applied Horticulture 7: 25-28.
- Altintas, S. and U. Bal. 2008. Effects of the commercial product based on *Trichoderma harzianum* on plant, bulb and yield characteristics of onion. Scientia Horticulturae 116: 219-222.

- Amora-Lazcano, E., M.M. Vázquez, R. Azcon. 1998. Response of nitrogen-transforming microorganisms to arbuscular mycorrhizal fungi. *Biology and Fertility of Soils* 27: 65–70.
- Anaya-Pérez, M. A. 2003. History of the use of *Opuntia* as forage in México. *In: C. Mondragón-Jacobo and S. Pérez-González (ed.). Cactus (Opuntia spp.) as forage.* FAO Plant Production and Protection Paper 169. Rome, Italy. pp. 5-12.
- Andersen, M. 2003. ¿Es la certificación algo para mí? Una guía práctica sobre por qué, cómo y con quién certificar productos agrícolas para la exportación. Serie de publicaciones RUTA-FAO. 32 p.
- Arancon, N.Q., C.A. Edwards, P. Bierman, C. Welch, and J.D. Metzger. 2004. Influences of vermicomposts on field strawberries: 1. Effects on growth and yields. *Bioresource Technology* 93: 145–153.
- Arancon, N. Q., C. E. Edwards, P. Bierman, J. D. Metzger, C. Lucht. 2005. Effects of vermicomposts produced from cattle manure, food waste and paper waste on the growth and yield of peppers in the field. *Pedobiologia* 49: 297—306.
- Arancon, N. Q., C.A. Edwards, and P. Bierman. 2006. Influences of vermicomposts on field strawberries: Part 2. Effects on soil microbiological and chemical properties. *Bioresource Technology* 97: 831–840.
- Arancon, N. Q., C. A. Edwards, A. Babenko, J. Cannon, P. Galvis, and J. D. Metzger. 2008. Influences of vermicomposts, produced by earthworms and microorganisms from cattle manure, food waste and paper waste, on the germination, growth and flowering of petunias in the greenhouse. *Applied Soil Ecology* 39: 91-99.

- Atiyeh, R.M., J. Domínguez, S. Subler, and C.A. Edwards. 2000. Changes in biochemical properties of cow manure during processing by earthworms (*Eisenia andrei*, Bouché) and the effect on seedling growth. *Pedobiologia* 44: 709-724.
- Augé, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11: 3-42.
- Azarmi, R., P. S. Ziveh, and M. R. Satari. 2008. Effect of vermicompost on growth, yield and nutrition status of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Pakistan Journal of Biological Sciences* 11: 1797-1802.
- Baby, U. I. and K. Manibhushanrao. 1996. Influence of organic amendments on arbuscular mycorrhizal fungi in relation to rice sheath blight disease. *Mycorrhiza* 6 :201–206.
- Bal, U. and S. Altintas. 2006. Effects of *Trichoderma harzianum* on the yield and fruit quality of tomato plants (*Lycopersicon esculentum*) grown in an unheated greenhouse. *Australian Journal of Experimental. Agriculture* 46: 131–136.
- Bardgett, R.D. 2005. *The biology of soil: a community and ecosystem approach*. Oxford University Press.U.K. 242 p.
- Bermúdez, D., M. Juárez, J. Sánchez-Andreu and J. D. Jorda. 1993. Role of EDDHA and humic acids on the solubility of soil phosphorus. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 24: 673-683.
- Blanco–Macías, F., R. Magallanes–Quintanar, R. E. Vázquez–Alvarado, S. J. Méndez–Gallegos, E. Troyo–Diéguez, C. Gallegos–Vázquez and R. D. Valdez–Cepeda. 2011. *Opuntia ficus–indica* (L.) Mill. yield depends on nutrients and nutrient ratios. *J. Prof. Assoc. Cactus Develop.* 13: 1-9.

- Bonilla, N., F. M. Cazorla, M. Martínez-Alonso, J. M. Hermoso, J. J. González-Fernández, N. Gaju, B. B. Landa, and A. de Vicente. 2012. Organic amendments and land management affect bacterial community composition, diversity and biomass in avocado crop soils. *Plant Soil* 357: 215–226.
- Bot, A., and J. Benites. 2005. The importance of soil organic matter: key to drought-resistant soil and sustained food and production. *FAO Soils Bulletin* 80. Rome, Italy. 78 p.
- Bünemann, E. K., G. D. Schwenkw, and L. Van Zwieten. 2006. Impact of agricultural inputs on soil organisms- a review. *Australian Journal of Soil Research* 44: 379-406.
- Canellas, L. P., A. Piccolo, L. B. Dobbss, R. Spaccini, F. L. Olivares, D. B. Zandonadi, A. R. Façanha. 2010. Chemical composition and bioactivity properties of size-fractions separated from a vermicompost humic acid. *Chemosphere* 78: 457–466.
- Castro, A., C. Henríquez y F. Bertsch. 2009. Capacidad de suministro de N, P y K de cuatro abonos orgánicos. *Agronomía Costarricense* 33: 31-43.
- Chaoui, H. I., L. M. Zibilske, T. Ohno. 2003. Effects of earthworm casts and compost on soil microbial activity and plant nutrient availability. *Soil Biology & Biochemistry* 35: 295–302.
- Chen, Y., M. de Nobili, and T. Aviad. 2001. Stimulatory effects of humic substances on plant growth. *In*: Fred Magdoff and Ray R. Weil (eds.). *Soil organic matter in sustainable agriculture*. CRC Press, Ohio, USA. pp. 103-129.

- Chen, Y., C. E. Clapp and H. Magen. 2004. Mechanisms of plant growth stimulation by humic substances: The role of organo-iron complexes. *Soil Science and Plant Nutrition* 50: 1089-1095.
- Cox, G., K. G. Moran, F. Sanders, C. Nockolds, and P. B. Tinkers. 1980. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. III. *New Phytologist* 84: 649-659.
- Cox, G. W., and M. D. Atkins. 1979. *Agricultural Ecology. An Analysis of World Food Production Systems*. Freeman and Company. USA. 713 p.
- Cui, M. and P. S. Nobel. 1992. Nutrient status, water uptake, and gas exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 122: 643-649.
- David, P. P., P. V. Nelson, and D. C. Sanders. 1994. A humic acid improves growth of tomato seedling in solution culture. *Journal of Plant Nutrition* 17: 173-184.
- Daynes, C. N., D. J. Field, J. A. Saleeba, M. A. Cole, and P. A. McGee. 2013. Development and stabilisation of soil structure via interactions between organic matter, arbuscular mycorrhizal fungi and plant roots. *Soil Biology & Biochemistry* 57: 683-694.
- Delgado, A., A. Madrid, S. Kassem, L. Andreu and M. C. del Campillo. 2002. Phosphorus fertilizer recovery from calcareous soil amended with humic and fulvic acids. *Plant and Soil* 245: 277-286.
- Doan, T. T., P. T. Ngoc, C. Rumpel, B. V. Nguyene, and P. Jouquet. 2013. Interactions between compost, vermicompost and earthworms influence plant growth and yield: A one-year greenhouse experiment. *Scientia Horticulturae* 160: 148–154.

Diario Oficial de la Federación. 29 de Octubre de 2010. Acuerdo por el que se dan a conocer los lineamientos para la producción orgánica de las actividades agropecuarias.http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5319831&fecha=29/10/2013. Consultado el 10 de Enero de 2014.

