



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

POSTGRADO EN EDAFOLOGIA

**FERTILIDAD ORGÁNICA Y
SU EFECTO EN LAS POBLACIONES
MICROBIANAS**

DANIEL TORRES NAVA

TESIS
PRESENTADA COMO REQUISITO
PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO
ABRIL 2017

CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe **Daniel Torres Nava**, Alumno de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del **Dr. David Espinosa-Victoria**, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis **FERTILIDAD ORGÁNICA Y SU EFECTO EN LAS POBLACIONES MICROBIANAS**, y de los y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre el colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo.de México, a de Noviembre de 2017



DANIEL TORRES NAVA

Firma del Alumno



Dr. DAVID ESPINOSA VICTORIA

Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

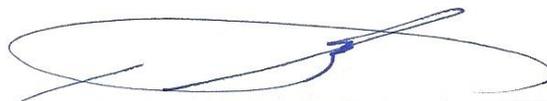
La presente tesis titulada: **Fertilidad orgánica y su efecto en las poblaciones microbianas**, realizado por el alumno: **Daniel Torres Nava**, bajo la dirección de Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS

EDAFOLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



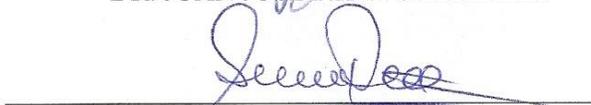
DR. DAVID ESPINOSA-VICTORIA

ASESOR



DR. JUAN JOSÉ PEÑA CABRIALES

ASESOR



DRA. HILDA SILVA ROJAS

ASESOR



DRA. MARTA ASTIER CALDERÓN

ASESOR



DR. VÍCTOR MANUEL ORDAZ CHAPARRO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Abril de 2017.

FERTILIDAD ORGÁNICA Y SU EFECTO EN LAS POBLACIONES MICROBIANAS

Daniel Torres Nava D. en C.
Colegio de Postgraduados, 2017.

RESUMEN

Las propiedades físicas y químicas del suelo, así como la diversidad de bacterias cultivables fueron evaluadas en los sistemas de producción orgánica y convencional de fresa, en Tapalpa, Jalisco, México. Las propiedades físicas del suelo del sistema orgánico presentaron una mejor agregación, densidad aparente y curva de retención de humedad. En ambos sistemas el suelo no mostró diferencias significativas en el contenido de nitrógeno. Sin embargo, el contenido de P del suelo del sistema orgánico fue de 0.15 meq L^{-1} , mientras que el del sistema convencional fue de 0.6 meq L^{-1} . El contenido de K fue más alto en el suelo del sistema convencional (71.9 meq L^{-1}) que en el orgánico (25.2 meq L^{-1}). A pesar de que en ambos sistemas se usa regularmente composta e inoculante microbiano comercial Mayamagic®, el suelo del sistema orgánico presentó mayor diversidad bacteriana ($H' = 2.53$) que el del convencional ($H' = 1.43$). Las bacterias Gram positivas predominaron en el sistema convencional. En el sistema orgánico se encontró similar cantidad de bacterias Gram positivas y Gram negativas. Los géneros presentes en ambos sistemas de producción fueron *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Acinetobacter*. *Bacillus* fue el género que predominó en los sistemas convencional y orgánico con 24 y 14 especies, respectivamente. Las bacterias del sistema orgánico usaron preferentemente glucosa como fuente de C, a diferencia de las bacterias del sistema convencional. Así mismo, las bacterias del sistema orgánico emplearon carbohidratos de tipo monosacárido. Se concluye que los suelos bajo prácticas orgánicas presentaron una mayor porosidad y retención de humedad junto con una mejor agregación así mismo mayores niveles de nutrientes, como el P, Mg y S, además de una mayor diversidad bacteriana que los suelos bajo manejo convencional.

Palabras clave: agricultura orgánica, fertilizantes orgánicos, propiedades biológicas del suelo, propiedades químicas del suelo, propiedades físicas del suelo.

ORGANIC FERTILITY AND ITS EFFECT ON MICROBIAL POPULATIONS

Daniel Torres Nava D. en C.
Colegio de Postgraduados, 2017

ABSTRACT

The physical and chemical properties of the soil, as well as the diversity of cultivable bacteria, were evaluated in organic and conventional strawberry production systems, in Tapalpa, Jalisco, Mexico. The soil physical properties of the organic system showed a better aggregation, bulk density and moisture retention curve. In both systems, the soil did not show significant differences in nitrogen content. The content of K was higher in the soil of the conventional system (71.9 meq L⁻¹) than in the organic soil (25.2 meq L⁻¹). Although both systems regularly use compost and Mayamagic® commercial microbial inoculant, the soil of the organic system presented greater bacterial diversity ($H' = 2.53$) than the conventional one ($H' = 1.43$). Gram positive bacteria predominated in the conventional system. In the organic system, a similar amount of Gram positive and Gram negative bacteria was found. The genera present in both production systems were *Bacillus*, *Pseudomonas* and *Acinetobacter*. *Bacillus* was the genus that predominated in conventional and organic systems with 24 and 14 species, respectively. The bacteria of the organic system preferably used glucose as C source, unlike the bacteria of the conventional system. Likewise, the bacteria of the organic system used monosaccharide type carbohydrates. It is concluded that the soils under organic practices presented a higher porosity and moisture retention along with a better aggregation as well as higher levels of nutrients, such as P, Mg and S, in addition to a greater bacterial diversity than the soils under conventional management.

Keywords: Organic agriculture, Organic fertilizers, soil biological properties, soil chemical properties, soil physical properties

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. David Espinosa-Victoria por corregirme en mis errores y horrores de escritura.

A la Dra. Hilda Victoria Silva-Rojas por su valioso tiempo y disposición en los fines de semana para avanzar en la investigación del presente trabajo.

Al Dr. Juan José Peña Cabriales por sus valiosos y sabios consejos tanto personales como profesionales.

A la Dra. Marta Astier Calderón por ser parte de mi formación y sus grandiosos consejos profesionales.

Al Dr. Víctor Manuel Ordaz Chaparro por sus puntos de vista para la realización de este trabajo.

Al Dr. Prometeo Sánchez García por su gran colaboración para este trabajo.

Al M.C. Antonio Vera por su gran amistad y consejos para obtener este grado.

A Brigsania Almazán Galindez por acompañarme en esta aventura maravillosa llamada Doctorado.

DEDICATORIA

A MI FAMILIA PERO EN ESPECIAL
A LA MEMORIA DE MI HERMANO
ISRAEL TORRES NAVA†

CONTENIDO

RESUMEN.....	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE FIGURAS	X
LISTA DE CUADROS	XII
I INTRODUCCIÓN	1
II REVISION DE LITERATURA.....	2
2.1 Fertilidad del suelo.....	2
2.2 Calidad física del suelo.	3
2.3 Fertilidad Química.....	7
2.3.1 Fertilizantes sintéticos.....	8
2.3.1.1 Nitrógeno	9
2.3.1.2 Fósforo	10
2.4 Fertilidad Biológica	11
2.2 Fertilidad orgánica	19
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	20
IV. OBJETIVO	21
4.1 Objetivo general	21
4.2 Objetivos específicos	21
V. HIPÓTESIS.....	22
5.1 Hipótesis general	22
5.2 Hipótesis específicas.....	22
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
6.1 Sitio de muestreo	23
6.2 Análisis físico	24
6.2.1 Análisis micromorfológico.....	25
6.3 Análisis químico	26
6.4 Biodiversidad bacteriana.	26
6.5 Actividad enzimática y fuentes de carbono	27
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
7.1 Propiedades físicas / morfológicas	30

7.1.1 Estabilidad de agregados en seco y húmedo	32
7.1.2 Curva de retención de humedad.....	34
7.2 Fertilidad química.....	35
7.3 Diversidad bacteriana	37
7.4 Actividad enzimática y fuentes de carbono	41
VIII. CONCLUSIONES	45

LISTA DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1.	Localización del área de estudio (elaborado para la presente investigación)	23
Figura 2.	Determinación de la actividad enzimática bacteriana con el sistema API 50CH	29
Figura 3.	Distribución de la porosidad en el suelo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México. (Los números significan la porosidad del suelo en porcentaje, el color rojo representa los agregados y el color azul el espacio poroso).	31
Figura 4.	Tamaño de agregados en húmedo de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.	32
Figura 5.	Macroagregados (> 1 mm) y microagregados (< 1 mm) del suelo de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.	33
Figura 6.	Macroagregados (> 1 mm) y microagregados (< 1 mm) del suelo de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	34
Figura 7.	Curva de retención de humedad del suelo con manejo orgánico y convencional del cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México. (P. S.: Punto de saturación; C.C.: Capacidad de campo; P.M.P: Punto de marchitez permanente).	35
Figura 8.	Árbol filogenético construido con secuencias parciales del gen bacteriano 16S rRNA y el método de máxima parsimonia con 1000 repeticiones bootstrap. <i>Sulfophobococcus zilligii</i> fue considerado como fuera de grupo (outgroup). Las bacterias se aislaron de muestras de suelo de un sistema de producción convencional de fresa en Tapalpa Jalisco, México.	39

Figura 9. Árbol filogenético construido con secuencias parciales del gen bacteriano 16S rRNA y el método de máxima parsimonia con 1000 repeticiones bootstrap. *Sulfophobococcus zilligii* fue considerado como fuera de grupo (outgroup). Las bacterias se aislaron de muestras de suelo de un sistema de producción orgánico de fresa en Tapalpa Jalisco, México. 40

LISTA DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1.	Impacto del estiércol sobre la condición física de la capa arable del suelo	5
Cuadro 2.	Calidad física del suelo y parámetros relacionados	5
Cuadro 3.	Resumen de las prácticas agrícolas y su impacto en las poblaciones microbianas del suelo	12
Cuadro 4.	Características generales de los sistemas de manejo orgánico y convencional para el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	23
Cuadro 5.	Actividad enzimática de bacterias aisladas con los kit API® 20NE, 20E y 50 CH	28
Cuadro 6.	Propiedades físicas del suelo de dos sistemas (orgánico y convencional) de producción de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	31
Cuadro 7.	Propiedades químicas de los sistemas de producción orgánico y convencional de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	36
Cuadro 8.	Nutrientes en el suelo de los sistemas orgánico y convencional en la producción de fresa, en Tapalpa Jalisco, México	37
Cuadro 9.	Actividad enzimática y fuentes de carbono usadas por bacterias aisladas del sistema orgánico de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	43
Cuadro 10.	Actividad enzimática y fuentes de carbono usadas por bacterias aisladas del sistema convencional de fresa en Tapalpa, Jalisco, México	44

I INTRODUCCIÓN

Los sistemas de producción orgánica promueven la reducción del uso de fertilizantes químicos y el empleo de abonos orgánicos, que mejoren las condiciones del suelo (Stockdale *et al.*, 2001; IFOAM, 2002). La norma orgánica NOP (2013) establece que el manejo agrícola debe mantener o mejorar la condición química, física y biológica del suelo. Gosling y Shepherd (2005) han documentado que los niveles de fósforo (P) y potasio (K) son significativamente más bajos en granjas orgánicas que en las convencionales. Sin embargo, Herencia *et al.* (2008), reportaron valores más altos de N, P, K, Fe y Zn en suelos fertilizados con estiércol que en suelos donde se usaron fertilizantes sintéticos. Se conoce que la adición de materia orgánica mejora las propiedades físicas del suelo (Ruehlmann y Körschens, 2009). Sin embargo, el grado y la temporalidad de los cambios reflejados en el suelo dependerán de la calidad y cantidad de la enmienda orgánica que se use (van Diepeningen *et al.*, 2006). Por ejemplo, Eghball (2002) no observó efecto en la densidad aparente del suelo, cuando se incorporó estiércol o compost durante 4 años. Respecto a la diversidad microbiana, Liu *et al.*, (2007) y Fraser *et al.*, (1994) reportaron un incremento del 26 % en suelos bajo manejo orgánico en contraste con los manejados convencionalmente. Los suelos de granjas orgánicas, donde se aplica estiércol o abonos verdes continuamente, presentaron significativamente mayor nivel de carbono orgánico, e incremento de las poblaciones de bacterias a diferencia de los suelos fertilizados convencionalmente (Perucci *et al.*, 2000, Deboz *et al.*, 2002). En contraste, algunos estudios reportan mayor diversidad microbiana en los suelos de sistemas agrícolas convencionales (Henneron *et al.*, 2015). Por ejemplo, Shannon *et al.*, (2002) estudiaron las comunidades microbianas en suelos bajo manejo orgánico y convencional y encontraron que las comunidades no son muy diferentes. En este contexto, el objetivo de esta investigación fue evaluar el impacto de los sistemas de producción orgánica y convencional de fresa en las propiedades físicas y químicas del suelo, así como en la diversidad bacteriana cultivable.

II REVISION DE LITERATURA

2.1 Fertilidad del suelo

El suelo desempeña un papel fundamental en la cadena alimenticia, por esta razón los suelos agrícolas del mundo están siendo utilizados intensivamente para producir cultivos, lo que ha ocasionado pérdida de su fertilidad, debido a una reducción de nutrientes al incremento de la erosión (Lal, 2001). La alteración de la fertilidad del suelo puede causar una disminución del rendimiento hasta en un 20% (Castillo-Álvarez *et al.*, 2007). Los suelos bajo manejo convencional han reportado una reducción de 21.6% de materia orgánica en comparación con el manejo orgánico (Reganold *et al.*, 2010) lo cual impacta directamente en la fertilidad de éste. Pero no solamente afecta la producción del cultivo, sino también en la sustentabilidad agrícola. Una correcta fertilidad contribuye a una menor necesidad de agroquímicos y labranza, a la reducción en el consumo de combustible en el equipo agrícola, al aumento de secuestro de CO₂ en el suelo y a una menor contaminación por lixiviados, lo cual beneficia al ambiente (El-Ramady, 2014). El gran desafío es la gestión de los suelos en forma sostenible. Al respecto King (1990) indica que una estrategia de la agricultura sostenible es el control de la fertilidad del suelo a través del ciclo de nutrimentos, minimizando pérdidas de éstos o suministrando sólo lo necesario. Otra estrategia es la utilización de mecanismos por los cuales los nutrimentos puedan conservarse, como el uso de abonos orgánicos y el control de la erosión, junto con una disminución de la lixiviación y desnitrificación. Generalmente, el término "fertilidad del suelo" se usa sin la integración de sus partes: biológica, química y física. Estos tres componentes permiten la correcta interpretación de la fertilidad, la cual se centra en la interacción entre estos, los cuales son influenciados por las decisiones de gestión (Abbott *et al.*, 2007). Por eso, es necesario conocer cada uno de los componentes de la fertilidad del suelo y sus posibles interacciones que impactan la producción.

2.2 Calidad física del suelo.

La calidad física de los suelos agrícolas se refiere principalmente a la resistencia del suelo y a las características de transmisión y almacenamiento de fluidos en la zona de las raíces del cultivo. Un suelo agrícola con "buena calidad física" es uno que es suficientemente "fuerte" para mantener su estructura, resistir la erosión y la compactación; pero también debe ser "lo suficientemente débil" como para permitir el crecimiento irrestricto de las raíces y la proliferación de la flora y la fauna del suelo (Topp *et al.*, 1997). Sin embargo, las propiedades físicas del suelo como la estructura, la densidad aparente y la porosidad son estables bajo la vegetación natural, pero tienden a modificarse cuando se cambia al manejo agrícola. Por ejemplo, se estima que el uso de maquinaria promueve la presencia de una capa compacta (densidad de aproximadamente $1,5 \text{ g / cm}^3$ a 50 cm) que impide el drenaje y el enraizamiento (Krupenikov *et al.*, 2011). Se estima que hasta un 40% de la variación en los rendimientos de los cultivos puede atribuirse a las condiciones físicas del suelo (Maqsood, 2013, Krupenikov *et al.*, 2011). Los valores óptimos de los parámetros para la calidad física de los suelos, ya sea para mejorar o mantener la productividad de los cultivos, son todavía en gran parte desconocidos. El Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA, 2008) menciona que los indicadores físicos comúnmente utilizados para evaluar la función y la calidad del suelo, son la estabilidad de los agregados, la capacidad de agua disponible, la densidad aparente, la infiltración, la estructura del suelo y los macroporos. De la Rosa y Sobral (2008) revisaron los atributos del suelo que podrían utilizarse como indicadores para la calidad física y proponen los siguientes: textura del suelo, pedregosidad, estructura del suelo, densidad aparente, porosidad, resistencia y estabilidad del agregado, compactación del suelo, drenaje, retención de agua y profundidad del suelo.

Una parte importante de la estructura del suelo es la agregación, debido a que participa en diversos factores tales como: la protección física de la materia orgánica del suelo (MOS) (Chevallier *et al.*, 2004), regulación del flujo del agua (Horn y Smucker, 2005) que afecta a la biomasa microbiana y a los nutrientes minerales (por ejemplo, N, P, S) (Hernández-Hernández y López-Hernández, 2002; Ashagrie *et al.*, 2005), además de reducir la erosión (Barthès y Roose, 2002). Hay varias teorías sobre la agregación del suelo, el concepto de jerarquía global es comúnmente aceptado (Bronick y Lal, 2005). El modelo se basa en la hipótesis de que los macroagregados (> 250 micras) son un conjunto de microagregados (<250 micras), unidos por agentes aglutinantes orgánicos temporales (Tisdall y Oades, 1982). Los cuales provienen tanto de las exudados de las raíces de plantas como de los microorganismos (Christensen, 2001). La disposición de los minerales, material amorfo, materia orgánica y la biota tiene influencia en el diámetro de los agregados de <20, <53, 100-250, y > 2000 micras (Vrdoljak y Sposito, 2002). Uno de los factores que afecta fuertemente la agregación del suelo es la labranza, debido a que rompe los agregados del suelo mecánicamente y fragmenta las raíces e hifas, que son los principales agentes de unión para los macroagregados (Tisdall y Oades, 1982). La labranza también acelera la descomposición de la MOS y reduce el contenido de carbono en el suelo, al incrementar el acceso de la materia orgánica a los microorganismos produciendo su mineralización (Balesdent *et al.*, 2000). Chan *et al.* (2002) observaron que la quema de rastrojos redujo significativamente la estabilidad de agregados en las siguientes fracciones > 2 mm y <50 micras. Por lo tanto, es necesario una mejor comprensión de cómo se forman y estabilizan los agregados, y la forma en que se ven afectados por diferentes patrones agrícolas, con el fin de identificar aquellas prácticas agrícolas que benefician la agregación del suelo para una producción sostenible de cultivos.

Otro indicador importante en la calidad física del suelo es la densidad aparente (De la Rosa y Sobral 2008) que disminuye al aumentar el contenido de materia orgánica. Zeleke *et al.* (2004) incorporaron anualmente, durante 3 años, residuos de maíz, encontrando una disminución significativa de la densidad aparente, junto con un aumento de la porosidad y un bajo nivel de compactación. Esto lo atribuyeron a un aumento de la entrada de materia orgánica. La incorporación de abonos orgánicos como el estiércol, también conlleva a una disminución de la densidad aparente tal como lo muestra el trabajo de Siuris (2014) en comparación con el control (Cuadro 1).

Cuadro 1. Impacto del estiércol sobre la condición física de la capa arable del suelo.

Dosis	Densidad (g/cm ³)	Densidad aparente (g/cm ³)	Porosidad (%)	Resistencia a la penetración (kg F/cm ²)
Control, sin estiércol	2.66	1.26	52.6	23.4
Estiércol, 50 t / ha - una vez en 4 años	2.64	1.22	53.8	20.1
Estiércol, 100 t / ha - una vez en 4 años	2.63	1.18	55.1	13.3

Fuente: Siuris (2014)

Un suelo con buena calidad física es aquel que almacena suficiente agua. Cockroft y Olsson (1997) sugieren que el espacio de los poros del suelo, lleno de aire, cerca de la superficie (es decir, la capacidad neumática) debería ser al menos de 0,10-0,15 m³. También, Reynolds *et al.* (2002) proponen que la capacidad de agua disponible en el suelo, debe ser > 0,20 m³, o dentro del rango de 0,15-0,25 m³ (Cuadro 2). Estas unidades no coinciden con las del Cuadro 2.

Cuadro 2. Calidad física del suelo y parámetros relacionados.

Parámetro	Formula	Propiedad de calidad física del suelo medida
Capacidad de campo (C.C.)	$FC = \theta (h = -1,000 \text{ mm})$	Índice de capacidad de almacenamiento de agua del suelo
Punto de marchitamiento permanente (PMP)	$PWP = \theta (h = -1.5 \times 10^5 \text{ mm})$	Estimación del volumen de agua del suelo no disponible para los cultivos
Capacidad de agua disponible para la planta	$PAWC = FC - PWP$	Agua del suelo disponible para el crecimiento de los cultivos

Fuente: Reynolds *et al.*, (2002)

Por lo tanto, se puede concluir que algunas propiedades físicas del suelo son dinámicas y parecen ser muy sensibles a las diferentes prácticas agrícolas de conservación y manejo de suelos agrícolas, como la labranza cero, las enmiendas orgánicas y la rotación de cultivos.

2.3 Fertilidad Química

La agricultura es esencialmente un sistema de extracción. Los nutrientes se extraen de los campos agrícolas y después son exportados en forma de grano o biomasa del cultivo. En algún momento, los nutrientes deben reintegrarse de nuevo a los sistemas agrícolas. En los sistemas convencionales, esto se hace a través de fertilizantes sintéticos, mientras que en los sistemas de producción orgánica se usa principalmente compost y abonos verdes (Nelson *et al.*, 2010). Aunque la aplicación de fertilizantes sintéticos ha aumentado en gran medida la productividad agrícola (Poggio, 2005), la aplicación continua y el uso desmedido ha afectado negativamente al ambiente. El N y P son los nutrientes más limitantes de todo el mundo (Soltanpour y Delgado, 2002) y su eficiencia en ambos es menor al 50% (Howarth *et al.*, 1996). En la agricultura orgánica la fertilización se ve de manera diferente, pues los nutrientes se suministran a través de formas orgánicas o minerales no tratados, bajo la hipótesis de que las plantas obtienen una nutrición equilibrada a través de la actividad de las raíces y la mineralización de los abonos orgánicos debida los microorganismos (Kirchmann *et al.*, 2009). Dada la complejidad y diversidad de los sistemas y la falta de conocimiento, el manejo de nutrientes depende de los experimentos de campo y debe ser específico para cada sitio (Soltanpour y Delgado, 2002). Cualquier estrategia de la agricultura sostenible debe considerar la fertilidad del suelo a través del ciclo de nutrientes, minimizando pérdidas de éstos o suministrando sólo lo necesario, así, como utilizar los mecanismos por los cuales los nutrientes puedan conservarse. Por esto, es necesario conocer el comportamiento del N y P en el suelo.

2.3.1 Fertilizantes sintéticos

Los fertilizantes industriales son materiales solubles, de acción rápida que contienen los nutrientes en formas disponibles y por lo tanto son muy eficientes para corregir las deficiencias nutrimentales (Osman, 2013). Además, éstos han permitido el crecimiento poblacional y de la agricultura mundial, durante más de 100 años (Stewart *et al.*, 2005). Su contribución en el aumento del rendimiento de los cultivos ha permitido que millones de hectáreas de ecosistemas naturales, no sean convertidos a tierras agrícolas (Balmford *et al.*, 2005). Su uso es más continuo en suelos donde hay poco o nulo ingreso de materia orgánica (El-Ramady *et al.*, 2014). Sin embargo, existen costos tanto financieros como ambientales. El uso desequilibrado e inadecuado o excesivo de los fertilizantes en los sistemas agrícolas es preocupante (Ju *et al.*, 2009). Por ejemplo, se ha encontrado que en fresa, bajo manejo convencional, los fertilizantes nitrogenados tienen una baja eficiencia (17.4%) debido a las prácticas agrícolas como el uso de riego (Monroy *et al.*, 2002). La eficiencia en fertilizantes fosforados es menor al 45% (Howarth *et al.*, 1996). Por lo tanto, es importante optimizar la eficiencia con la que se utilizan los fertilizantes en la producción de cultivos. Esto puede lograrse a través de mejores prácticas de manejo de fertilizantes, y/o el uso de plantas genéticamente modificadas que utilicen elementos minerales de manera más efectiva (White y Hammond, 2008). La sostenibilidad relacionada con el uso de fertilizantes minerales se refiere a minimizar la contaminación ambiental, la acidificación y erosión del suelo a un nivel que no afecte la economía de los agricultores, la salud humana y animal (Soltanpour y Delgado, 2002).

2.3.1.1 Nitrógeno

En el suelo, el N (nitrógeno) está presente principalmente en formas orgánicas: ácidos húmicos y fracciones no húmicas, las cuales se concentran principalmente en las capas superiores del suelo. Las sustancias húmicas o humus son más estables que las no húmicas y son lentamente mineralizables, por lo tanto, contribuyen poco a la nutrición de la planta. Por el contrario, las sustancias de bajo peso molecular, como aminoácidos y azúcares están fácilmente disponibles para las plantas; las formas inorgánicas como los iones nitrato y amonio, son tomados directamente por las plantas. Los iones nitrato no se adsorben a las partículas del suelo y una parte significativa, puede perderse por lixiviación. Por el contrario, el amonio se adsorbe de manera no específica a los coloides en el suelo y está más disponible para las plantas (Barker y Bryson 2007). Stevenson (1986) menciona que el N residual en el suelo, está relativamente disponible para las plantas durante la segunda temporada de cultivo, y la disponibilidad disminuye más en los años siguientes, debido a la conversión de N a formas de humus estable. Sin embargo, Bouldin (1986) indica que el N suministrado por el suelo es suficiente para la producción de arroz ($2-4 \text{ Mg ha}^{-1}$). Fageria y Baligar (2001a) obtuvieron aproximadamente 3 Mg ha^{-1} de arroz en las parcelas sin aplicación de N durante tres años consecutivos. Esto indica que el N del suelo es una fuente importante de la disponibilidad de N en cultivos anuales en muchos sistemas de cultivo. Diversos experimentos de campo muestran un aumento en el contenido total de nitrógeno en el suelo bajo manejo orgánico (Erhart y Hartl, 2009). Además, se argumenta que este manejo no conduce al aumento de pérdidas de nitrógeno en aguas subterráneas debido a las numerosas prácticas de conservación del nitrógeno utilizadas en la agricultura orgánica, que resulta en una mayor eficiencia de nitrógeno en las granjas orgánicas (Erhart y Hartl, 2009).

2.3.1.2 Fósforo

El fósforo (P) juega un papel fundamental en la nutrición de las plantas debido a que participa en una amplia gama de procesos fisiológicos y bioquímicos (Vance *et al.*, 2003). La deficiencia de fósforo en el suelo es un problema mundial que afecta a la producción agrícola. Se estima que 5,700 millones de hectáreas de tierra (equivalente a cerca del 67% del total de tierras agrícolas utilizadas en todo el mundo) están limitadas por la disponibilidad de P (Batjes, 1997). En la agricultura intensiva, los grandes rendimientos de los cultivos eliminan anualmente 20-35 kg de P ha⁻¹ (MAFF, 2000). Es necesario comprender su comportamiento en el suelo con diferentes enmiendas (Kirkby y Johnston, 2008). El fósforo es un elemento muy reactivo, nunca se encuentra como elemento libre en el medio natural. En las rocas aparece en forma de fosfato (PO₄)₃⁻, mientras que fuera de estas se libera a partir de la descomposición de la materia orgánica, dando lugar a los ortofosfatos (H₂PO₄⁻, HPO₄²⁻) (Gardi *et al.*, 2014). En el suelo, el P existe en formas orgánicas e inorgánicas. Las formas orgánicas de P son fosfato de inositol (fitato), fosfomonoésteres, incluyendo enlaces fosfodiéster, fosfolípidos y ácidos nucleicos (Soon 2008). El fosfato de inositol es la forma más estable de fósforo orgánico, mientras que los ácidos nucleicos y fosfolípidos son mucho más fácilmente mineralizados y disponibles (Soon, 2008). El P inorgánico se encuentra presente en el suelo como fosfatos libres, P lábil y no lábil. Los fosfatos libres están en la solución del suelo; mientras que el P lábil es adsorbido en la superficie de las partículas del suelo y puede ser liberado por intercambio de aniones. Una parte del P en el suelo puede llegar a ser no lábil, debido a los procesos de precipitación o difusión en la fase sólida (Soon, 2008; White y Hammond, 2008). El P forma complejos insolubles con hierro (Fe) y aluminio (Al) en suelos ácidos (especialmente aquellos con pH inferior a 5,0); o con calcio (Ca) en suelos alcalinos (pH por encima de 7,0).