Domínguez, J. and C. A. Edwards. 2004. Vermicomposting organic wastes: a review. *In: S. H. Shakir Hanna and W. Z. A. Mikhail (ed.). Soil zoology for sustainable development in the 21st century. Cairo, Egypt. pp. 369-395.*

Domínguez, J., C. Lazcano y M. Gómez-Brandón. 2010. Influencia del vermicompost en el crecimiento de las plantas: aportes para la elaboración de un concepto objetivo. *Acta Zoológica Mexicana Número Especial 2: 359-371.*

Durán, L. y C. Henríquez. 2007. Caracterización química, física y microbiológica de vermicompostes producidos a partir de cinco sustratos orgánicos. *Agronomía Costarricense 31: 41-51.*

Eyheraguibel, B., J. Silvestre and P. Morard. 2008. Effect of humic substances derived from organic waste enhancement on the growth and mineral nutrition of maize. *Bioresource Technology 99: 4206-4212.*

FAO/OMS Comisión del Codex Alimentarius. 2001. Directrices para la producción, elaboración, etiquetado y comercialización de alimentos producidos orgánicamente. GL 32-1999.

Fernández-Luqueño, F., V. Reyes-Varela, C. Martínez-Suárez, G. Salomón-Hernández, J. Yáñez-Meneses, J.M. Ceballos-Ramírez, L. Dendooven. 2010. Effect of different nitrogen sources on plant characteristics and yield of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Bioresource Technology 101: 396-403.*

- Ferreras, L., E. Gómez, S. Toresani, I. Firpo, and R. Rotondo. 2006. Effect of organic amendments on some physical, chemical and biological properties in a horticultural soil. *Bioresource Technology* 97: 635–640.
- Fontenelle, A. D. B., S. D. Guzzo, C. M. M. Lucon, R. Harakava. 2011. Growth promotion and induction of resistance in tomato plant against *Xanthomonas euvesicatoria* and *Alternaria solani* by *Trichoderma* spp. *Crop Protection* 30: 1492-1500.
- Frenche, C., K. Lindström, and C. Elmerich. 2009. Nitrogen-fixing bacteria associated with leguminous and non-leguminous plants. *Plant Soil* 321: 35-59.
- Frossard, E., L.M. Condron, A. Oberson, S. Sinaj, and J.C. Fardeau. 2000. Processes governing phosphorus availability in temperate soils. *J. Environ. Qual.* 29: 15-23.
- Gaffney, J. S., N. A. Marley, and S. B. Clark. 1996. Humic and fulvic acids and organic colloidal materials in the environment. *In: Jeffrey S. Gaffney (ed.). Humic and fulvic acids. ACS Symposium Series. American Chemical Society. Washington, D. C., USA. pp. 2-16.*
- Gajera, H., R. Domadiya, S. Patel, M. Kapopara, and B. Golakiya. 2013. Molecular mechanism of *Trichoderma* as bio-control agents against phytopathogen system – a review. *Current Research in Microbiology and Biotechnology* 1: 133-142.
- Gamalero, E. and B.R. Glick. 2011. Mechanism used by plant growth-promoting bacteria. *In: D.K. Maheshwari (ed.). Bacteria in agrobiolgy: plant nutrient management. Springer, German. pp. 17-46.*

- García, E. 1988. Sistema de Clasificación de Köppen Modificado para las Condiciones de México. Universidad Nacional Autónoma de México. D. F., México.
- García-Mina, J. M., M. C. Antolín and M. Sanchez-Diaz. 2004. Metal-humic complexes and plant micronutrient uptake: a study based on different plant species cultivated in diverse soil types. *Plant and Soil* 258: 57-68.
- Giovannetti, M. and B. Mosse. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist* 84: 489-500.
- Gómez-Brandon, M., M. Avira, M. Lores, and J. Domínguez. 2011. Changes in microbial community structure and function during vermicomposting of pig slurry. *Bioresource Technology* 102: 4171-4178.
- Gómez, C. M. A., R. Schwentesius, M. A. Meraz, A. J. Lobato and L. Gómez. 2005. Agricultura, apicultura y ganadería orgánicas de México-2005. Situación, retos y tendencias. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 68 p.
- Gopinath, K.A., S. Saha, B.L. Mina, H. Pande, A.K. Srivastva, and H.S. Gupta. 2009. Bell pepper yield and soil properties during conversion from conventional to organic production in Indian Himalayas. *Scientia Horticulturae* 122: 339–345.
- Gregory, P. J. 2006. *Plant roots: growth, activity and interaction with soils*. Blackwell, Oxford, p 318.
- Gutiérrez-Miceli, F. A., J. Santiago-Borraz, J. A. Montes Molina, C. C. Nafate, M. Abdud-Archila, M. A. Oliva Llaven, R. Rincón-Rosales and L. Deendoven. 2007. Vermicompost as a soil supplement to improve growth, yield and fruit

- quality of tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Bioresource Technology*. 98: 2781-2786.
- Gutiérrez-Miceli, F. A., R. C. García-Gómez, R. Rincón Rosales, M. Abud-Archila, M. A. Oliva Llaven, M. J. Guillen Cruz, Luc Dendooven. 2008. Formulation of a liquid fertilizer for sorghum (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) using vermicompost leachate. *Bioresource Technology* 99: 6174–6180.
- Hartman, G., C.R Howell, A. Viterbo, I. Chet, and M. Lorito. 2004. Trichoderma species-opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology* 2: 43-56.
- Hart, M. M. and J. A. Forsythe. 2012. Using arbuscular mycorrhizal fungi to improve the nutrient quality of crops; nutritional benefits in addition to phosphorus. *Scientia Horticulturae* 148: 206–214.
- Hartz, T. K. and T. G. Bottoms. 2010. Humic substances generally ineffective in improving vegetable crop nutrient uptake or productivity. *Hortscience* 45:906–910.
- Hernández, A., H. Castillo, D. Ojeda, A. Arras, J. López, and E. Sánchez. 2010. Effect of vermicompost and compost on lettuce production. *Chilean Journal of Agricultural Research* 70:583-589.
- Hidalgo, P. R. and R. L. Harkess. 2002a. Earthworm casting as a substrate amendment for Chrysanthemum production. *Hortscience*. 37: 1035-1039.
- Hidalgo, P. R. and R. L. Harkess. 2002b. Earthworm casting as a substrate for Poinsettia production. *Hortscience*. 37: 304-308.

- Hodge, A. and A. H. Fitter. 2010. Substantial nitrogen acquisition by arbuscular mycorrhizal fungi from organic material has implications for N cycling. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 107: 13754-13759.
- Horrigan, L., R.S. Lawrence, and P. Walker. 2002. How sustainable agriculture can address the environmental and human health harms of industrial agriculture. *Environmental Health Perspectives* 110: 445-456.
- Howell, C. R. 2003. Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: The history and evolution of current concepts. *Plant Disease* 87: 4–10.
- Hoyos-Carvajal, L., S. Orduz, J. Bissett. 2009. Growth stimulation in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) by *Trichoderma*. *Biological Control* 51: 409–416.
- Imitiaz, M., A. Rashid, P. Khan, M. Y. Memon and M. Aslam. 2010. The role of micronutrients in crop production and human health. *Pak. J. Bot.* 42: 2565-2578.
- Johansson, J.F., L. R. Paul, and R. D. Finlay. 2004. Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS Microbiology Ecology* 48: 1-13.
- Jones, C. A., J. S. Jacobsen and A. Mugaas. 2007. Effect of low-rate commercial humic acid on phosphorus availability, micronutrient uptake, and spring wheat yield. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 38: 921-933.
- Kapri, A. and L. Tewari. 2010. Phosphate solubilization potential and phosphatase activity of rhizospheric *Trichoderma* spp. *Brazilian Journal of Microbiology* 41: 787-795.