2.4 Fertilidad Biológica

Mejorar la sostenibilidad de la agricultura requiere de la utilización óptima de la fertilidad del suelo. El paradigma central para la gestión biológica de la fertilidad del suelo es utilizar prácticas de manejo agrícola que influyan en las poblaciones microbianas del suelo y en los procesos de una manera tal, para lograr efectos benéficos sobre la productividad del suelo (Singh *et al.*, 2011). Durante muchos años, los microbiólogos del suelo y ecólogos microbianos diferenciaron a los microorganismos del suelo como "benéficos" y "perjudiciales", según cómo afectan el rendimiento del cultivo (Ogunseitan, 2005). Particularmente, los microorganismos benéficos son aquellos que fijan el N atmosférico, mineralizan la materia orgánica, desintoxican pesticidas, suprimen enfermedades y organismos patógenos del suelo, mejoran el ciclo de nutrientes y además son capaces de producir compuestos bioactivos como vitaminas, hormonas y enzimas que estimulan el crecimiento de las plantas (Singh *et al.*, 2011). La composición de las especies de una comunidad microbiana del suelo pueden influir en los procesos microbianos de éste, tanto cualitativa como cuantitativamente (Cavigelli y Robertson, 2000). La diversidad microbiana global que participa en estos procesos es enorme, hasta la fecha solo se conoce del 0,01% al 0,1% de especies microbianas (Curtis y Sloan, 2004). Las comunidades microbianas pueden ser complejas, con alta riqueza de especies, cuya estructura y composición están fuertemente influenciadas por procesos biológicos, químicos y físicos (Singh *et al.*, 2011). Como resultado de ello, es importante examinar la dinámica interna de las comunidades microbianas del suelo, no simplemente la caracterización de estos complejos sistemas bióticos fascinantes. Es importante comprender cuál es el impacto que tienen los cambios antropomórficos y naturales en la composición de la comunidad microbiana en los ecosistemas terrestres. Así, se hacen necesarias prácticas de gestión adecuadas que mejoren la actividad biológica y por lo tanto la salud del suelo a largo plazo y del cultivo (Singh *et al.*, 2011).

Una de las prácticas más comunes en la agricultura es el uso de fertilizantes, generalmente de síntesis química. Con ello se altera el pH, cambiando de modo drástico la diversidad de los microorganismos que habitan el suelo (Bünemann *et al.*, 2006). Suelos tratados con fertilizantes inorgánicos tienden a una menor biomasa microbiana, así como una estructura de comunidad diferente en comparación donde se usan enmiendas orgánicas, tales como estiércol o compost (Seghers *et al.*, 2003). Sin embargo se ha encontrado que después de 10 días de la aplicación de fertilizantes minerales no hay cambios en la estructura microbiana del suelo y sus efectos generalmente desaparecen 91 días después de la aplicación de estos (Stark *et al.* 2007).

Otra de las prácticas comunes en la agricultura convencional es el uso de agroquímicos. Se sabe que algunos pesticidas pueden tener un efecto perjudicial sobre los microorganismos del suelo, pero el efecto e impacto que tienen a largo plazo en los cambios de la comunidad del suelo es desconocida (Bünemann *et al.*, 2006). Los herbicidas tienen poco efecto en la comunidad del suelo, mientras que algunos insecticidas y fungicidas tienen efectos negativos sobre los microorganismos del suelo (Bünemann *et al.* 2006). Sin embargo, el uso de herbicidas puede afectar indirectamente a la diversidad microbiana al eliminar ciertas plantas y con ello reducción de la diversidad de especies (Yang *et al.*, 2000). Las prácticas de laboreo pueden tener un mayor efecto sobre las poblaciones microbianas del suelo que los herbicidas (Cuadro 3). La labranza perturba la comunidad microbiana del suelo, posiblemente por tener un efecto negativo en la eficiencia del ciclo de nutrientes (Werner y Dindal, 1990). Además, los sistemas de labranza cero se caracterizan por tener una mayor humedad del suelo y menos fluctuaciones en la temperatura, que los sistemas de labranza convencional, lo que aumenta las poblaciones microbianas del suelo (Kladvko, 2001).

Cuadro 3. Resumen de las prácticas agrícolas y su impacto en las poblaciones microbianas del suelo.

Prácticas de manejo agrícola	Efecto en las poblaciones microbianas
Labranza	
Cero labranza	Positivo
Laboreo fuerte	Negativo
Rotación	
Diversos cultivos	Positivo
Intercalado	Positivo
Barbecho en la rotación	Negativo
Insumos agrícolas	
Insumos orgánicos	Positivo
Fertilizantes minerales	Positivo o negativo (depende del tipo de fertilizantes, aporte de materia orgánica, pH del suelo)
Fungicidas	Negativo
Insecticidas	Negativo
Herbicidas	Negativo

Fuente: Nelson y Dean (2010)

Una de las prácticas comunes en la agricultura, es el uso de enmiendas orgánicas que incrementan la biomasa microbiana debido a las fuentes de C, la respiración basal y algunas actividades enzimáticas (fosfatasa, ureasa) (Ros *et al.*, 2006; Kaur *et al.*, 2008). Esto es particularmente evidente en las capas superiores del suelo a causa de la fracción lábil (agregado de la materia orgánica), que es la más degradable (Tejada *et al.*, 2009). Pathma y Sakthivel (2013) indican que la mayoría de las bacterias del vermicompost pertenecientes a los géneros *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Acinetobacter*, *Chryseobacterium*, *Arthrobacter*, *Enterobacter* y algunos miembros de *Microbacterium*, *Rheinheimera* y *Cellulomonas* poseen uno o más

rasgos de Rizobacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal o PGPR (del inglés: Plant Growth Promoting Rhizobacteria), como la producción de sideróforos, producción de ácido indolacético y solubilización de fosfatos.

Otro enfoque para mejorar la eficacia de la fertilización biológica del suelo es la aplicación de microorganismos solos o combinados con fertilizantes minerales y orgánicos. La inoculación de bacterias fijadoras de N₂ ha demostrado la reducción de fertilizantes químicos, especialmente fertilizantes nitrogenados de un 20-50% (Das *et al.*, 2004). Sin embargo, para lograr resultados superiores es necesario que sean usados junto con fertilizantes orgánicos (Bashan *et al.*, 2004). En pruebas de campo, plantas de frijol inoculadas con la bacteria fijadora de N₂ y promotora de crecimiento *Azospirillum brasilense* Sp7 en conjunto con *Trichoderma harzianum* 1295-1222 (biocontroladora de hongos) y en combinación con fosfato de roca (1 kg ha⁻¹) logró aumentar significativamente el rendimiento de semilla (P <0:05) y el contenido de N total y P en la semilla (Ögüt *et al.*, 2005). Otro ejemplo, es el enriquecimiento de compost con las bacterias fijadoras de N₂ *Azotobacter vinelandii*, *Beijerinckia derxii* y *Azospirillum* sp. Promovieron el crecimiento de plantas de tomate (Meunchang *et al.*, 2006). Estos datos sugieren que las bacterias fijadores de N₂, en combinación con fertilizantes orgánicos, pueden ser una alternativa viable en lugar del uso de fertilizantes nitrogenados sintéticos.

2.4.1 Diversidad bacteriana del suelo

Según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), "el suelo es uno de los ecosistemas más complejos de la naturaleza que contiene miles de organismos diferentes, los cuales interactúan y contribuyen en los ciclos biogeoquímicos que hacen posible la vida" (FAO, 2008). La rica biodiversidad en el suelo proporciona una serie de importantes servicios ecosistémicos esenciales para la salud humana y la agricultura. Estos se dividen en 6 categorías: (1) mantenimiento de la estructura; (2) regulación del flujo de carbono y del clima a través del almacenamiento de carbono; (3) regulación del ciclo del agua; (4) descontaminación y biorremediación; (5) control de plagas; (6) la salud humana. (FAO, 2008). La biodiversidad se entiende como el número, la variedad y la variabilidad de los organismos vivos en un ambiente determinado (Chivian y Bernstein, 2010). Las bacterias son los más numerosas de los grupos microbianos del suelo, y debido a su pequeño tamaño, 1-10 μm , se estima que representan menos de la mitad de la biomasa total en suelos agrícolas (Alexander, 1977). La diversidad bacteriana del suelo es uno de los indicadores para evaluar el impacto de las actividades antropogénicas en el suelo (Fox y McDonald, 2003). Sin embargo, la mayoría de las especies de bacterias, más del 90% según las estimaciones actuales, siguen siendo incultivables es decir, no pueden cultivarse en medios axénicos (Orgiazzi *et al.*, 2016). Esto significa que aún no sabemos con exactitud cómo son o qué funciones llevan a cabo. Los avances en las técnicas moleculares en los últimos 30 años han permitido comprender más sobre estas especies secuenciando partes de su ADN. Estos avances también han permitido la identificación de nuevas especies cultivables. Hoy en día hay aproximadamente 2 800 géneros que comprenden aproximadamente 15 000 especies de bacterias conocidas (Orgiazzi *et al.*, 2016). La proporción del tamaño de la biomasa bacteriana depende de las propiedades del suelo y de otros factores ambientales (por ejemplo: pH del suelo, temperatura y disponibilidad de nutrientes así como el tipo de suelo y el tipo de cultivo). Por ejemplo, se encontró una disminución del 30%

en la biomasa bacteriana cuando se compararon suelos de alto a bajo pH (Berkelmans *et al.*, 2003, Orgiazzi *et al.*, 2016).

Uno de los objetivos de la agricultura orgánica es incrementar la fertilidad del suelo y la biodiversidad del agroecosistema (OTA, 2011). Se han realizado varias investigaciones comparando la composición taxonómica de la comunidad microbiana y la diversidad de suelos, bajo manejo orgánico y convencional (Van Diepeningen *et al.*, 2006). Estos estudios mostraron una mayor diversidad microbiana en suelos manejados orgánicamente (Hartmann *et al.*, 2015). Cuando se describen incrementos bacterianos se reportan valores entre 10-26% en manejo orgánico (Fraser *et al.*, 1988). Entre los factores que han permitido esta mejoría se encuentra la adición de estiércol animal y abonos verdes en granjas orgánicas, proporcionando una entrada significativamente mayor de carbono orgánico, reforzando así las poblaciones bacterianas (Fraser *et al.*, 1988). Algunos de los géneros bacterianos que se han reportado en el manejo orgánico son: *Cellulosimicrobium*, *Microbacterium*, *Rhodococcus* y *Streptomyces*, mientras que en los suelos agrícolas convencionales los géneros predominantes fueron: *Arthrobacter*, *Leifsonia*, *Mycobacterium*, *Rhodococcus* y *Paenibacillus*. (Chou *et al.*, 2017). *Bacillus cereus* y *Bacillus xiamenensis* se encontraron tanto en manejo convencional como orgánico. Wang y Cheng (2017) sugieren que las bacterias proteolíticas son indicadores en sistemas de manejo orgánico, debido a su importancia en la mineralización del N orgánico.

Sin embargo, también se han encontrado efectos contradictorios sobre la diversidad microbiana en la agricultura orgánica, los cuales han estado relacionados con los diferencias métodos y agroecosistemas estudiados que van desde cultivos tropicales (Caldwell *et al.*, 2015) hasta cultivos anuales (Hartmann *et al.*, 2015) y pastizales forrajeros en clima frío (Perschina *et al.*, 2015). Hay estudios que reportan una mayor diversidad microbiana en los suelos bajo manejo convencionales

(Henneron *et al.*, 2015). Por ejemplo, Shannon *et al.*, (2002) estudiaron la diversidad bacteriana en suelos bajo manejo orgánico y convencional, encontraron que las comunidades no presentan diferencias significativas. Bonanomi *et al.*, (2016), estudiaron la diversidad microbiana en suelos con 10 y 20 años de manejo orgánico y convencional, ambos sistemas con producción de hortalizas similares, y encontraron que la diversidad bacteriana fue menor en la granja orgánica que en la granja convencional. Por el contrario, la diversidad eucariótica fue ligeramente superior en la granja orgánica de 10 años, pero menor en la de 20 años con el mismo manejo, en comparación con la granja convencional. Edesi *et al.* (2012), encontraron que las bacterias nitrificantes fueron iguales en los sistemas orgánico y convencional. Liu *et al.*, (2007) menciona que si bien los suelos convencionales tienen mayor diversidad bacteriana ésta no siempre está activa. Geisseler y Scow (2014) realizaron un meta-análisis basado en 107 conjuntos de datos de 64 ensayos a largo plazo, en todo el mundo, que revelaron que la aplicación de fertilizantes minerales condujo a un aumento del 15,1% en la biomasa microbiana, por encima de los niveles en tratamientos no fertilizados. Los aumentos de la biomasa microbiana fueron más pronunciados en los estudios con una duración de al menos 20 años, mientras que la fertilización mineral tendió a reducir la biomasa microbiana en suelos con un pH inferior a 5. Los suelos bajo manejo orgánico generalmente tienen un contenido de C mayor que aquellos bajo manejo convencional. Un mayor contenido de C en el suelo no implica necesariamente una mayor utilización microbiana del C. Birkhofer *et al.* (2008), encontraron que C del suelo en un sistema convencional era más lábil y por lo tanto más fácilmente accesible a los microbios que en un sistema orgánico.

Un indicador importante referente a la biodiversidad bacteriana del suelo son las bacterias Gram negativas, que son las más abundantes en la rizósfera del suelo (Söderberg *et al.*, 2004). Además sirven como indicador de la calidad del suelo (Zhong *et al.*, 2010). Las bacterias Gram (+) tienden a usar el carbono orgánico lábil en comparación con las bacterias Gram (-) (Zhang *et al.*, 2015). Se ha reportado que el estiércol de ganado aumenta específicamente la abundancia de bacterias Gram (+) (Ai *et al.*, 2012; Zhang *et al.*, 2015). El aumento en el contenido de la materia orgánica en el sistema de cultivo orgánico, mejora también el contenido de humedad del suelo, lo que puede promover la proliferación de las bacterias Gram (+) (Ma *et al.*, 2015).

2.2 Fertilidad orgánica

Existe un creciente interés por estrategias alternativas en el manejo de la fertilidad del suelo, ya que los fertilizantes sintéticos deben ser excluidos o reducidos para lograr una producción sostenible (Baligar *et al.*, 2001). Una estrategia es el uso de fuentes orgánicas como los estiércoles de animales, compost, residuos de cultivos y del procesamiento de alimentos. El empleo de estas materias se le conoce como fertilización orgánica (Baldi *et al.*, 2014, Mancini y De Lucia, 2011). El uso de estas enmiendas tienen efectos a largo plazo, como la acumulación de la materia orgánica en el suelo (Bhattacharyya *et al.*, 2009). Además puede mejorar la actividad enzimática del suelo (Perucci *et al.*, 2000; Debosz *et al.*, 2002). Sin embargo se sabe poco acerca de las modificaciones de las comunidades microbianas por los diferentes tipos de enmiendas orgánicas (Chander y Joergensen, 2002). Otro beneficio es el aporte nutrimental, sin embargo, tienen una disponibilidad limitada y una calidad variable, por lo que se necesitan en grandes cantidades. Por ejemplo, los residuos de cultivos y el estiércol de los animales contienen de 0,5-1,5% de N (Osman, 2013; Gentile *et al.*, 2008). Así, se recomienda una tasa de aplicación anual de 5 a 10 t por hectárea para cultivos anuales intensivos. Sin embargo, se necesitan pruebas de suelo y análisis de compost cuando se determinan las tasas de aplicación (Verma y Palani, 1997). Igualmente, debe tenerse especial atención al momento de su uso. Por ejemplo, los estiércoles deben aplicarse antes de la siembra, de modo que la mineralización ocurra antes de que las semillas germinen, de lo contrario, los microorganismos pueden competir con los cultivos por nutrientes (Schröder, 2005). Los residuos orgánicos tienen también uso a corto plazo, en la alimentación al ganado, en lugar de incorporarlos al suelo (Taddese, 2001). Por lo tanto, el potencial para reemplazar los fertilizantes sintéticos con recursos orgánicos puede ser limitado (Singh *et al.*, 2001).

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Los sistemas convencionales de cultivo se han asociado con la pérdida de fertilidad del suelo (Drinkwater *et al.*, 1995). Además, algunas prácticas agrícolas convencionales inhiben la actividad de los microorganismos del suelo. La aplicación de agroquímicos puede causar cambios significativos en los tamaños de las comunidades bacterianas del suelo (Sall *et al.*, 2006). En cambio, la agricultura orgánica promueve la optimización de la actividad biológica del suelo (Sreenivasa, 2012); por eso, en sus normas de producción establece que se deberán implementar prácticas que mantengan o mejoren la condición física, química y biológica del suelo (NOP, 2002). Aunque hay diversos estudios donde comparan manejo orgánico y convencional no siempre existe una tendencia positiva a un mayor contenido de MO, macronutrientes y diversidad microbiana bajo manejo orgánico (Shannon *et al.*, 2002; Herencia *et al.*, 2008). A pesar de que las bacterias del suelo representan solo una pequeña fracción, los cambios en estas pueden usarse para predecir los efectos de las perturbaciones de los ecosistemas y prácticas de manejo orgánico y convencional (Poudel *et al.*, 2002). White y McNaughton, (1997), sugieren se use la diversidad de la comunidad bacteriana como un medio sensible para evaluar la fertilidad del suelo. Además, las bacterias responden más fuertemente al manejo agrícola comparado con otros grupos microbianos (Esperschütz *et al.*, 2007). Anteriormente, se han realizado estudios de propiedades microbianas del suelo, donde se han examinado la biomasa, la respiración y la actividad enzimática (Hill *et al.*, 2000). Aunque proporcionan una comprensión importante de los procesos microbianos, carecen de respuestas cualitativas a nivel comunitario y de organismo a los cambios en las propiedades o manejo del suelo (Hill *et al.*, 2000). Además, son pocos los trabajos donde se estudian los tres aspectos de la fertilidad del suelo en conjunto (Trewavas. 2004, Herencia *et al.*, 2008).

IV. OBJETIVO

4.1 Objetivo general

Evaluar el impacto de los sistemas de fertilización orgánica y convencional en las propiedades físicas y químicas del suelo, así como en la diversidad bacteriana cultivable en la producción de fresa.

4.2 Objetivos específicos

1. Caracterizar el estado físico del suelo con manejo orgánico y convencional.
2. Determinar el contenido nutrimental del suelo orgánico versus convencional.
3. Evaluar la diversidad bacteriana cultivable del suelo orgánico y convencional.
4. Evaluar la actividad enzimática y fuentes de carbono empleadas por las bacterias aisladas de ambos sistemas de manejo.

V. HIPÓTESIS

5.1 Hipótesis general

El suelo bajo fertilidad orgánica presenta condiciones agronómicas que favorecen una mayor diversidad de bacterias cultivables.

5.2 Hipótesis específicas

1. El suelo con manejo orgánico presenta mejores condiciones físicas.
2. El suelo con manejo convencional tiene mayores contenidos nutrimentales.
3. El manejo orgánico promueve una mayor biodiversidad de bacterias cultivables.
4. Las bacterias aisladas del sistema orgánico emplean más fuentes de carbono y presentan mayor actividad enzimática.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Sitio de muestreo

México es el tercer productor de fresa a nivel mundial con una producción de 392,625 toneladas, y el estado de Jalisco es de los principales productores en el país con 9,931 toneladas producidas en 2015 (SAGARPA, 2015). El sitio de estudio se encuentra en el municipio de Tapalpa, Jalisco, México (Figura 1) en las coordenadas 19°36'49" a 20°05'54" de latitud norte y de 103°36'20" a 103°54'00" de longitud oeste, a una altitud de 2570. En esta región, la producción de fresa se lleva a cabo en macrotuneles en un Cambisol, bajo el sistema tradicional y orgánico (INEGI, 2015). Las características generales de los dos sistemas de producción de fresa se presentan en el Cuadro 4. Para la obtención de las muestras de suelo se utilizaron cilindros con un diámetro y altura de 20 cm que fueron enterrados en el suelo, con la finalidad de obtener muestras inalteradas. Se tomaron cinco muestras al azar de 1 kg por sistema de producción.

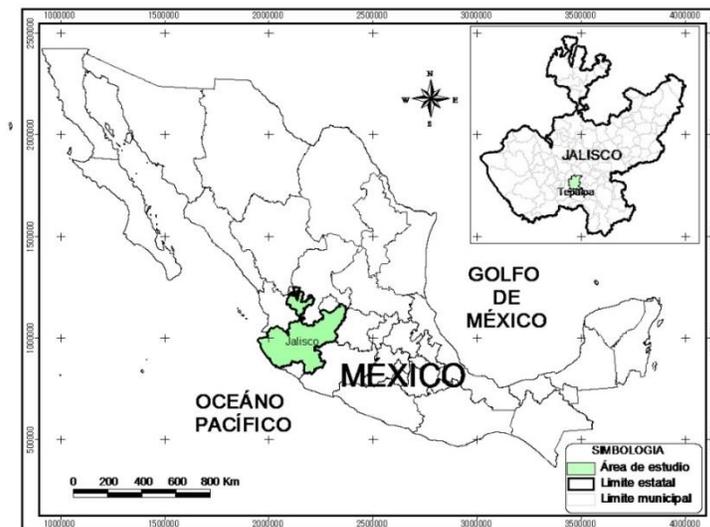


Figura 1. Localización del área de estudio (Elaboración propia)

Cuadro 4. Características generales de los sistemas de manejo orgánico y convencional para el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

Practica agrícola	Manejo	
	Orgánico	Convencional
Tipo de producción	Macrotunel	Macrotunel
Años de producción	5	5
Rendimiento	20 t/ha	40 t/ha
Fertilización	Composta	Fertirriego
Fuente de N	Composta	Nitrato de amonio
Uso de composta/ciclo	7 t/ha	5 t/ha
Inoculante microbiano	Mayamagic®	Mayamagic®
Riego	Goteo	Goteo
Control de plagas	Origen vegetal procesado	Químico
Fumigación Suelo	No	Sí

6.2 Análisis físico

La humedad residual de las muestras se cuantificó gravimétricamente. La densidad real se determinó utilizando el método del picnómetro y la densidad aparente mediante el método del cilindro (Blake y Hartge, 1986). La porosidad total se calculó a partir de los datos de densidad aparente y densidad real, empleando la fórmula:

$$Pt = [1 - \left(\frac{Da}{Dr}\right)](100)$$

Donde Da = Densidad aparente y Dr = Densidad real.

El contenido de arcilla se determinó por el método de la pipeta (FAO, 1984). La agregación del suelo se evaluó en muestras no alteradas y las variables edáficas en las muestras alteradas. La distribución del tamaño de agregados se determinó mediante el método de tamizado en seco (Savinov, 1936) y tamizado en húmedo (Yoder, modificado por Kemper y Rosenau, 1986). Con los resultados del tamizado en seco se calculó el coeficiente de estructuración del suelo (Kaurichev, 1984).

6.2.1 Análisis micromorfológico

Para el análisis micromorfológico las muestras se dejaron reposar en una olla cerrada durante 45 días, después se impregnaron con resina poliéster insaturada y monómero de estireno en una relación 7:3 de acuerdo a Murphy (1986). Posteriormente, se dejaron en gelación a la sombra por un lapso de 30 días. Una vez endurecidas las muestras se procedió a cortarlas con un disco de punta de diamante, y se pulieron con abrasivos de carburo de silicio (carborondum) y óxido de aluminio (aloxita) hasta tener un espesor de 30 μm . Las secciones delgadas tuvieron un tamaño de 5x7.5 cm.

Las secciones delgadas se analizaron con un microscopio petrográfico marca Olympus con aumentos de 2 hasta 20x, y se describieron de acuerdo al manual elaborado por Bullock *et al.*, (1985). Para determinar la porosidad, cada lamina se dividió en cuatro partes y se tomó una fotografía, después se cuantificó usando un analizador de imágenes (imagen Pro v6) versión 5.0.

6.3 Análisis químico

Se determinaron pH; Conductividad eléctrica (CE), por medio del extracto de saturación; capacidad de intercambio catiónico (CIC), por el método de acetato de amonio; contenido de carbono orgánico (OC), por el método Walkley-Black (oxidación de dicromato); contenido de nitrógeno total (TN) por el método de Kjeldahl; Fósforo (P) disponible, por el método Bray, Ca Mg y K por espectrofotometría de absorción atómica y sulfatos por extracto de saturación. Todos los análisis químicos se realizaron de acuerdo a la norma NOM-021-SEMARNAT-2000.

6.4 Biodiversidad bacteriana.

Se hicieron diluciones decimales de las muestras de suelo (Bulluck *et al.*, 2002) y se sembró 0.5 mL en placas de Agar Nutritivo. Para la identificación molecular, se extrajo del DNA empleando el protocolo del CTAB al 2% (Tris-HCl 100mM pH 8.0; EDTA 2H₂O mM; CTAB 2%; NaCl 1.4 M) (Doyle y Doyle, 1990). Se usaron los iniciadores 8F (5'AGAGTTTGATCCTGGCTCAG3') y 1492R (5'GGTTACCTTGTTACGACTT3') para amplificar el gen 16S rRNA. La PCR se llevó a cabo en un termociclador C100 Touch (BIO-RAD, USA). El fragmento amplificado se verificó en un gel de agarosa al 1.5% teñido con GelRedTM (Biotium, USA). La secuenciación se realizó en el equipo BigDye Terminator kit versión 3.0 (Applied Biosystems, USA).

La historia evolutiva de las secuencias de los dos sitios se infirió usando el método de Máxima Parsimonia. Los árboles formados con grupos de taxa se obtuvieron con la prueba bootstrap con 1000 repeticiones. La Máxima Parsimonia se obtuvo usando el algoritmo Tree-Bisection-Regrafting (Lewis, 2001).

La biodiversidad bacteriana en el suelo se calculó usando el índice Shannon-Wiener (Shannon y Wiener, 1963) empleando la siguiente ecuación:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log_2 p_i$$

Donde: S , es el número de especies; p_i , la proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos: n/N , donde i corresponde al número de individuos de la especie, y N al número de todos los individuos de todas las especies.

6.5 Actividad enzimática y fuentes de carbono

El sistema API® es un método que permiten la identificación de microorganismos a través de diferentes pruebas bioquímicas. Estos sistemas consisten en un dispositivo de plástico con varios pozos que contienen diferentes medios de cultivo deshidratados o diferentes sustratos de enzimas de acuerdo al tipo de prueba que se requiere montar (Figura 2). Entre algunas de las pruebas bioquímicas que pueden realizarse con estos sistemas están las de fermentación de carbohidratos, la determinación de la producción de H_2S , y la hidrólisis de la gelatina, entre otras (*Biomeriux 2017*).

Una vez obtenidos los árboles filogenéticos de cada sistema de producción, se seleccionaron las bacterias representativas de cada género. Después cada cepa se sembró en placas de agar nutritivo, y se le realizó la prueba de oxidasa y catalasa. Los API y bacterias que se usaron se muestran en el Cuadro 5. Cada galería se inoculó con una suspensión bacteriana salina, con base en las recomendaciones del fabricante y se incubaron a 30 °C; haciendo lecturas cada 24 y 48 h. Durante el periodo de incubación, la fermentación se detectó por un cambio de coloración en la cúpula, debido a la producción de ácido en anaerobiosis. El perfil bioquímico se interpretó mediante el sistema APIweb de Biomerieux (Logan y Berkeley, 1984).

Cuadro 5. Actividad enzimática de bacterias aisladas con los kit API® 20NE, 20E y 50 CH.

API® 20E. Es un sistema de pruebas bioquímicas para la identificación de bacterias de la familia Enterobacteriaceae y otros bacilos Gram-negativos.

API® 50. Utilizado para la identificación de Lactobacilos.

API® 20 NE Permite la identificación de bacilos gram negativos no pertenecientes al grupo de las enterobacterias.