- Kaya, C., D. Higgs, H. Kirnak, and I. Tas. 2003. Mycorrhizal colonization improves fruit yield and water use efficiency in watermelon (*Citrullus lantatus* Thunb.) grown under well-watered and water-stressed conditions. *Plant and Soil* 253: 287-292.
- Kaya, C., M. Ashraf, O. Sonmez, S. Aydemir, A. L. Tuna, and M. A. Cullu. 2009. The influence of arbuscular mycorrhizal colonization on key growth parameters and fruit yield of pepper plants grown at high salinity. *Scientia Horticulturae* 121:1-6.
- Kale, R. D., B. C. Mallesh, B. Kubra and D. J. Bagyaraj. 1992. Influence of vermicompost application on the available macronutrients and selected microbial populations in a paddy field. *Soil Biology and Biochemistry* 24: 1317-1320.
- Khaled, H. and H. A. Fawy. 2011. Effect of different levels of humic acid on the nutrient content, plant growth and soil properties under conditions of salinity. *Soil & Water Res.* 6: 21-29.
- Khan, M.S., A. Zaidi, and P.A. Wani. 2007. Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture. *Agron. Sustain. Dev.* 27: 29-43.
- Khan, A.A., G. Jilani, M.S. Akhtar, S.M.S. Naqvi, M. Rasheed. 2009. Phosphorus solubilizing bacteria: occurrence, mechanisms and their role in crop production. *J. Agric. Biol. Sci.* 1: 48-58.
- Killham, K. and J.I. Prosser. 2007. The prokaryotes. In: Eldor A. Paul (ed.). *Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry*. Third edition. Academic Press, USA. pp. 119-144.

- Koide, R. T., and B. Mosse. 2004. A history of research on arbuscular mycorrhiza. *Mycorrhiza* 14: 145-163.
- Küçük, C., M. Kivanç, E. Kinaci, and G. Kinaci. 2008. Determination of the growth and solubilization capabilities of *Trichoderma harzianum* T1. *Biologia* 63: 167-170.
- Lee, B.R., S. Muneer, J. C. Avise, W. J. Jung, and T. H. Kim. 2012. Mycorrhizal colonization and P-supplement effects on N uptake and N assimilation in perennial ryegrass under well-watered and drought-stressed conditions. *Mycorrhiza* 22: 525-534.
- Leigh, J., A. Hodge, and A. H. Fitter. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi can transfer substantial amounts of nitrogen to their host plant from organic material. *New Phytologist* 181: 199-207.
- Lenin, M., G. Selvakumar, P. Thamizhiniyan, and R. Rejendiran. 2010. Growth and biochemical changes of vegetable seedlings induced by arbuscular mycorrhizal fungus. *Journal of Experimental Sciences* 1: 27-31.
- Lindsay, W. L. 1978. Chemical reactions affecting the availability of micro-nutrients in soils. *In*: Mineral nutrition of legumes in tropical and subtropical soils. Proceedings of a workshop held at CSIRO Cunningham Laboratory. C. S. Andrew and E. J. Kamprath (eds.). Brisbane, January 1978. pp. 153-167.
- Lobartini, J. C. and G. A. Orioli. 1988. Absorption of iron Fe-humate in nutrient solutions by plants. *Plant and Soil* 106: 153-157.
- Mackowiak, C. L., P. R. Grossl and B. G. Bugbee. 2001. Beneficial effects of humic acids on micronutrient availability to wheat. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 65: 1744-1750.

- Mahmoud, E. K. and M.M. Ibrahim. 2012. Effect of vermicompost and its mixtures with water treatment residuals on soil chemical properties and barley growth. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition* 12: 431-440.
- Mardukhi, B., F. Rejali, G. Dae, M. R. Ardakani, M. J. Malakouti, and M. Miransari. 2011. Arbuscular mycorrhizas enhance nutrient uptake in different wheat genotypes at high salinity levels under field and greenhouse conditions. *Comptes Rendus Biologies* 334: 564-571.
- Marinari, S., G. Masciandaro, B. Ceccanti, and S. Grego. 2000. Influence of organic and mineral fertilisers on soil biological and physical properties. *Bioresource Technology* 72: 9-17.
- Martínez-Medina, A., A. Roldán, and J. A. Pascual. 2011. Interaction between arbuscular mycorrhizal fungi and *Trichoderma harzianum* under conventional and low input fertilization field condition in melon crops: Growth response and Fusarium wilt biocontrol. *Applied Soil Ecology* 47: 98-105.
- Mohammadi, G.E., Y. Rezaee, R. Prasad, and A. Varma. 2008. Mycorrhizal fungi: What we know and what should we know?. In: Mycorrhiza. A. Varma (ed.). Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- Molla, A. H., Md. M. Haque, Md. A. Haque, and G. N. M. Ilias. 2012. *Trichoderma*-enriched biofertilizer enhances production and nutritional quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) and minimizes NPK fertilizer use. *Agricultural Research* 1: 265-272.
- Montalba R., C. Arriagada, M. Alvear, G. E. Zúñiga. 2010. Effects of conventional and organic nitrogen fertilizers on soil microbial activity, mycorrhizal colonization,

- leaf antioxidant content, and Fusarium wilt in highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.). *Scientia Horticulturae* 125: 775–778.
- Moubark, M. Y. and M. F. Abdel-Monaim. 2011. Effect of bio-control agents on yield, yield components and root rot control in two wheat cultivars at New Valley region. *Notulae Scientia Biologicae* 3: 79-87.
- Munnoli, P. M. and S. Boshle. 2011. Water-holding capacity of earthworms' vermicompost made of sugar industry waste (press mud) in mono- and polyculture vermireactors. *Environmentalist* 31: 394-400.
- Nobel, P. S. 1988. *Environmental biology of agaves and cacti*. Cambridge University Press. USA.
- Núñez E., R. 2007. El suelo como medio natural en la nutrición de los cultivos. In: Gabriel Alcántar G. y Libia I. Trejo-Téllez (Coord.). *Nutrición de cultivos*. Colegio de Postgraduados y Mundi-Prensa, México. pp. 93-157.
- NMX-FF-109-SCFI-2007. Humus de lombriz (Lombricomposta) – Especificaciones y métodos de prueba. Publicada en el Diario Oficial de la Federación el 20 de Marzo de 2007.
- Nzanza, B., D. Marais, and P. Soundy. 2012. Yield and nutrient content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) as influenced by *Trichoderma harzianum* and *Glomus mosseae* inoculation. *Scientia Horticulturae* 144: 55-59.
- Orozco, F., J. Cegarra, L. Trujillo, and A. Roig. 1996. Vermicomposting of coffee pulp using the earthworm *Eisenia fetida*: Effects on C and N contents and the availability of nutrients. *Biology and Fertility of Soils* 22:162-166.
- Orozco-Martínez, R., E. del-Val, R. Lindig-Cisneros, H. Paz, M. Quesada and E. de la Barrera. 2012. Evaluation of three organic fertilizers for growing the widely

- cultivated crop *Cucurbita pepo* L. African Journal of Agricultural Research 7: 1087-1097.
- Ortas, I. 2012. The effect of mycorrhizal fungal inoculation on plant yield, nutrient uptake and inoculation effectiveness under long-term field conditions. Field Crops Research 125: 35-48.
- Paredes-Mendoza, M. y D. Espinosa-Victoria. 2010. Ácidos orgánicos producidos por rizobacterias que solubilizan fosfato: una revisión crítica. Terra Latinoamericana 28: 61-70.
- Pathma, J. and N. Sakthivel. 2012. Microbial diversity of vermicompost bacteria that exhibit useful agricultural traits and waste management potential. SpringerPlus 1:26.
- Perea, E. D. Ojeda, A. Hernández, T. Ruiz y J. Martínez. 2010. Utilización de quelatos en la agricultura. Revista Synthesis No. 53, Enero-Marzo 2010. pp. 1-5.
- Pereira, M. G. y M. A. Z. Arruda. 2003. Vermicompost as a natural adsorbent material: characterization and potentialities for cadmium adsorption. Journal of Brazilian Chemical Society 14: 39-47.
- Peyvast, Gh., J. A. Olfati, S. Madeni, and A. Forghani. 2008. Effect of vermicompost on the growth and yield of spinach (*Spinacia oleracea* L.). Food, Agriculture and Environment 6: 110-113.
- Phillips, J.M., and D. S. Hayman. 1970. Improved procedure for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transaction of the British Mycological Society 55: 158-161.