Sistema	Bacteria	API	
Convencional	<i>Ralstonia</i>	20 E	
	<i>Acinetobacter</i>	20 NE	
	<i>Acinetobacter</i>	20 NE	
	<i>Pseudomonas nitroreducens</i>	20 NE	
	<i>Bacillus cereus</i>	50 CH	
	<i>Bacillus acidelecer</i>	50 CH	
	<i>Bacillus simplex</i>	50 CH	
	<i>Bacillus aerophilus</i>	50 CH	
	<i>Bacillus simplex</i>	50 CH	
	<i>Bacillus simplex</i>	50 CH	
	<i>Pseudomonas putida</i>	20 NE	
	<i>Bacillus cereus strain</i>	50 CH	
	<i>Bacillus pumilus</i>	50 CH	
	<i>Bacillus toyonensis</i>	50 CH	
	<i>Bacillus thuringensis</i>	50 CH	
	Orgánico	<i>Acetobacter</i>	20 NE
		<i>Acinetobacter</i>	20 NE
		<i>Comamon</i>	20 NE
		<i>Comamonas</i>	20 NE
		<i>Bacillus Amyloquefaensis</i>	50 CH
<i>Bacillus Amyloquefaensis</i>		50 CH	
<i>Bacillus cereus</i>		50 CH	
<i>Bacillus pumilus</i>		50 CH	
<i>Bacillus polyfermenticus</i>		50 CH	
<i>Bacillus megaterium</i>		50 CH	
<i>Bacillus megaterium</i>		50 CH	
<i>Bacillus Amyloquefaensis</i>		50 CH	
<i>Paenibacillus amylolyticus</i>		50 CH	
<i>Bacillus Thuringensis</i>		50 CH	
<i>Chryseobacterium</i>		20 NE	
<i>Chryseobacterium</i>	20 NE		

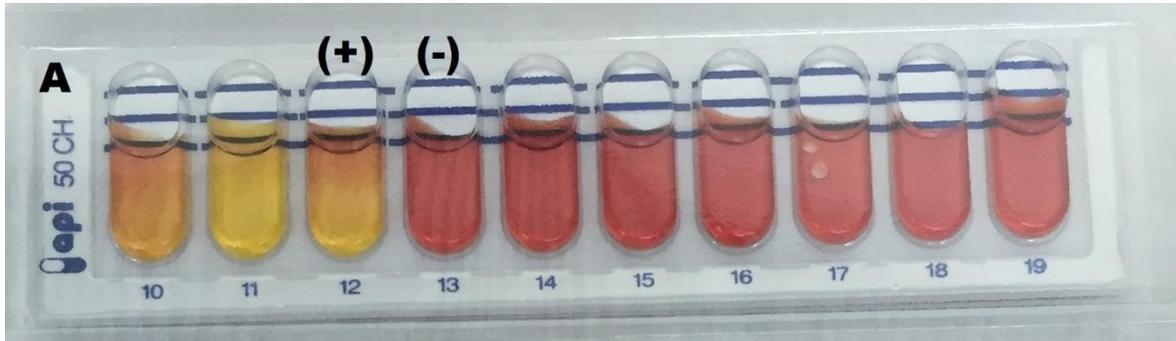


Figura 2. Determinación de la actividad enzimática bacteriana con el sistema API 50CH. (BioMerieux®) (-) Prueba negativa y (+) Prueba positiva.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Propiedades físicas / morfológicas

Las propiedades físicas determinados en las muestras de suelo de los dos sistemas de manejo de fresa se presentan en el Cuadro 6. No hubo diferencias significativas en la densidad aparente del suelo. Sin embargo, el valor fue significativamente más alto en el manejo orgánico. Eghball (2002) menciona que la densidad aparente no se vio afectada por la aplicación de composta en un sistema, similar al del presente estudio. En nuestra investigación, esto se debió probablemente a que no se presentó porosidad homogénea del suelo, como se aprecia en la Figura 3, donde la parte de arriba del suelo presentó una ligera compactación, en contraste con la parte baja que resultó más porosa. Esto puede deberse a una labranza reducida en las prácticas de la agricultura orgánica (Gadermaier *et al.*, 2012). Contrariamente, en el manejo convencional, hay una compactación en la parte inferior del suelo y en la parte superior se presenta un mayor espacio poroso. Estas variaciones en el entorno físico del suelo tienen un impacto significativo en el rendimiento de estos suelos para una serie de procesos clave, tales como el establecimiento del cultivo y el drenaje del agua la disponibilidad de agua así como limitar la actividad de los organismos (Papadopulos *et al.*, 2006, Vian *et al.*, 2009). Debido a estas variaciones el manejo orgánico presento mayor diferencias significativas respecto al convencional (Cuadro 6), esto concuerda con otras investigaciones que también han demostrado que la agricultura orgánica mejora la porosidad de los suelos (Liu *et al.*, 2007). En el suelo bajo manejo convencional se obtuvieron valores menores al 20 por ciento (Cuadro 6) Tal como se refleja en la Figura 3 donde se ve disminuida la cantidad de poros grandes (> 30 micras), lo que ocasiona una compactación del suelo (Wolkowski y Lowery 2008). Cabe resaltar que en el manejo orgánico los surcos se dejan por más tiempo, y en el sistema convencional cada año se remueve el suelo para la formación de surcos. Sin embargo no se mostraron diferencias significativas en la densidad real y la humedad residual. En cuanto al coeficiente de estructuración de suelo se vio incrementado por el manejo orgánico.

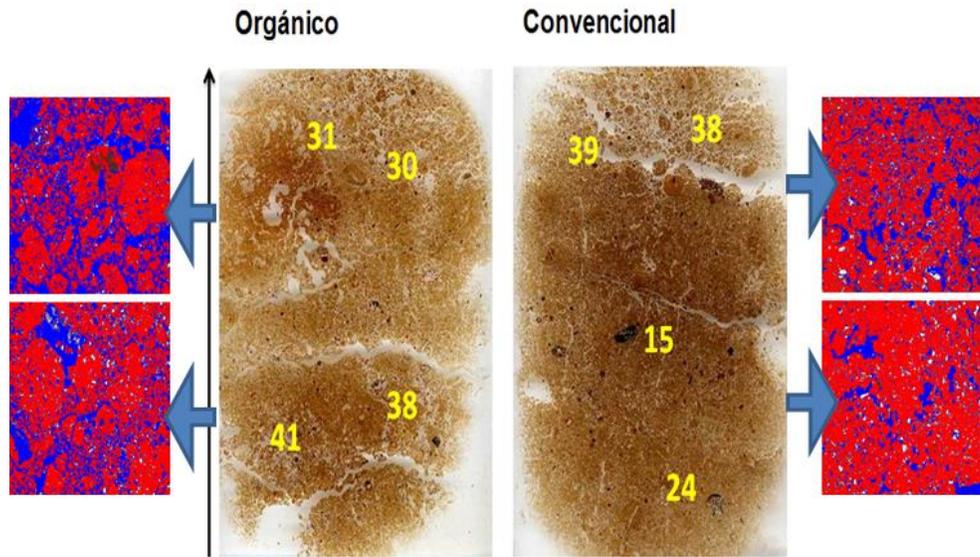


Figura 3. Distribución de la porosidad en el suelo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México (Los números significan la porosidad del suelo en porcentaje, el color rojo representa los agregados y el color azul el espacio poroso).

Cuadro 6. Propiedades físicas del suelo de dos sistemas (orgánico y convencional) de producción de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

Manejo	Propiedades edáficas				
	H	Da	Dr	PT	CEST
Orgánico	20	1.33 a	2.17 a	28.9 a	3.10 a
Convencional	20	1.09 a	2.18 a	22.5 b	1.24 b

H = humedad residual (% hg); Da = densidad aparente (Mg m^{-3}); Dr densidad real (Mg m^{-3}); PT = porosidad total (%); CEST= Coeficiente de estructuración.

7.1.1 Estabilidad de agregados en seco y húmedo

La estabilidad de agregados en seco se vio fuertemente influenciada por el tipo de manejo (Figura 4). En el sistema orgánico se obtuvo la mayor estabilidad de macroagregados superiores a 1 mm, los cuales representaron el 54 % de los agregados totales (Figura 6). En el sistema convencional los macroagregados representaron el 40 %. Este tipo de agregados representa la fracción más importante para evaluar el efecto de las prácticas agrícolas en el manejo del suelo debido a que ejercen una fuerte influencia sobre el diámetro de los mismos, por lo cual se considera un índice de evaluación global (Razafimbelo *et al.*, 2008). Los agregados de mayor tamaño, superiores a 6.36 mm, se encontraron en el sistema convencional representando el 44 %, mientras que en el sistema orgánico solo representaron el 23 %.

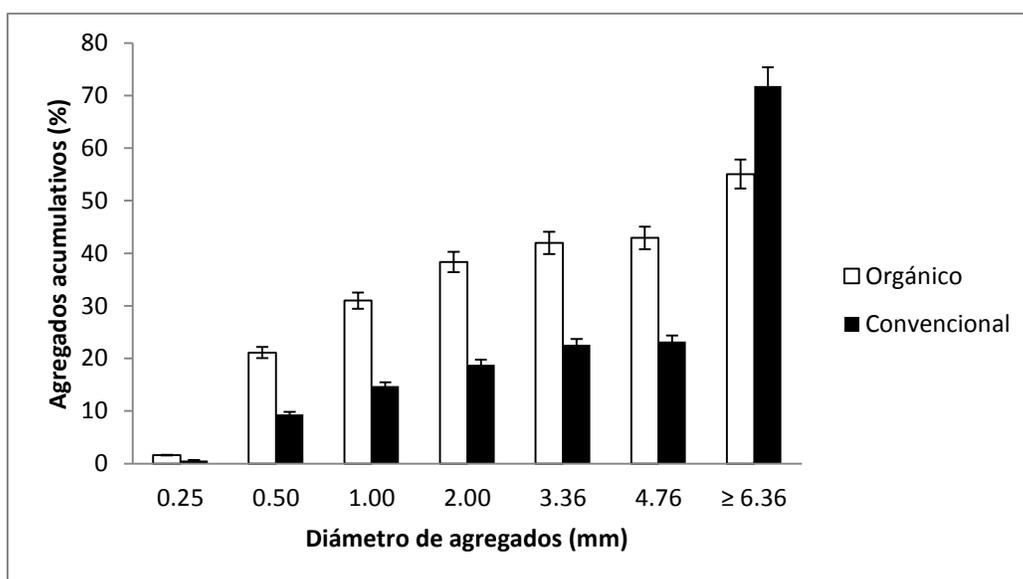


Figura 4. Estabilidad de agregados del suelo en seco de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

La estabilidad de agregados en húmedo (Figura 5) se vio afectado por el manejo, siendo el sistema orgánico donde se tienen mayor estabilidad a la humedad. Los agregados menores a 2 mm fueron los de mejor resistencia a la humedad. Sin embargo, los agregados de 1 y 0.5 mm son más propensos a la desintegración por

humedad en el manejo orgánico comparado con el convencional. En contraste la proporción relativa de agregados < 0.25 mm fue mejor en el manejo orgánico.

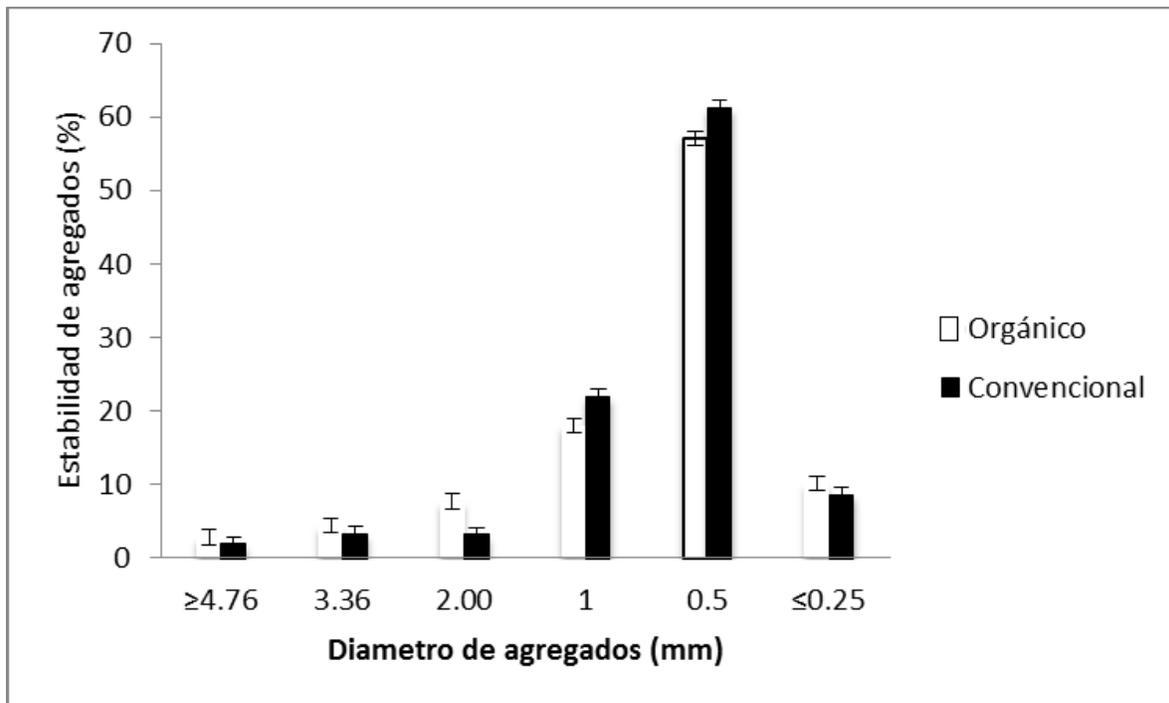


Figura 5. Tamaño de agregados en húmedo de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

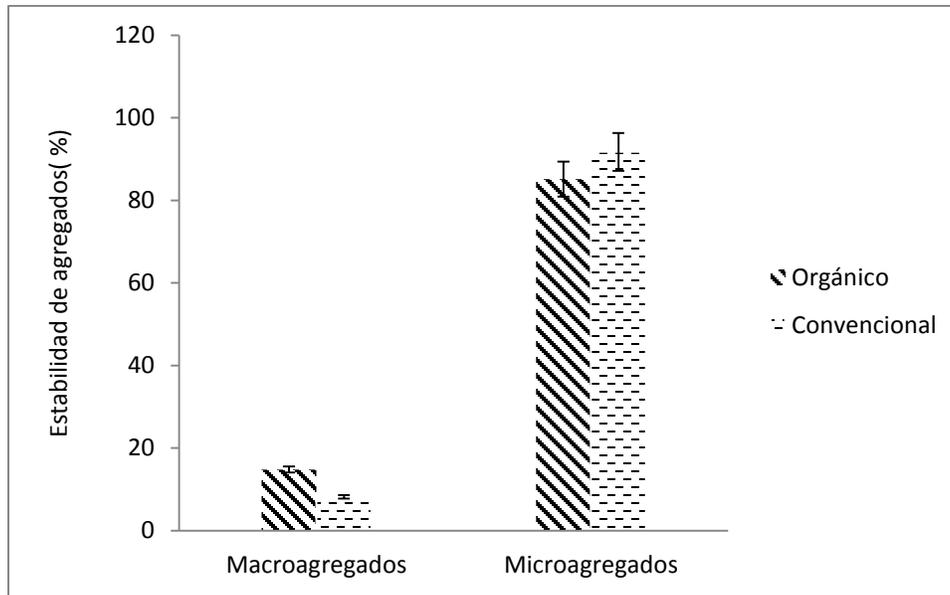


Figura 6. Macroagregados (> 1 mm) y microagregados (< 1 mm) del suelo de los sistemas de manejo orgánico y convencional en el cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

7.1.2 Curva de retención de humedad

El suelo con manejo orgánico tuvo una mayor capacidad de campo. Esto indica un mayor espacio poroso, consecuencia de una transformación estructural positiva que probablemente se deba a las aplicaciones de compost que aumentan la agregación, y en consecuencia porosidades más finas y la capacidad de retención de humedad del suelo. Al respecto, Liu *et al.*, (2007), mencionan que el contenido de humedad en el suelo se ve más influenciado por la incorporación de materia orgánica que por las prácticas de labranza que se lleguen a usar.

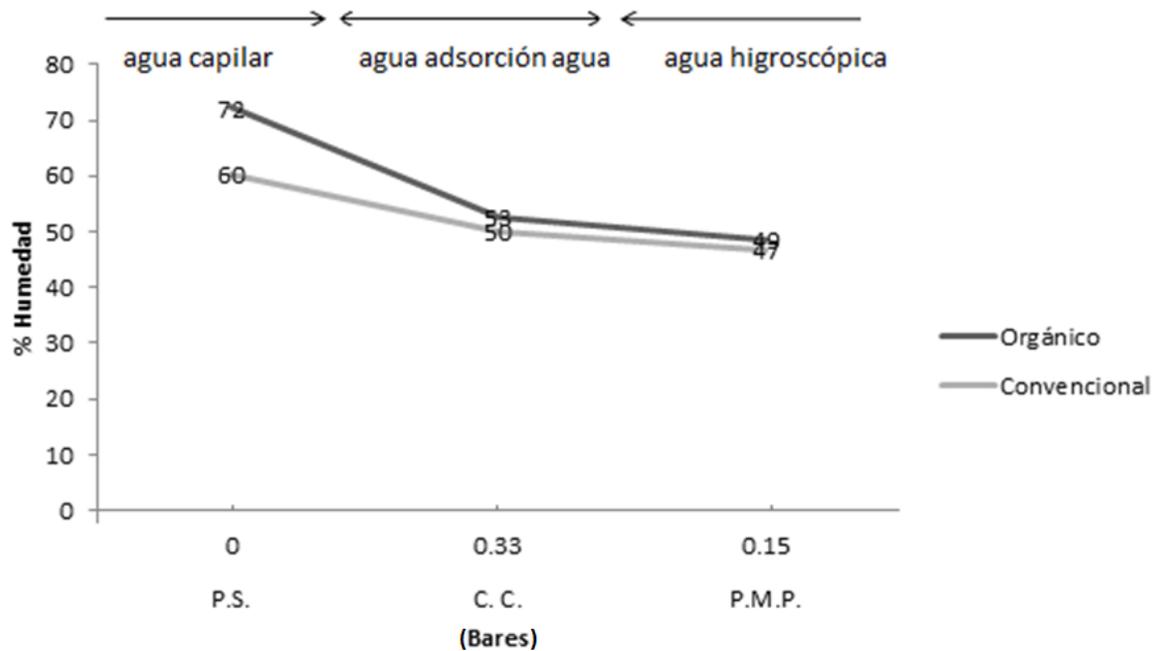


Figura 7. Curva de retención de humedad del suelo con manejo orgánico y convencional del cultivo de fresa en Tapalpa, Jalisco, México. (P. S.: Punto de saturación; C.C.: Capacidad de campo; P.M.P: Punto de marchitez permanente).

7.2 Fertilidad química

Tanto en la materia orgánica como en la capacidad de intercambio catiónico el suelo con manejo orgánico presento mayores diferencias significativas respecto al sistema convencional. Liu *et al.*, (2007), mencionan que estos factores se ven mejorados con las prácticas de la agricultura orgánica. El pH no mostró diferencias significativas en los diferentes manejos del suelo (Cuadro 7). Esto coincide con lo reportado por Adediran *et al.*, (2004), quienes no encontraron diferencias significativas entre suelos manejados orgánica y convencionalmente. En cuanto a la conductividad eléctrica, no se observaron diferencias significativas en los dos sistemas de producción, lo cual pudo deberse al tipo de enmienda que se utiliza (Clark *et al.*, 2007).

Cuadro 7. Propiedades químicas de los sistemas de producción orgánico y convencional de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

Sistema de producción	MO %	pH 1:2	CE dSm-1	CIC cmol kg ⁻¹
Orgánico	1.54 a	6.19 a	0.79 a	26.0 a
Convencional	1.04 b	6.22 a	1.02 a	21.3 b

Letras diferentes en la misma columna indican que las medias presentan diferencias significativas (Tukey, $P \leq 0.05$).

En el Cuadro 8 se muestran los valores del contenido nutrimental del suelo. Cabe destacar que el contenido de nitratos y amonio N en ambos no mostró diferencias estadísticas. Esto se debió posiblemente a la aplicación continua de abonos orgánicos, lo cual aumenta el contenido de nitrógeno orgánico del suelo hasta en un 90%, creando reservorios de este elemento para los cultivos siguientes (Diacono y Montemurro, 2010). Los elementos que se vieron beneficiados con el manejo orgánico fueron calcio y magnesio, cuyo incremento se ha reportado bajo este sistema (Liu *et al.*, 2007). El fósforo también se vio mejorado en este manejo. Al respecto Marinari *et al.*, (2000) reportaron aumentos similares en los fosfatos del suelo después de la aplicación de enmiendas orgánicas. Arancon *et al.*, (2006) de igual manera encontraron aumentos en las cantidades de ortofosfatos en el suelo con manejo orgánico, lo cual atribuyeron a la liberación de P por la actividad de los microorganismos del suelo. En cambio el potasio y el sulfato resultaron más altos estadísticamente bajo manejo convencional. Es probable que el valor más alto de potasio en el manejo convencional se deba a que el uso de fertilizantes solubles de K tienden a incrementar las reservas de K no intercambiable (Johnston, 2001).

Cuadro 8. Nutrimientos en el suelo de los sistemas orgánico y convencional en la producción de fresa, en Tapalpa Jalisco, México.

Determinación	Orgánico	Convencional
	(meq L ⁻¹)	
NH ₄ ⁺	0.34 a	0.35 a
NO ₃ ⁻	0.28 a	0.27 a
P ₂ O ₅	0.15 a	0.6 b
K ₂ O	25.2 b	71.9 a
SO ₄ ²⁻	3.1 a	21.8 b
Ca ²⁺	74.0 b	82.9 a
Mg ²⁺	13.9 a	9.71 b

Medias en la hileras seguidos por la misma letra son estadísticamente iguales

(Tukey, 0.05).

7.3 Diversidad bacteriana

A pesar de que en ambos sistemas se aplica composta e inoculante microbiano, el sistema orgánico presentó una mayor diversidad de especies bacterianas. En el sistema orgánico el índice de Shannon-Wiener fue $H' = 2.53$ y para el convencional $H' = 1.43$. En la mayoría de los ecosistemas naturales, el valor del índice varía entre 0.5 y 5. Un valor normal se ubica entre 2 y 3, valores inferiores a 2 se consideran bajos y superiores a 3 altos. Los valores reportados en esta investigación coinciden con los datos de Liu *et al.*, (2007), quienes reportaron que la diversidad de especies de bacterianas aumenta como consecuencia del manejo orgánico.

Las bacterias Gram positivas predominaron en el sistema convencional. En el sistema orgánico hubo prácticamente igual cantidad de Gram positivas y Gram negativas. Similares resultados fueron reportados por Verdenelli *et al.*, (2013) quienes indican que la fertilización química favorece la población de bacterias Gram positivas. Esto pudo deberse a que la aplicación de fertilizantes minerales estimula este tipo de bacterias (Zhang *et al.*, 2007). En cambio, la reducción de bacterias Gram negativas son un indicador sensible de la fertilidad del suelo y la sostenibilidad del sistema (Zhong *et al.*, 2010).

La diversidad bacteriana se vio reflejada en el número de géneros identificados. En el sistema convencional se detectaron cinco géneros (*Bacillus*, *Stentrophomonas*, *Ralstonia*, *Acinetobacter* y *Pseudomonas*), y en el sistema orgánico se determinaron once (*Bacillus*, *Lysinibacillus*, *Acetobacter*, *Paenibacillus*, *Streptomyces*, *Acinetobacter*, *Pseudomonas*, *Rhizobium*, *Sphingopyxischilensis*, *Chryseobacterium* y *Comamonas*) (Figuras 8 y 9).

Los géneros presentes en ambos sistemas de producción fueron *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Acinetobacter*. *Bacillus* fue el género que predominó en los sistemas convencional y orgánico con 24 y 14 especies, respectivamente. Es probable que la formación de esporas, como estrategia reproductiva de esta bacteria, sea la razón de su predominancia en ambos sistemas de producción (Krimm *et al.*, 2005). *Pseudomonas* estuvo mayormente representada en el sistema convencional con 7 especies, este género no parece ser afectado por este tipo de agricultura (Lenc *et al.*, 2015) Con menor frecuencia, *Acinetobacter* fue otro de los géneros encontrados en ambos sistemas, 3 aislamientos en el convencional y 2 en el orgánico. Esto se debe probablemente al hecho de algunos exudados de raíz son capaces de estimular el crecimiento de este género (Nielsen y Van Elsas, 2001). *Chryseobacterium* fue otro de los géneros que con más representatividad se encontró en el sistema orgánico. Este es un grupo bacteriano importante ya que se encuentra asociado con las plantas (Anderson y Habiger, 2012), además se ha encontrado que esta bacteria se recupera en condiciones de manejo orgánico

(Bernardet *et al.*, 2002). *Comamonas* es otro de los géneros que se encontró con mayor representatividad en el manejo orgánico, éste se ha visto incrementado con el uso de enmiendas orgánicas y en compostas (Yang *et al.*, 2015; Chandna *et al.*, 2013).

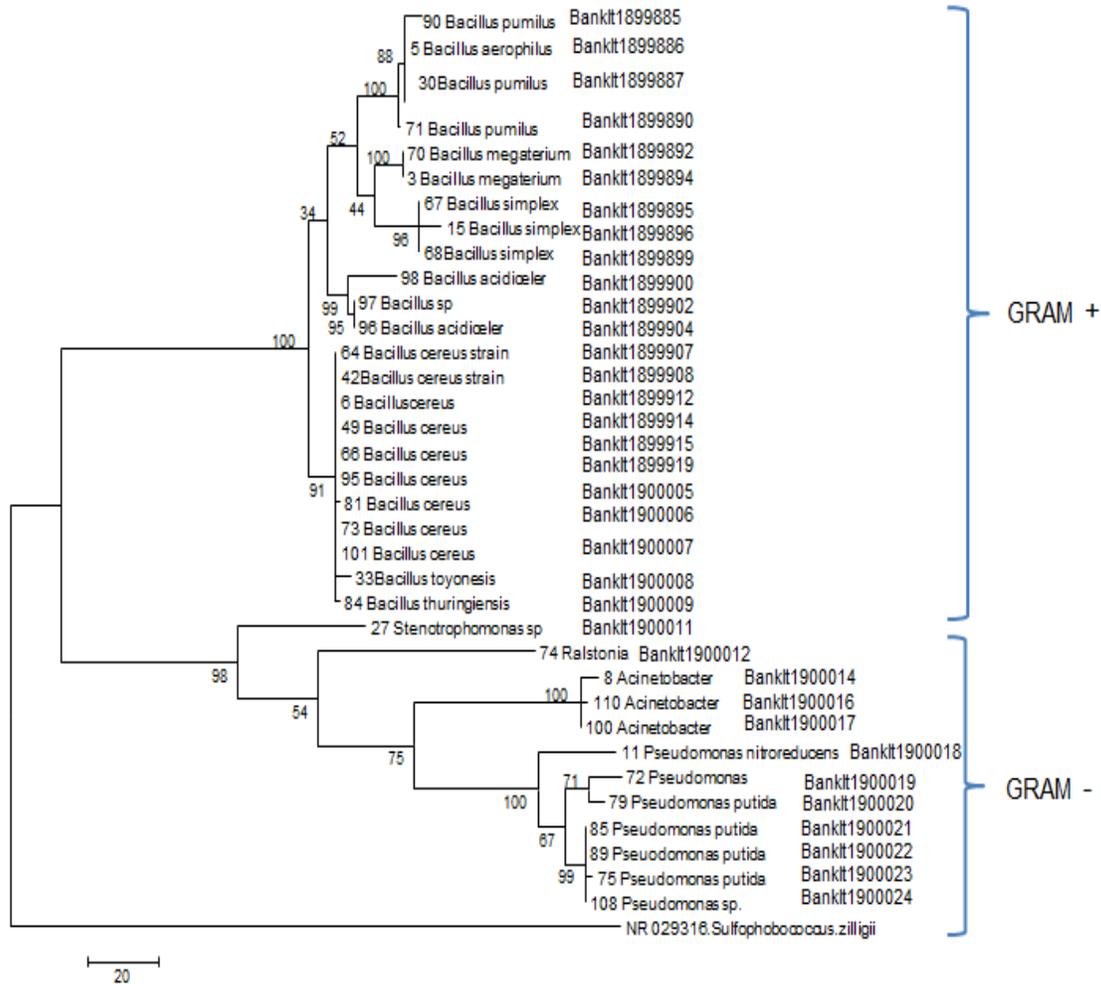
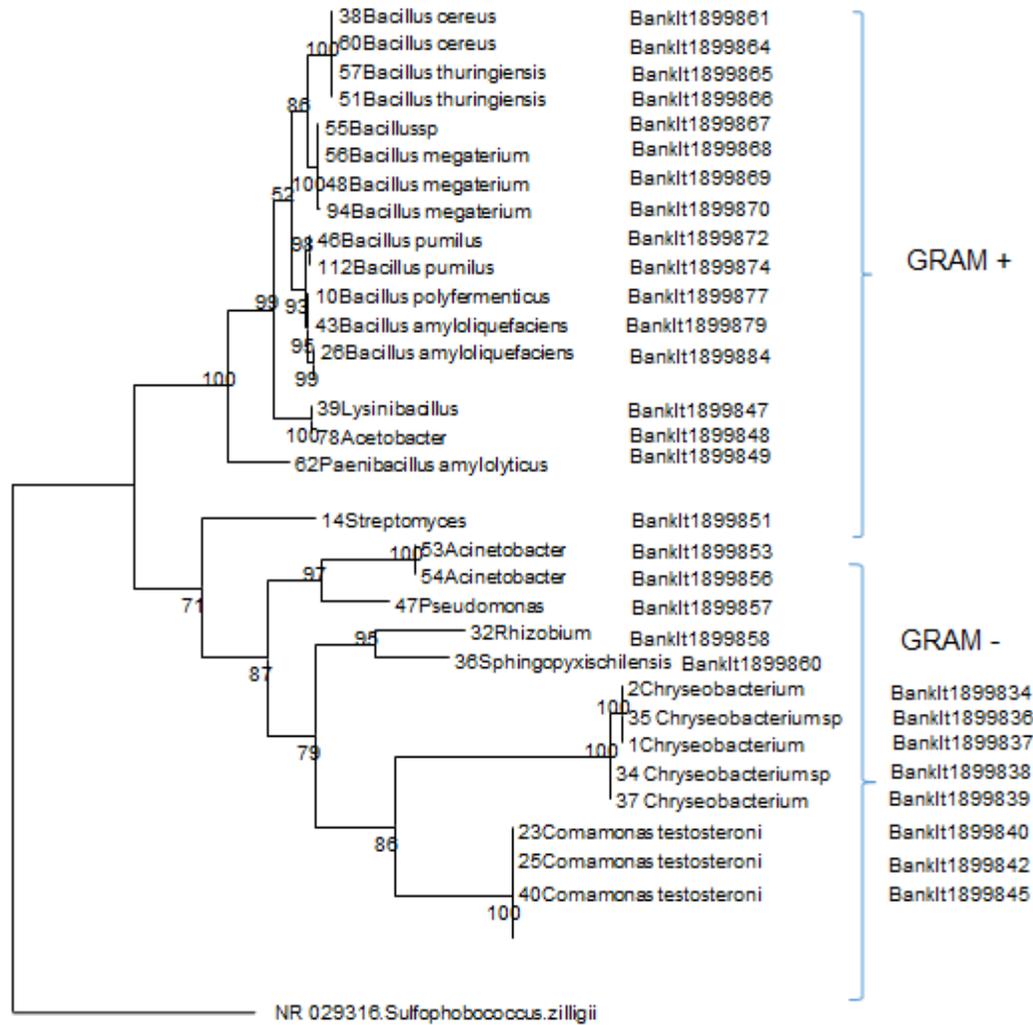


Figura 8. Árbol filogenético construido con secuencias parciales del gen bacteriano 16S rRNA y el método de máxima parsimonia con 1000 repeticiones bootstrap. *Sulfophobococcus zilligii* fue considerado como fuera de grupo (outgroup). Las bacterias se aislaron de muestras de suelo de un sistema de producción convencional de fresa en Tapalpa Jalisco, México.