- Pimentel, D., P. Hepperly, J. Hanson, D. Douds, and R. Seidel. 2005. Environmental, energetic, and economic comparisons of organic and conventional farming systems. *BioScience* 55: 573-582.
- Plante, A. F. 2007. Soil biochemical cycling of inorganic nutrients and metals. *In*: Eldor A. Paul (ed.). *Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry*. Academic Press, USA. pp. 389-432.
- Porras, M., C. Barrau, and F. Romero. 2007. Effects of soil solarization and *Trichoderma* on strawberry production. *Crop Protection* 26: 782-787.
- Powell, J. and J. Klironomos. 2007. The ecology of plant-microbial mutualism. *In*: Eldor A. Paul (ed.). *Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry*. Academic Press, USA. pp. 257-281.
- Pretty, J.N., Morison, J.I.L., Hine, R.E., 2003. Reducing food poverty by increasing agricultural sustainability in developing countries. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 95: 217-234.
- Rilling, M. C. 2004. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. *Canadian Journal of Soil Sciences* 84: 355-363.
- Rilling, M. C. and D. L. Mummey. 2006. Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist* 171: 41-53.
- Rilling, M. C., N. F. Mardatin, E. F. Leifheit, and P. M. Antunes. 2010. Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi increases soil water repellency and is sufficient to maintain water-stable soil aggregates. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 1189-1191.
- Redecker, D., R. Kodner, and L. E. Graham. 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. *Science* 289: 1929-1921.

- Reynolds, S. G. and E. Arias. 2003. General background on *Opuntia*. In: C. Mondragón-Jacobo and S. Pérez-González (ed.). Cactus (*Opuntia* spp.) as forage. FAO Plant Production and Protection Paper 169. Rome, Italy. pp. 1-2.
- Rodríguez-Dimas, N., P. Cano-Ríos, E. Favela-Chávez, U. Figueroa-Viramontes, V. de Paul-Álvarez, A. Palomo-Gil, C. Márquez-Hernández y A. Moreno-Reséndez. 2007. *Lombrihumus* como alternativa orgánica en la producción de tomate en invernadero. *Revista Chapingo. Serie horticultura* 13:185-192.
- Rodríguez, H., and R. Fraga. 1999. Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances* 17:319–339.
- Rodríguez, H., T. González, I. Goire, and Y. Bashan. 2004. Gluconic acid production and phosphate solubilization by the plant growth-promoting bacterium *Azospirillum* spp. *Naturwissenschaften* 91: 552–555.
- Romero, L. M. R. 2010. México: perspectives on organic production. In: Stephen R. Gliessman and Martha Rosemeyer (ed.). *The conversion to sustainable agriculture: principles, processes and practices*. CRC Press, Ohio, USA. pp. 165-167.
- Ruth, B., M. Khalvati, and U. Schimidhalter. 2011. Quantification of mycorrhizal uptake via high-resolution on line-water content sensors. *Plant Soil* 342: 459-468.
- SAGARPA-SIAP. 2012. Anuario estadístico de la producción agrícola. Ciclo: Cíclicos y perennes 2012. Modalidad riego y temporal. México. <http://www.siap.gob.mx/>. Consultado el 9 de Enero de 2014.
- Saini, V. K., S. C. Bhandari, and J. C. Tarafdar. 2004. Comparison of crop yield, soil microbial C, N and P, N-fixation, nodulation and mycorrhizal infection in

- inoculated and non-inoculated sorghum and chickpea crops. *Field Crops Research* 89: 39-47.
- Saito, M. 2000. Symbiotic exchange of nutrients in arbuscular mycorrhizals: transport and transfer of phosphorus. *In: Yoram Kapulnik and David D. Douds Jr. (eds.). Arbuscular mycorrhizas: physiology and function. Springer Netherlands, Japan.* pp. 85-106.
- Sánchez-Sánchez, A., J. Sánchez-Andreu, M. Juárez, J. Jorda and D. Bermúdez. 2002. Humic substances and aminoacids improve effectiveness of chelate FeEDDHA in lemon trees. *Journal of Plant Nutrition* 25: 2433-2442.
- Sánchez-Sánchez, M. Juárez, J. Sánchez-Andreu, J. Jorda and D. Bermúdez. 2005. Use of humic substances and aminoacids to enhance iron availability for tomato plants from application of the chelate FeEDDHA. *Journal of Plant Nutrition* 28: 1877-1886.
- Sánchez-Sánchez, A., J. Sánchez-Andreu, M. Juárez, J. Jorda and D. Bermúdez. 2006. Improvement of iron uptake in table grape by addition of humic substances. *Journal of Plant Nutrition* 29: 259-272.
- Sánchez-Sánchez, A., A. Oliver, M. Cerdán, M. Juárez and J. J. Sánchez-Andreu. 2009. Influence of humic acids on iron uptake by Fe-deficient tomato plants. *Acta Hort.* 830: 335-344.
- Sandhu, H. S., S. D. Wratten, and R. Cullen. 2010. Organic agriculture and ecosystem services. *Environmental Science & Policy* 13: 1-7.
- Schwentesius, R., and M. A. Gómez. 2007. México en el mundo orgánico. *In: México orgánico: experiencias, reflexiones, propuestas. Chapingo, México.* pp. 23-82.

- Sefidkoochi, A. A. and M. G. Sepanlou. 2013. Effects of multi-period application of two types of composts on some chemical properties of soil and uptake of phosphorous by wheat. *International Journal of Agriculture: Research and Review* 3: 254-262.
- Selim, E. M., A. A. Mosa and A. M. El-Ghamry. 2009. Evaluation of humic substances fertigation through surface and subsurface drip irrigation systems on potato grown under Egyptian sandy soil conditions. *Agricultural Water Management* 96: 1218-1222.
- Sharma, P., A. N. Patel, M. K. Saini, and S. Deep. 2012. Field demonstration of *Trichoderma harzianum* as a plant growth promoter in wheat (*Triticum aestivum* L). *Journal of Agricultural Science* 4: 65-73.
- Singh, K. P., A. Suman, P. N. Singh and T. K. Srivastava. 2007. Improving quality of sugarcane-growing soils by organic amendments under subtropical climatic conditions of India. *Biology and Fertility of Soils* 44:367-376.
- Singh, R., R. R. Sharma, S. Kumar, R. K. Gupta, and R. T. Patil. 2008. Vermicompost substitution influences growth, physiological disorders, fruit yield and quality of strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). *Bioresource Technology* 99: 8507-8511.
- Singh, R., R. K. Gupta, R. T. Patil, R. R. Sharma, R. Asrey, A. Kumar, K. K. Jangra. 2010. Sequential foliar application of vermicompost leachates improves marketable fruit yield and quality of strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). *Scientia Horticulturae* 124: 34-39.