20

Figura 9. Árbol filogenético construido con secuencias parciales del gen bacteriano 16S rRNA y el método de máxima parsimonia con 1000 repeticiones bootstrap. *Sulfophobococcus zilligii* fue considerado como fuera de grupo (outgroup). Las bacterias se aislaron de muestras de suelo de un sistema de producción orgánico de fresa en Tapalpa Jalisco, México.

7.4 Actividad enzimática y fuentes de carbono

En los Cuadro 9 y 10 se muestra la actividad enzimática y las fuentes de carbono usadas por los microorganismos aislados del suelo de los sistemas orgánico y convencional del cultivo de fresa. De las bacterias aisladas en el sistema convencional, solamente *Acinetobacter* presentó reducción de nitratos a nitrógeno. En el sistema orgánico se presentó mayor actividad en relación al ciclo del nitrógeno, como la reducción de nitratos a nitritos, así como de nitratos a nitrógeno, llevadas a cabo por *Acetobacter*, *Acinetobacter* y *Comamonas*, las cuales representan 15% de la población bacteriana en el suelo. Las enzimas involucradas normalmente son inducidos bajo condiciones anaeróbicas (Philippot, 2002). Respecto a la ureasa, ésta se encontró en dos bacterias procedentes del sistema orgánico, *Acinetobacter* y *Pseudomonas nitrodeucens*. En el sistema convencional la enzima ureasa solo estuvo presente *Acetobacter*. Esto puede deberse a la mineralización de la materia orgánica, ya que existe una correlación significativa entre N de la biomasa microbiana con el N mineralizable y la actividad ureasa (Hassett y Zak, 2005).

Respecto a las fuentes de carbono, la glucosa es la principal fuente de carbono usada por los microorganismos aislados del sistema orgánico, pues el 100% la utilizó, mientras que en el convencional solo la utilizaron el 64%. Se ha encontrado que en suelos con menor materia orgánica se ve disminuido el uso de este carbohidrato es de particular importancia, por su rol central en el ciclaje de materia orgánica, la cual se considera como un componente valioso y fundamental de la calidad del suelo (Turner *et al.*, 2002; Gutiérrez *et al.*, 2008). Así mismo, las bacterias del sistema orgánico usan una amplia variedad de carbohidratos entre los que destacan la manosa (MNE) y la fructuosa (FRE), utilizadas por el 86% de la población bacteriana; en el manejo convencional las fuentes de carbohidratos fueron: trehalosa (TRE) y fructuosa (FRU), usadas por el 57% de las bacterias aisladas. Esto refleja la capacidad enzimática del sistema orgánico para convertir inicialmente carbohidratos en glucosa, que es el punto de partida tanto para el

metabolismo aeróbico como para el anaeróbico (Koneman, 2011). En el sistema convencional, la principal fuente de carbono fue el glucósido esculina que utilizan el 71% de las bacterias, que al final de su hidrolisis libera glucosa y esculina (Rodríguez *et al.*, 2005). Otra fuente que sobresalió en este sistema fue también el glucósido salicina que utilizan el 64% de las bacterias, la cual también libera glucosa, pero primero tiene que ser oxidada a helicina (Geissman, 1973).

Cuadro 9. Actividad enzimática y fuentes de carbono usadas por bacterias aisladas del sistema orgánico de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

Bacteria	Reacción enzimática o Fuente de carbono usada													
	N ₂	NO ₂	URE	GEL	GLU	ARA	MNE	MAN	NAG	MAL	MLT	CIT		
<i>Acetobacter:</i>	N ₂	NO ₂	URE	GEL	GLU	ARA	MNE	MAN	NAG	MAL	MLT	CIT		
<i>Comamonas</i>	N ₂	GLU	ARA	MNE	MAN	NAG	GNT	CAP	MLT	CIT	PAC			
<i>Bacillus Amyloquefaensis</i>	GLY	GAL	GLU	FRU	MNE	MAN	SOR	CEL	MAL	SAC	TRE			
<i>Bacillus cereus</i>	GAL	GLU	FRU	NAG	ARB	SAL	CEL	MAL	TRE					
<i>Bacillus pumilus</i>	GLY	GLU	FRU	MNE	MAN	ARB	ESC	SAL	TAG					
<i>Bacillus polyfermenticus</i>	GLY	GLU	FRU	MNE	MAN	ESC								
<i>Bacillus megaterium</i>	GLU	FRU	MNE	MAN	SOR	ESC	MAL	MEL	SAC	TRE	MLZ	RAF	AMD	GLYG
<i>Paenibacillus amylolyticus</i>	GLY	LARA	RIB	GLU	FRU	MNE	MAN	AMY	ESC	SAL	CEL	TRE	RAF	TAG
<i>Bacillus Thuringensis</i>	GAL	GLU	FRU	NAG	ARB	ESC	SAL	CEL	MAL	TRE				
<i>Chryseobacterium</i>	N ₂	ESC	GEL	GLU	ARA	MNE	MAN	NAG	MAL	MLT	CIT			

N₂: reducción de nitratos en nitritos, NO₂: reducción de nitratos en nitrógeno, GLY: glicerol URE: ureasa, GAL: galactosa, GEL: proteasa, GLU: glucosa, FRU: fructuosa, ARA: arabinosa, MNE:manosa, MAN: manitol, SOR: sorbitol, NAG: N-acetil glucosamina, GNT: gluconato potásico, MAL: maltosa, MLT: malata, CIT: citrato trisódico, SAC: sacarosa, TRE: trehalosa, MLZ: Melezitosa, RAF: D-Rafinosa, GLYG: glucógeno, CEL: celobiosa, SAL: salicina, ESC: esculina, MEL: melibiosa AMY: amigdalina, PAC: ácido fenilacético, CIT: citrato trisódico, AMD: almidon. MNE: manosa, CAP: ácido caprico, ARB: arbutina, TAG: tagatosa, LARA: arabinosa, RIB: ribosa.

Cuadro 10. Actividad enzimática y fuentes de carbono usadas por bacterias aisladas del sistema convencional de fresa en Tapalpa, Jalisco, México.

Bacteria	Reacción enzimática o Fuente de carbono usada															
<i>Ralstonia</i>	ONPG	LDC	GEL	N ₂												
<i>Acinetobacter</i>	NO ₂	ESC	GEL	MLT	URE	PNG	MNE	MAL	ADI							
<i>Pseudomonas nitroreducens</i>	URE	PNG	MNE	MAL	ADI											
<i>Bacillus acidelecer</i>	GLY	LARA	ADO	MDX	GLU	FRU	MNE	MAN	NAG	ARB	ESC	SAL	MAL	SAC	TRE	GLYG
<i>Bacillus simplex</i>	GLY	GLU	FRU	MNE	MAN	NAG	AMY	ARB	ESC	SAL	CEL	SAC	TRE			
<i>Bacillus aerophilus</i>	GLY	GLU	FRU	MNE	MAN	NAG	AMY	ARB	ESC	SAL	CEL	SAC	TRE	TAG		
<i>Bacillus simplex</i>	ERY	ARB	NAG	GLU	FRU	ESC	SAL	CEL	SAC	TRE	TAG					
<i>Pseudomonas putida</i>	ADH	GEL	PNG	GLU	MNE	GNT	CAP	MLT	CIT							
<i>Bacillus cereus strain</i>	GLU	FRU	NAG	AMY	ARB	ESC	SAL	CEL	MAL	TRE						
<i>Bacillus pumilus</i>	GLU	FRU	MNE	ARB	ESC	SAL	CEL	TAG								
<i>Bacillus toyonensis</i>	GAL	GLU	FRU	NAG	AMY	ARB	ESC	SAL	CEL	MAL	TRE					
<i>Bacillus thuringensis</i>	RIB	GLU	FRU	NAG	AMY	ARB	ESC	SAL	CEL	MAL	TRE					

ONPG: galactosidasa, LDC: lisina decarboxilasa GEL: gelatinasa, NO₂: reducción de nitratos en nitrógeno, ESC: esculina, GEL: hidrólisis gelatina, MLT: malata, URE: ureasa, PNG: β galactosidasa, MNE: manosa, ADI: ácido adipico, URE: ureasa, GLY: glicerol, LARA: arabinosa, ADO: adonitol, MDX: metil xilopiranosida: GLU: glucosa, FRU: fructuosa, MAN: manitol, NAG: acetil glucosamina, ARB: arbutina, SAL: salicina, CEL: celobiosa, SAC: sacarosa, TRE: trehalosa, TAG: tagatosa, ADH: arginina, GNT: glucanato, AMY: amigdalina, CAP: ácido caprico, CIT: citrato trisodico, GAL: galactosa, RIB: ribosa. ERY: eritritol.

VIII. CONCLUSIONES

El manejo orgánico propició cambios benéficos en las propiedades físicas del suelo tales como: incremento en la humedad residual, porosidad total y mejor agregación, los cuales están relacionados con la calidad de éste.

En cuanto a la fertilidad química el suelo del sistema orgánico no mostró diferencias significativas con respecto al convencional en cuanto a la CE. Los elementos que aumentaron por el manejo orgánico fueron: fósforo, sulfatos, calcio y magnesio. El manejo convencional mostró diferencias significativas en el contenido de potasio, sin embargo ambos sistemas no mostraron diferencias significativas en el contenido de nitratos y amonio.

A pesar de que en ambos sistemas se incorporan regularmente composta e inoculante microbiano comercial, se encontró mayor diversidad bacteriana en el suelo del sistema de producción orgánica ($H' = 2.53$) que en el convencional ($H' = 1.43$). No obstante, los géneros *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Acinetobacter* estuvieron presentes en los suelos de ambos sistemas de producción.

Todas las bacterias aisladas del sistema orgánico usaron glucosa como fuente de C, a diferencia de las bacterias del sistema convencional. Así mismo, las bacterias del sistema orgánico emplearon una mayor variedad de carbohidratos de tipo monosacárido.

Se sugieren estudios tendientes a saber si las bacterias aisladas están activas durante la nutrición y/o mineralización de la materia orgánica y si se encuentran presentes durante los diferentes estados fisiológicos de la fresa.

XI LITERATURA CITADA

Abbott, L. K., Murphy, D. V. (2007) What is soil biological fertility? In Soil Biological Fertility. Springer Netherlands. pp. 1-15.

Adediran, J.A.; Taiwo, L.B.; Akande, M.O.; Sobulo, R.A. and Idowu, O.J. (2004) Application of organic and inorganic fertilizer for sustainable maize and cowpea yields in Nigeria. *Journal of Plant Nutrition*. 27 (7) 1163–1181.

Ai, C., Liang, G., Sun, J., Wang, X., Zhou, W. (2012) Responses of extracellular enzyme activities and microbial community in both the rhizosphere and bulk soil to long-term fertilization practices in a fluvo-aquic soil. *Geoderma*. (173–174) 330– 338.

Alexander, M., (1977) *Introduction to Soil Microbiology*, 2nd ed. Academic Press, New York. pp. 467.

Arancon, N. Q., Edwards, C. A., Bierman, P., Welch, C., and Metzger, J. D. (2004) Influences of vermicomposts on field strawberries: Effects on growth and yields. *Bioresource Technology*. 93(2) 145-153.

Anderson, M., Habiger, J. (2012) Characterization and identification of productivity-associated rhizobacteria in wheat. *Applied and Environmental Microbiology*. 78(12) 4434-4446.

Ashagrie, Y., Zech, W., Guggenberger, G. (2005) Transformation of a Podocarpus falcatus dominated natural forest into a monoculture Eucalyptus globulus plantation at Munesa, Ethiopia: soil organic C, N and S dynamics in primary particle and aggregate-size fractions. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 106(1) 89-98.

Baldi, E., Marcolini, G., Quartieri, M., Sorrenti, G., Toselli, M. (2014) Effect of organic fertilization on nutrient concentration and accumulation in nectarine (*Prunus persica* var. nucipersica) trees: The effect of rate of application. *Scientia Horticulturae*. (179) 174-179.

Balesdent, J., Chenu, C., Balabane, M. (2000) Relationship of soil organic matter dynamics to physical protection and tillage. *Soil and Tillage Research*. 53(3) 215-230.

Balmford, A., Green, R., Scharlemann, J. P. (2005) Sparing land for nature: exploring the potential impact of changes in agricultural yield on the area needed for crop production. *Global Change Biology*. 11(10) 1594-1605.

Baligar, V. C., Fageria, N. K., He, Z. L. (2001) Nutrient use efficiency in plants. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 32(7-8) 921-950.

Barker, A, Bryson G (2007) Nitrogen In: Barker AV, Pilbeam DJ eds. *Handbook of plant nutrition*. Taylor & Francis, Boca Raton. pp. 21–50.

Barthès, B. Roose, E. (2002) Aggregate stability as an indicator of soil susceptibility to runoff and erosion: Validation at several levels. *Catena*. 47(2), 133-149.

Batjes, N.H. (1997) A world data set of derived properties by FAO-UNESCO soil unit for global modelling. *Soil Use Management*. (13) 9–16.

Bashan, Y., Holguin G, de Bashan LE (2004) Azospirillum-plant relationships: physiological, molecular, agricultural, and environmental advances (1997–2003). *Canadian Journal Microbiology*. (50) 521–577.