- Singh, V., P. N. Singh, R. L. Yadav, S. K. Awasthi, B. B. Joshi, R. K. Singh, R. J. Lal and S. K. Duttamajumder. 2010b. Increasing the efficacy of *Trichoderma harzianum* for nutrient uptake and control of red rot in sugarcane. *Journal of Horticulture and Forestry* 2: 66-71.
- Singh, R. P., P. Singh, A.S.F. Araujo, M. H. Ibrahim, and O. Sulaiman. 2011. Management of urban solid waste: Vermicomposting a sustainable option. *Resources, Conservation and Recycling* 55: 719-729.
- Singh, S. P. and H. B. Singh. 2012. Effect of consortium of *Trichoderma harzianum* isolates on growth attributes and *Sclerotinia sclerotiorum* rot of brinjal. *Vegetable Science* 39: 144-148.
- Sinha, M. K. 1971. Organic-metallic-phosphates. *Plant and Soil* 35: 471-484.
- Sinha, R. K., S. Agarwal, K. Chauhan, D. Valani. 2010. The wonders of earthworms & its vermicompost in farm production: Charles Darwin's 'friends of farmers', with potential to replace destructive chemical fertilizers from agricultura. *Agricultural Sciences* 1:76–94
- Sharif, M., R. Khattak, and M. Sarir. 2002. Effect of different levels of lignitic coal derived humic acid on growth of maize plants. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 33: 3567–3580.
- Somasegaran, P., and H. J. Hoben. 1985. *Methods in Legume-Rhizobium Technology*. Hawaii Institute of Tropical Agriculture and Human Resources. 510 p.
- Srivastava S. N., V. Singh and S. K. Awasthi. 2006. *Trichoderma* induced improvement in growth, yield and quality of sugarcane. *Sugar Technology* 8: 166-169.

- Statistical Package for Social Sciences (SPSS Statistics).SPSS para Windows versión 20. IBM, Chicago.
- Stevenson, F. J. 1994. Humus chemistry, genesis, composition, reactions.2^a edición.John Wiley & Sons. New York, USA.
- Sundara, B., V. Natarajan, and K. Hari. 2002. Influence of phosphorus solubilizing bacteria on the changes in soil available phosphorus and sugarcane and sugar yields. *Field Crops Research*77: 43-49.
- Sundararasu, K. and P. Neelananarayanan.2012. Effect of vermicompost and inorganic fertilizer on the growth and yield of tomato, *Lycopersium esculentum* L. *International Journal of Current Research* 4: 049-051.
- Swar, H., M. S. Dkhar and H. Kayang. 2011. Fungal population and diversity in organically amended agricultural soils of Meghalaya, India. *Journal of Organic Systems* 6: 1-10.
- Tahir, M. M., M. Kurshid, M. Z. Khan, M. K. Abbasi and M. H. Kazmi. 2011. Lignite-derived humic acid effect on growth of wheat plants in different soils. *Pedosphere* 21: 124-131.
- Tao, G. C., S.J. Tian, M.Y. Cai, and G.H. Xie. 2008. Phosphate-solubilizing and -mineralizing abilities of bacteria isolated from soils. *Pedosphere* 18: 515-523.
- Tarango, R. S. H., V. G. Nevárez M., and E. Orrantia B. 2009. Growth, yield, and nutrients status of pecans fertilized with biosolids and inoculated with rizosphere fungi. *Bioresource Technology* 100: 1992-1998.

- Tejada, M., J. L. González, M. T. Hernández, and C. García. 2008. Agricultural use of leachates obtained from two different vermicomposting processes. *Bioresource Technology* 99: 6228–6232.
- Tharmaraj, K., P. Ganesh and K. Kolanjinathan, S. Kumar, A. Anandan. Influence of vermicompost and vermiwash on physico chemical properties of rice cultivated soil. *Current Botany* 2: 18-21.
- Vázquez, A. R. E. 2003. Uso y manejo del estiércol en la productividad del nopal (*Opuntia* spp.). *In*: Enrique Salazar, Manuel Fortis, Antonio Vázquez y Cirilo Vázquez (ed.). *Agricultura orgánica. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Facultad de Agricultura y Zootecnia de la UJED, México.* pp. 37-60.
- Vázquez, A. R. E., F. Blanco, M. C. Ojeda, R. D. Valdez, J. Kawas, A. Santos y J. A. Pérez. 2011. Uso de lombrihumus en la producción de nopal verdura cultivar COPENA VI. X Simposium-Taller Nacional y III Internacional “Producción y Aprovechamiento del Nopal y Maguey. Pp15-40. Campus de Ciencias Agropecuarias, UANL. Escobedo, Nuevo León, México Noviembre 11-12, 2011.
- Verlinden, G., B. Pycke, J. Mertens, F. Debersaques, K. Verheyen, G. Baert, J. Bries, and G. Haesaert. 2009. Application of humic substances results in consistent increases in crop yield and nutrient uptake. *Journal of Plant Nutrition* 32: 1407–1426.
- Velasco, J., R. Ferrera y J. J. Almaraz. 2001. Lombrihumus, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. *Terra Latinoamericana* 19: 241-248.

- Vinale, F., M. Nigro, K. Sivasithamparam, G. Flematti, E. L. Ghisalberti, M. Ruocco, R. Varlese, R. Marra, S. Lanzuise, A. Eid, S. L. Woo, M. Lorito. 2013. Harzianic acid: a novel siderophore from *Trichoderma harzianum*. FEMS Microbiology Letters. DOI: 10.1111/1574-6968.12231.
- Voroney, R. P. 2007. The soil habitat. *In*: Eldor A. Paul (ed.). Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry. Academic Press, USA. pp. 25-49.
- Wang, X. J., Z. Q. Wang and S. G. Li. 1995. The effect of humic acids on the availability of phosphorus fertilizer in alkaline soils. Soil Use and Management 11: 99-102.
- Winarso, S., D. Sulistyanto and E. Handayanto. 2011. Effect of humic compounds and phosphate-solubilizing bacteria on phosphorus availability in an acid soil. Journal of Ecology and the Natural Environment 3: 232-240.
- Yadav, A. and V.K. Garg. 2011. Industrial wastes and sludges management by vermicomposting. Reviews in Environmental Science and Biotechnology 10: 243-276.
- Zarea, M. J., A. Ghalavand, E. M. Goltapeh, F. Rejali, M. Zamaniyan. 2009. Effects of mixed cropping, earthworms (*Pheretima* sp.), and arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomus mosseae*) on plant yield, mycorrhizal colonization rate, soil microbial biomass, and nitrogenase activity of free-living rhizosphere bacteria. Pedobiologia 52: 223—235.
- Zúñiga-Tarango, F., I. Orona-Castillo, C. Vázquez-Vázquez, B. Murillo-Amador, E. Salazar-Sosa, J. D. López-Martínez, J. L. García-Hernández, E. Rueda-Puente. 2009. Desarrollo radical, rendimiento y concentración mineral en nopal

Opuntia ficus-indica (L.) Mill. en diferentes tratamientos de fertilización. Journal of Professional Association for Cactus Development 11: 53–68.

ANEXO

ANVA para la variable: Rendimiento (g) de nopalitos en la primera etapa del experimento.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	304895.622 ^a	11	27717.784	2.159	.056
Intercept	2857311.295	1	2857311.295	222.581	.000
TRAT	244293.361	8	30536.670	2.379	.048
REP	60602.261	3	20200.754	1.574	.222
Error	308091.815	24	12837.159		
Total	3470298.732	36			
Corrected Total	612987.437	35			

a. R Squared = .497 (Adjusted R Squared = .267)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
8	4	182.3925	
7	4	216.6625	216.6625
5	4	223.5325	223.5325
4	4	247.6525	247.6525
6	4	256.3800	256.3800
9	4	298.5575	298.5575
3	4	312.2875	312.2875
1	4	318.2825	318.2825
2	4		479.7900
Sig.		.743	.064

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) =

12837.159.

Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Número de nopalitos cosechados en la primera etapa.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	31.444 ^a	11	2.859	3.411	.006
Intercept	300.444	1	300.444	358.541	.000
TRAT	20.556	8	2.569	3.066	.016
REP	10.889	3	3.630	4.331	.014
Error	20.111	24	.838		
Total	352.000	36			
Corrected Total	51.556	35			

a. R Squared = .610 (Adjusted R Squared = .431)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$) Tukey

TRAT	N	Subset	
		1	2
8	4	2.0000	
4	4	2.2500	
5	4	2.5000	
7	4	2.5000	
6	4	2.7500	2.7500
1	4	3.0000	3.0000
3	4	3.0000	3.0000
9	4	3.2500	3.2500
2	4		4.7500
Sig.		.601	.095

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .838.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Largo de nopalito cosechado en la primera etapa del experimento (cm).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	31.742 ^a	11	2.886	.928	.531
Intercept	13576.134	1	13576.134	4367.982	.000
TRAT	11.419	8	1.427	.459	.872
REP	20.323	3	6.774	2.180	.117
Error	74.594	24	3.108		
Total	13682.470	36			
Corrected Total	106.336	35			

a. R Squared = .299 (Adjusted R Squared = -.023)

ANVA para la variable: Ancho de nopalito cosechado en la primera etapa del experimento (cm).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	8.519 ^a	11	.774	.789	.649
Intercept	3630.063	1	3630.063	3696.549	.000
TRAT	4.005	8	.501	.510	.837
REP	4.514	3	1.505	1.532	.232
Error	23.568	24	.982		
Total	3662.150	36			
Corrected Total	32.087	35			

a. R Squared = .265 (Adjusted R Squared = -.071)

ANVA para la variable: Grosor de nopalito cosechado en la primera etapa del experimento (cm).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.080 ^a	11	.007	1.506	.194
Intercept	18.476	1	18.476	3815.061	.000
TRAT	.049	8	.006	1.257	.311
REP	.031	3	.010	2.168	.118
Error	.116	24	.005		
Total	18.672	36			
Corrected Total	.196	35			

a. R Squared = .408 (Adjusted R Squared = .137)

ANVA para la variable: Rendimiento (g) de nopalitos en la segunda etapa del experimento.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	692350.721 ^a	11	62940.975	7.175	.000
Intercept	4320183.035	1	4320183.035	492.482	.000
TRAT	644233.366	8	80529.171	9.180	.000
REP	48117.355	3	16039.118	1.828	.169
Error	210534.441	24	8772.268		
Total	5223068.197	36			
Corrected Total	902885.162	35			

a. R Squared = .767 (Adjusted R Squared = .660)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
3	4	202.65750	
6	4	266.68250	
5	4	279.80750	
8	4	293.30250	
1	4	323.57750	
7	4	331.21750	
9	4	341.96500	
4	4	378.62500	
2	4		699.92250
Sig.		.216	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) =

8772.268.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Número de nopalitos cosechados en segunda etapa.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	80.083 ^a	11	7.280	7.863	.000
Intercept	406.694	1	406.694	439.230	.000
TRAT	67.556	8	8.444	9.120	.000
REP	12.528	3	4.176	4.510	.012
Error	22.222	24	.926		
Total	509.000	36			
Corrected Total	102.306	35			

a. R Squared = .783 (Adjusted R Squared = .683)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
3	4	2.0000	
6	4	2.5000	
5	4	2.7500	
8	4	2.7500	
7	4	3.0000	
1	4	3.2500	
9	4	3.2500	
4	4	3.7500	
2	4		7.0000
Sig.		.249	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .926.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Largo de nopalito cosechado en la segunda etapa del experimento (cm).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	21.322 ^a	11	1.938	.934	.526
Intercept	11086.686	1	11086.686	5341.879	.000
TRAT	5.795	8	.724	.349	.937
REP	15.527	3	5.176	2.494	.084
Error	49.810	24	2.075		
Total	11157.818	36			
Corrected Total	71.132	35			

a. R Squared = .300 (Adjusted R Squared = -.021)

ANVA para la variable: Ancho de nopalito cosechado en la segunda etapa del experimento (cm)..

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	8.707 ^a	11	.792	.736	.695
Intercept	3890.225	1	3890.225	3618.251	.000
TRAT	5.792	8	.724	.673	.710
REP	2.916	3	.972	.904	.454
Error	25.804	24	1.075		
Total	3924.736	36			
Corrected Total	34.511	35			

a. R Squared = .252 (Adjusted R Squared = -.090)

ANVA para la variable: Grosor de nopalito cosechado en la segunda etapa del experimento (cm)..

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.083 ^a	11	.008	2.401	.035
Intercept	22.294	1	22.294	7123.043	.000
TRAT	.018	8	.002	.712	.678
REP	.065	3	.022	6.902	.002
Error	.075	24	.003		
Total	22.452	36			
Corrected Total	.158	35			

a. R Squared = .524 (Adjusted R Squared = .306)

ANVA para la variable: Peso seco de nopalitos cosechados (g).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	2184.325 ^a	11	198.575	5.169	.000
Intercept	16401.498	1	16401.498	426.958	.000
TRAT	1950.768	8	243.846	6.348	.000
REP	233.557	3	77.852	2.027	.137
Error	921.955	24	38.415		
Total	19507.778	36			
Corrected Total	3106.280	35			

a. R Squared = .703 (Adjusted R Squared = .567)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
3	4	12.8850	
6	4	16.7250	
5	4	17.5600	
8	4	18.3600	
1	4	19.1875	
7	4	20.7700	
9	4	22.2675	
4	4	24.0750	
2	4		40.2725
Sig.		.257	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 38.415.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Peso seco de raíz (g).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	68.048 ^a	11	6.186	1.213	.331
Intercept	1100.691	1	1100.691	215.814	.000
TRAT	23.787	8	2.973	.583	.782
REP	44.261	3	14.754	2.893	.056
Error	122.404	24	5.100		
Total	1291.143	36			
Corrected Total	190.452	35			

a. R Squared = .357 (Adjusted R Squared = .063)

ANVA para la variable: Nitrógeno en nopalito (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.001 ^a	11	.000	2.913	.014
Intercept	.468	1	.468	12813.174	.000
TRAT	.001	8	.000	3.754	.006
REP	7.333E-005	3	2.444E-005	.669	.579
Error	.001	24	3.653E-005		
Total	.470	36			
Corrected Total	.002	35			

a. R Squared = .572 (Adjusted R Squared = .375)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
8	4	.1089	
5	4	.1096	
6	4	.1105	
9	4	.1108	
7	4	.1111	
3	4	.1136	.1136
1	4	.1170	.1170
4	4	.1174	.1174
2	4		.1273
Sig.		.577	.072

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 3.653E-005.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Fósforo en nopalito (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.001 ^a	11	8.389E-005	12.834	.000
Intercept	.060	1	.060	9243.252	.000
TRAT	.001	8	.000	16.217	.000
REP	7.475E-005	3	2.492E-005	3.812	.023
Error	.000	24	6.536E-006		
Total	.061	36			
Corrected Total	.001	35			

a. R Squared = .855 (Adjusted R Squared = .788)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset		
		1	2	3
1	4	.0358		
3	4	.0365	.0365	
4	4	.0375	.0375	
5	4	.0394	.0394	
7	4	.0409	.0409	
9	4	.0413	.0413	
6	4	.0415	.0415	
8	4		.0426	
2	4			.0532
Sig.		.085	.057	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 6.536E-006.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Potasio en nopalito (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.010 ^a	11	.001	2.632	.023
Intercept	1.375	1	1.375	4012.036	.000
TRAT	.009	8	.001	3.286	.011
REP	.001	3	.000	.889	.461
Error	.008	24	.000		
Total	1.393	36			
Corrected Total	.018	35			

a. R Squared = .547 (Adjusted R Squared = .339)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
4	4	.1631	
7	4	.1852	.1852
2	4	.1884	.1884
5	4	.1885	.1885
6	4	.1914	.1914
8	4	.2071	.2071
1	4		.2077
3	4		.2089
9	4		.2183
Sig.		.054	.266

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .000.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size =

4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Calcio en nopalito (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.003 ^a	11	.000	5.616	.000
Intercept	.995	1	.995	21952.292	.000
TRAT	.003	8	.000	7.485	.000
REP	8.571E-005	3	2.857E-005	.630	.603
Error	.001	24	4.533E-005		
Total	.999	36			
Corrected Total	.004	35			

a. R Squared = .720 (Adjusted R Squared = .592)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
1	4	.1513	
3	4	.1533	
6	4	.1642	.1642
9	4	.1649	.1649
5	4	.1662	.1662
4	4		.1714
7	4		.1721
2	4		.1740
8	4		.1789
Sig.		.087	.096

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 4.533E-005.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Magnesio en nopalito (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.003 ^a	11	.000	2.986	.012
Intercept	.313	1	.313	3614.278	.000
TRAT	.002	8	.000	3.458	.009
REP	.000	3	.000	1.730	.188
Error	.002	24	8.662E-005		
Total	.318	36			
Corrected Total	.005	35			

a. R Squared = .578 (Adjusted R Squared = .384)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset		
		1	2	3
3	4	.0827		
1	4	.0846	.0846	
5	4	.0884	.0884	.0884
8	4	.0902	.0902	.0902
9	4	.0907	.0907	.0907
6	4	.0940	.0940	.0940
7	4	.0951	.0951	.0951
4	4		.1059	.1059
2	4			.1078
Sig.		.633	.072	.128

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 8.662E-005.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Nitrógeno en suelo en la fecha 1 de muestreo (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	9.909E-005 ^a	11	9.008E-006	3.927	.002
Intercept	.044	1	.044	19025.159	.000
TRAT	9.144E-005	8	1.143E-005	4.983	.001
REP	7.645E-006	3	2.548E-006	1.111	.364
Error	5.506E-005	24	2.294E-006		
Total	.044	36			
Corrected Total	.000	35			

a. R Squared = .643 (Adjusted R Squared = .479)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
1	4	.0325	
9	4	.0334	
3	4	.0338	
8	4	.0342	
4	4	.0344	
6	4	.0356	.0356
5	4	.0356	.0356
7	4	.0357	.0357
2	4		.0382
Sig.		.107	.316

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 2.294E-006.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Nitrógeno en suelo en la fecha 2 de muestreo (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.000 ^a	11	1.494E-005	9.082	.000
Intercept	.043	1	.043	26160.771	.000
TRAT	.000	8	2.050E-005	12.458	.000
REP	3.871E-007	3	1.290E-007	.078	.971
Error	3.949E-005	24	1.645E-006		
Total	.043	36			
Corrected Total	.000	35			

a. R Squared = .806 (Adjusted R Squared = .718)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
1	4	.0327	
9	4	.0333	
3	4	.0335	
6	4	.0340	
7	4	.0340	
8	4	.0343	
4	4	.0344	
5	4	.0347	
2	4		.0404
Sig.		.401	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 1.645E-006.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: M. O. en suelo en la fecha 1 de muestreo (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.001 ^a	11	9.381E-005	4.571	.001
Intercept	.555	1	.555	27050.871	.000
TRAT	.001	8	.000	6.169	.000
REP	1.909E-005	3	6.365E-006	.310	.818
Error	.000	24	2.052E-005		
Total	.557	36			
Corrected Total	.002	35			

a. R Squared = .677 (Adjusted R Squared = .529)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
8	4	.1182	
1	4	.1207	
9	4	.1215	
3	4	.1216	
5	4	.1224	
4	4	.1243	
6	4	.1253	
7	4	.1259	
2	4		.1377
Sig.		.316	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 2.052E-005.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: M. O. en suelo en la fecha 2 de muestreo (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.003 ^a	11	.000	15.383	.000
Intercept	.548	1	.548	32466.319	.000
TRAT	.003	8	.000	20.928	.000
REP	3.022E-005	3	1.007E-005	.597	.623
Error	.000	24	1.686E-005		
Total	.551	36			
Corrected Total	.003	35			

a. R Squared = .876 (Adjusted R Squared = .819)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
5	4	.1153	
7	4	.1195	
9	4	.1196	
6	4	.1203	
1	4	.1209	
8	4	.1216	
3	4	.1223	
4	4	.1227	
2	4		.1477
Sig.		.263	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 1.686E-005.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Fósforo (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	59551.532 ^a	11	5413.776	93.848	.000
Intercept	53651.685	1	53651.685	930.055	.000
TRAT	59461.309	8	7432.664	128.846	.000
REP	90.223	3	30.074	.521	.672
Error	1384.478	24	57.687		
Total	114587.695	36			
Corrected Total	60936.010	35			

a. R Squared = .977 (Adjusted R Squared = .967)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
9	4	21.4575	
8	4	21.4975	
3	4	22.4550	
1	4	24.7175	
7	4	25.3075	
6	4	25.3475	
4	4	25.6300	
5	4	27.6075	
2	4		153.4225
Sig.		.960	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 57.687.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Fósforo (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	11228.696 ^a	11	1020.791	89.032	.000
Intercept	30259.762	1	30259.762	2639.210	.000
TRAT	11214.342	8	1401.793	122.262	.000
REP	14.354	3	4.785	.417	.742
Error	275.171	24	11.465		
Total	41763.629	36			
Corrected Total	11503.867	35			

a. R Squared = .976 (Adjusted R Squared = .965)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
3	4	19.2325	
6	4	21.4475	
8	4	22.4300	
4	4	22.4650	
9	4	22.7325	
5	4	23.5425	
1	4	24.6775	
7	4	25.7350	
2	4		78.6675
Sig.		.194	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 11.465.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Potasio (mg kg⁻¹) en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	85209.404 ^a	11	7746.309	22.499	.000
Intercept	6239088.100	1	6239088.100	18121.288	.000
TRAT	83926.832	8	10490.854	30.470	.000
REP	1282.572	3	427.524	1.242	.317
Error	8263.106	24	344.296		
Total	6332560.610	36			
Corrected Total	93472.510	35			

a. R Squared = .912 (Adjusted R Squared = .871)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
8	4	379.3000	
9	4	380.6000	
7	4	381.7000	
6	4	383.5000	
1	4	383.7750	
3	4	384.3500	
5	4		480.5000
4	4		484.4000
2	4		488.6000
Sig.		1.000	.999

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 344.296.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Potasio (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	22005.217 ^a	11	2000.474	5.333	.000
Intercept	3491416.818	1	3491416.818	9308.123	.000
TRAT	12988.277	8	1623.535	4.328	.002
REP	9016.940	3	3005.647	8.013	.001
Error	9002.245	24	375.094		
Total	3522424.280	36			
Corrected Total	31007.462	35			

a. R Squared = .710 (Adjusted R Squared = .577)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
2	4	271.3000	
5	4	282.4000	282.4000
4	4	311.9000	311.9000
3	4		321.0000
6	4		321.6250
1	4		322.9000
8	4		323.2250
7	4		324.0500
9	4		324.4000
Sig.		.122	.100

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 375.094.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Calcio (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	225011.647 ^a	11	20455.604	2.143	.057
Intercept	138349740.914	1	138349740.914	14495.969	.000
TRAT	132630.489	8	16578.811	1.737	.141
REP	92381.159	3	30793.720	3.226	.040
Error	229056.349	24	9544.015		
Total	138803808.910	36			
Corrected Total	454067.996	35			

a. R Squared = .496 (Adjusted R Squared = .264)

ANVA para la variable: Calcio (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	613758.889 ^a	11	55796.263	3.878	.003
Intercept	114225506.268	1	114225506.268	7939.148	.000
TRAT	388544.477	8	48568.060	3.376	.010
REP	225214.412	3	75071.471	5.218	.006
Error	345303.063	24	14387.628		
Total	115184568.220	36			
Corrected Total	959061.952	35			

a. R Squared = .640 (Adjusted R Squared = .475)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
5	4	1546.8500	
1	4	1689.0750	1689.0750
6	4	1790.9750	1790.9750
3	4	1795.9250	1795.9250
8	4	1803.9250	1803.9250
4	4	1807.0750	1807.0750
9	4	1814.7500	1814.7500
7	4	1833.1250	1833.1250
2	4		1949.7500
Sig.		.053	.099

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 14387.628.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Magnesio (mg kg^{-1}) en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	20625.098 ^a	11	1875.009	27.164	.000
Intercept	2864781.921	1	2864781.921	41502.525	.000
TRAT	5132.164	8	641.520	9.294	.000
REP	15492.934	3	5164.311	74.816	.000
Error	1656.641	24	69.027		
Total	2887063.660	36			
Corrected Total	22281.739	35			

a. R Squared = .926 (Adjusted R Squared = .892)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
1	4	271.1000	
8	4	272.9000	
7	4	275.2000	
3	4	276.0250	
6	4	276.8250	
9	4	278.8000	
4	4	280.2000	
5	4		303.7000
2	4		304.1000
Sig.		.822	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 69.027.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Magnesio (mg kg⁻¹) en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	2302.724 ^a	11	209.339	1.590	.165
Intercept	4010940.804	1	4010940.804	30471.413	.000
TRAT	1888.336	8	236.042	1.793	.128
REP	414.389	3	138.130	1.049	.389
Error	3159.111	24	131.630		
Total	4016402.640	36			
Corrected Total	5461.836	35			

a. R Squared = .422 (Adjusted R Squared = .157)

ANVA para la variable: Conductividad eléctrica (mScm⁻¹) en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	15.052 ^a	11	1.368	8.221	.000
Intercept	413.580	1	413.580	2484.855	.000
TRAT	5.091	8	.636	3.823	.005
REP	9.961	3	3.320	19.949	.000
Error	3.995	24	.166		
Total	432.627	36			
Corrected Total	19.047	35			

a. R Squared = .790 (Adjusted R Squared = .694)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
6	4	2.9025	
5	4	2.9250	
4	4	3.0725	3.0725
7	4	3.1800	3.1800
3	4	3.3850	3.3850
1	4	3.4750	3.4750
9	4	3.7825	3.7825
8	4	3.8200	3.8200
2	4		3.9625
Sig.		.079	.096

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .166.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size =

4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Conductividad eléctrica (mS cm⁻¹) en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	10.334 ^a	11	.939	3.337	.007
Intercept	348.444	1	348.444	1237.754	.000
TRAT	6.867	8	.858	3.049	.016
REP	3.467	3	1.156	4.105	.017
Error	6.756	24	.282		
Total	365.535	36			
Corrected Total	17.091	35			

a. R Squared = .605 (Adjusted R Squared = .423)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
7	4	2.6000	
6	4	2.6225	
4	4	2.7900	2.7900
5	4	2.8300	2.8300
8	4	3.0100	3.0100
1	4	3.2800	3.2800
3	4	3.3025	3.3025
9	4	3.6125	3.6125
2	4		3.9525
Sig.		.200	.094

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .282.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size =

4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: pH en suelo en la fecha 1 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.131 ^a	11	.012	3.038	.011
Intercept	2505.670	1	2505.670	641413.479	.000
TRAT	.069	8	.009	2.209	.064
REP	.062	3	.021	5.251	.006
Error	.094	24	.004		
Total	2505.894	36			
Corrected Total	.224	35			

a. R Squared = .582 (Adjusted R Squared = .390)

ANVA para la variable: pH en suelo en la fecha 2 de muestreo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.086 ^a	11	.008	1.214	.330
Intercept	2627.417	1	2627.417	408333.284	.000
TRAT	.077	8	.010	1.493	.212
REP	.009	3	.003	.471	.705
Error	.154	24	.006		
Total	2627.657	36			
Corrected Total	.240	35			

a. R Squared = .358 (Adjusted R Squared = .063)

ANVA para la variable: Infección micorrízica (valores transformados).

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	.335 ^a	11	.030	7.496	.000
Intercept	13.835	1	13.835	3400.480	.000
TRAT	.320	8	.040	9.841	.000
REP	.015	3	.005	1.243	.316
Error	.098	24	.004		
Total	14.268	36			
Corrected Total	.433	35			

a. R Squared = .775 (Adjusted R Squared = .671)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TRAT	N	Subset	
		1	2
6	4	.52574	
8	4	.55548	
7	4	.57532	
3	4	.57981	
9	4	.58243	
4	4	.60553	
5	4	.62748	
2	4	.66276	
1	4		.86478
Sig.		.106	1.000

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = .004.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size =

4.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Población de hongos en el suelo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	1875.433 ^a	11	170.494	1.790	.132
Intercept	39530.700	1	39530.700	414.932	.000
TR	1829.633	9	203.293	2.134	.082
RE	45.800	2	22.900	.240	.789
Error	1714.867	18	95.270		
Total	43121.000	30			
Corrected Total	3590.300	29			

a. R Squared = .522 (Adjusted R Squared = .230)

ANVA para la variable: Población de bacterias en el suelo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	15525.567 ^a	11	1411.415	6.936	.000
Intercept	266774.700	1	266774.700	1311.028	.000
TR	15414.967	9	1712.774	8.417	.000
RE	110.600	2	55.300	.272	.765
Error	3662.733	18	203.485		
Total	285963.000	30			
Corrected Total	19188.300	29			

a. R Squared = .809 (Adjusted R Squared = .692)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TR	N	Subset		
		1	2	3
2	3	45.0000		
6	3	72.0000	72.0000	
8	3		91.6667	
9	3		92.6667	
10	3		93.3333	
3	3		96.0000	96.0000
1	3		101.6667	101.6667
4	3		101.6667	101.6667
7	3		113.0000	113.0000
5	3			136.0000
Sig.		.423	.057	.067

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 203.485.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

b. Alpha = .05.

ANVA para la variable: Población de bacterias nitrificantes en el suelo.

Source	Type III Sum of Squares	df	Mean Square	F	Sig.
Corrected Model	11637.200 ^a	11	1057.927	7.203	.000
Intercept	313345.200	1	313345.200	2133.535	.000
TR	11362.800	9	1262.533	8.596	.000
RE	274.400	2	137.200	.934	.411
Error	2643.600	18	146.867		
Total	327626.000	30			
Corrected Total	14280.800	29			

a. R Squared = .815 (Adjusted R Squared = .702)

Comparación de medias por Tukey ($p \leq 0.05$)

TR	N	Subset			
		1	2	3	4
3	3	77.67			
5	3	77.67			
10	3	80.67	80.67		
9	3	93.67	93.67		
4	3	98.33	98.33	98.33	
1	3	103.67	103.67	103.67	103.67
6	3	112.00	112.00	112.00	112.00
7	3		114.33	114.33	114.33
8	3			129.67	129.67
2	3				134.33
Sig.		.063	.071	.110	.124

Means for groups in homogeneous subsets are displayed.

Based on observed means.

The error term is Mean Square(Error) = 146.867.

a. Uses Harmonic Mean Sample Size = 3.000.

b. Alpha = .05.