Berkelmans, R., Ferris, H., Tenuta, M., Van Bruggen. (2003) Effects of long-term crop management on nematode trophic levels other than plant feeders disappear after 1 year of disruptive soil management. *Applied Soil Ecology*. (23) 223–235.

Bonanomi, G., De Filippis, F., Cesarano, G., La Stora, A., Ercolini, D., Scala, F. (2016). Organic farming induces changes in soil microbiota that affect agroecosystem functions. *Soil Biology and Biochemistry*. (103) 327-336.

Bouldin, D. R. (1986). The chemistry and biology of flooded soils in relation to the nitrogen economy in rice fields. *Fertilizer research*. 9(1-2), 1-14.

Bronick, C.J. Lal, R. (2005) Soil structure and management: A review. *Geoderma*, 124(1-2) 3-22.

Bünemann, E. K., Schwenke, G. D., Van Zwieten, L. (2006) Impact of agricultural inputs on soil organisms—a review. *Soil Research*. 44(4) 379-406.

Bullock, P., Federoff, N., Jongerius A., Stoops G., Tursina T. (1985) Handbook for soils thin section description. Wayne Research Publications, England. pp.152.

Bernardet, J. F., Nakagawa, Y., Holmes, B. (2002) Proposed minimal standards for describing new taxa of the family *Flavobacteriaceae* and emended description of the family. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*. 52(3) 1049-1070.

Bhattacharyya, R., Prakash, V., Kundu, S., Srivastva, A. K., Gupta, H. S., Mitra, S. (2010). Long term effects of fertilization on carbon and nitrogen sequestration and aggregate associated carbon and nitrogen in the Indian sub-Himalayas. *Nutrient cycling in agroecosystems*. 86(1) 1-16.

BioMérieux (2017) Api® 20 E. Identification system for Enterobacteriaceae and other non-fastidious Gram-negative rods. Tuoteselostus. Ranska: bioMérieux. <http://www.biomerieux-diagnostics.com/sites/clinic/files/9308960-002-gb-b-apiweb-booklet.pdf>, revisado 19 de marzo de 2017.

Birkhofer, K., Bezemer, T.M., Bloem, J., Bonkowski, M., Christensen, S., Dubois, D., Ekelund, F., Fliessbach, A., Gunst, L., Hedlund, K., Mader, P., Mikola, J., Robin, C., Setälä, H., Tatin-Froux, F., Van der Putten, W.H., Scheu, S.(2008) Long-term organic farming fosters below and aboveground biota: implications for soil quality, biological control and productivity. *Soil Biology Biochemistry*. (40) 2297–2308.

Blake, G. R., Hartge K H (1986) Bulk density. In: A. Klute (ed.). Methods of soil analysis. Agronomy 9. American Society of Agronomy. Madison, WI, USA. pp. 363-365.

Bulluck, L. R., Brosius, M., Evanylo, G. K., Ristaino, J. B. (2002) Organic and synthetic fertility amendments influence soil microbial, physical and chemical properties on organic and conventional farms. *Applied Soil Ecology*. 19(2) 147-160.

Caldwell, A. C., Silva, L. C. F., da Silva, C. C., Ouverney, C. C. (2015) Prokaryotic diversity in the rhizosphere of organic, intensive, and transitional coffee farms in Brazil. *PloS one*. 10(6).

Castillo-Álvarez, M., Nikolskii-Gavrilov, I., Ortiz-Solorio, C. A., Vaquera-Huerta, H., Cruz-Bello, G., Mejía-Sáenz, E., González-Hernández, A. (2007) Alteración de la fertilidad del suelo por el cambio climático y su efecto en la productividad agrícola. *Interciencia.*, 32(6) 368-376.

Cassman, K. G., Dobermann, A., Walters, D. T. (2002). Agroecosystems, nitrogen-use efficiency, and nitrogen management. *AMBIO: A Journal of the Human Environment.*, 31(2) 132-140.

Clark, G. J., Dodgshun, N., Sale, P. W. G., Tang, C. (2007) Changes in chemical and biological properties of a sodic clay subsoil with addition of organic amendments. *Soil Biology and Biochemistry.*, 39(11) 2806-2817.

Cavigelli, M.A., Robertson, G.P. (2000) The functional significance of denitrifier community composition in a terrestrial ecosystem. *Ecology* 81: 1402–1414.

Cockroft, B., Olsson, K. A. (1997). Case study of soil quality in south-eastern Australia: management of structure for roots in duplex soils. *Developments in soil science.*, (25) 339-350.

Curtis, T. P., Sloan, W. T. (2004). Prokaryotic diversity and its limits: microbial community structure in nature and implications for microbial ecology. *Current opinion in microbiology.*, 7(3) 221-226.

Chandna, P., Nain, L., Singh, S., Kuhad, R. C. (2013). Assessment of bacterial diversity during composting of agricultural by products. *BMC microbiology.*, 13(1) 99.

Chan, K.Y., Heenam DP, Oates A (2002) Soil carbon fractions, relationship to soil quality under different tillage, stubble management. *Soil and Tillage Research.*, (63) 133–139.

Chander, K., Joergensen, R.G. (2002) Decomposition of ¹⁴C labelled glucose in a Pb-contaminated soil remediated with synthetic zeolite and other amendments. *Soil Biology & Biochemistry.*, (34) 643–649.

Chevallier, T.E., Blanchart, A.A. Feller, C. (2004) The physical protection of SOC in aggregates: a mechanism of carbon storage in a Vertisol under pasture and market

gardening (Martinique, West Indies). *Agriculture, Ecosystems & Environment.*, 103(2) 375-387.

Chivian, E., Bernstein, A. (2008) *Sustaining life: how human health depends on biodiversity*. Eds Oxford University Press. pp. 541.

Chou, Y. M., Shen, F. T., Chiang, S. C., Chang, C. M. (2017) Functional diversity and dominant populations of bacteria in banana plantation soils as influenced by long-term organic and conventional farming. *Applied Soil Ecology.* (110) 21-33.

Christensen, B. T. (2001). Physical fractionation of soil and structural and functional complexity in organic matter turnover. *European Journal of Soil Science.* 52(3) 345-353.

Das, A., Prasad M, Shivay YS, Subha KM (2004) Productivity and sustainability of cotton (*Gossypium hirsutum L.*) – wheat (*Triticum aestivum L.*) cropping system as influenced by prilled urea, farmyard manure and Azotobacter. *Journal Agronomy Crop Science* (190) 298–304.

Debosz, K., Petersen, S.O., Kure, L.K., Ambus, P. (2002) Evaluating effects of sewage sludge and household compost on soil physical, chemical and microbiological properties. *Applied Soil Ecology.* (19) 237–248.

De la Rosa D, Sobral R (2008) Soil quality and methods for its assessment. In: Braimoh AK, Vlek PLG (eds) Land use and soil resources. Springer, Dordrecht. pp. 167–200.

Diacono, M., Montemurro, F. (2010) Long-term effects of organic amendments on soil fertility. A review. *Agronomy for Sustainable Development*. 30(2) 401-422.

Doyle, J.J.; Doyle J L (1990) Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus*. (12)13-15.

Edesi, L., Järvan, M., Noormets, M., Lauringson, E., Adamson, A., Akk, E. (2012) The importance of solid cattle manure application on soil microorganisms in organic and conventional cultivation. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B–Soil & Plant Science*. 62(7) 583-594.

El-Ramady, H. R., Alshaal, T. A., Amer, M., Domokos-Szabolcsy, É., Elhawat, N., Prokisch, J., Fári, M. (2014) Soil quality and plant nutrition. In *Sustainable Agriculture Reviews 14* Springer International Publishing. pp. 345-447.

Eghball, B. (2002) Soil properties as influenced by phosphorus-and nitrogen-based manure and compost applications. *Agronomy Journal*. 94(1) 128-135.

Erhart, E., Hartl, W. (2009). Soil protection through organic farming: a review. In *Organic Farming, Pest Control and Remediation of Soil Pollutants*. Springer Netherlands pp. 203-226.

Fageria, N. K., Barbosa Filho, M. P. (2001). Nitrogen use efficiency in lowland rice genotypes. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. 32(13-14) 2079-2089.

Fageria, N. K., Baligar, V. C. (2005) Enhancing nitrogen use efficiency in crop plants. *Advances in agronomy*. (88) 97-185.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (2008) *Agricultural Biodiversity in FAO*. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization. pp. 200.

FAO (Food and Agriculture Organization) (1984) *Métodos físicos y químicos de análisis de suelos y agua*. FAO. Roma, Italia. pp. 150.

Fraser, P. M., Haynes, R. J., Williams, P. H. (1994). Effects of pasture improvement and intensive cultivation on microbial biomass, enzyme activities, and composition and size of earthworm populations. *Biology and fertility of soils*. 17(3), 185-190.

Fraser, D.G., Doran, J.W., Sahs, W.W., Lesoing, G.W. (1988) Soil microbial-populations and activities under conventional and organic management. *Journal of Environmental Quality*. (17) 585– 590.

Fox, C.A., MacDonald, K.B., (2003) Challenges related to soil biodiversity research in agroecosystems—issues within the context of scale of observation. *Can. Journal Soil Science*. (83) 231–244.

Gadermaier, F., Berner, A., Fließbach, A., Friedel, J. K., Mäder, P. (2012) Impact of reduced tillage on soil organic carbon and nutrient budgets under organic farming. *Renewable Agriculture and Food Systems*. 27(01) 68-80.

Geissman, T. A. (1973) *Principios de química orgánica*. Segunda Edición Reverté.

Geisseler, D., Scow, K.M. (2014) Long-term effects of mineral fertilizers on soil microorganisms- a review. *Soil Biology Biochem.* (75) 54–63

Gentile, R., Vanlauwe, B., Chivenge, P., Six, J. (2008) Interactive effects from combining fertilizer and organic residue inputs on nitrogen transformations. *Soil Biology and Biochemistry*. 40(9) 2375-2384.

Gosling, P., Shepherd, M. (2005) Long-term changes in soil fertility in organic arable farming systems in England, with particular reference to phosphorus and potassium. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 105(1) 425-432.

Gutiérrez, V., Pinzón Á., Casas, J., Martínez, M. (2008) Determinación de la actividad celulolítica del suelo proveniente de cultivos de *Stevia rebaudiana* Bertoni. *Agronomía Colombiana*. 26(3) 497-504.

Hartmann, M., Frey, B., Mayer, J., Mäder, P., Widmer, F. (2015). Distinct soil microbial diversity under long-term organic and conventional farming. *The ISME journal*. 9(5), 1177-1194.

Hassett, J. E., Zak, D. R. (2005). Aspen harvest intensity decreases microbial biomass, extracellular enzyme activity, and soil nitrogen cycling. *Soil Science Society of America Journal*. 69(1) 227-235.

Henneron, L., Bernard, L., Hedde, M., Pelosi, C., Villenave, C., Chenu, C., Blanchart, E. (2015) Fourteen years of evidence for positive effects of conservation agriculture and organic farming on soil life. *Agronomy for sustainable development*. 35(1) 169-181.

Herencia, J. F., Ruiz-Porras, J. C., Morillo, E., Melero, S., Villaverde, J. Maqueda, C. (2008) The effect of organic and mineral fertilization on micronutrient availability in soil. *Soil Science* (173) 69–80.

Hernández-Hernández, R. M., López-Hernández, D. (2002) Microbial biomass, mineral nitrogen and carbon content in savanna soil aggregates under conventional and no-tillage. *Soil Biology and Biochemistry*. 34(11) 1563-1570.

Horn, R., Smucker, A. (2005) Structure formation and its consequences for gas and water transport in unsaturated arable and forest soils. *Soil Tillage Research*. 82(1) 5-14.

Howarth, R. W., Billen G, Swaney D, Townsend A, Jaworski N, Lajtha K, Downing J A, Elmgren R, Caraco N, Jordan T, Berendse F, Freney J, Kudeyarov V, Murdoch P, Zhao-Liang Z (1996) Regional nitrogen budgets and riverine N & P fluxes for the drainages to the North Atlantic Ocean: Natural and human influences. *Biogeochemistry*. 35 (1) 75–139.

IFOAM (International Federation of Organic Agriculture Movements) (2002) Basic Standards for Organic Production and Processing (Basel, IFOAM General Assembly).

Instituto Nacional de Estadística y Geografía. INEGI (2015) Mapa digital de México visualizador. <http://gaia.inegi.org.mx/mdm5/viewer.html> (abril 2015).

Johnston, A.E., Poulton P. R., Syers J.K. (2001) Phosphorus, Potassium and Sulphur Cycles in Agricultural Soils. Proceedings. The International Fertiliser Society, York. 4(3) 43.

Ju, X.T., Xing G.X., Chen X.P. (2009) Reducing environmental risk by improving N management in intensive Chinese agricultural systems. *Proc Natl Acad Sci U S A.* (106) 3041–3046.

Kaur, T., Brar, B. S., Dhillon, N. S. (2008) Soil organic matter dynamics as affected by long-term use of organic and inorganic fertilizers under maize–wheat cropping system. *Nutrient Cycling in Agroecosystems.* 81(1), 59-69.

King, L. D. (1990) Sustainable Soil Fertility Practices. In: *Sustainable Agriculture in Temperate Zones.* Francis, C., C. B. Flora, and L. D. King (eds.). John Wiley. USA. pp: 147-173.

Kirkby, E. A., Johnston, A. E. J. (2008) Soil and fertilizer phosphorus in relation to crop nutrition. In *The ecophysiology of plant-phosphorus interactions*. Springer Netherlands. pp. 177-223.

Kirchmann, H., Kätterer, T., Bergström, L. (2009) Nutrient supply in organic agriculture—plant availability, sources and recycling. In *Organic Crop Production—Ambitions and Limitations* Springer Netherlands. pp. 89-116.

Koneman, E. (2001) *Diagnostico microbiológico: texto y atlas color*. 5ta. Edición. Editorial Médica Panamericana. Buenos Aires, Argentina.

Kladivko, E.J. (2001) Tillage systems and soil ecology. *Soil Tillage Research*. (61) 61–76.

Krimm, U., Abanda-Nkpwatt, D., Schwab, W., and Schreiber, L. (2005) Epiphytic microorganisms on strawberry plants (*Fragaria ananassa* cv. Elsanta): identification of bacterial isolates and analysis of their interaction with leaf surfaces. *FEMS Microbiology Ecology*. 53(3) 483-492.

Krupenikov, I. A., Boincean, B. P., Dent, D. (2011) Soil Structure, Soil Water and Drought. In *The Black Earth*. Springer Netherlands. pp. 69-75

Kaurichev. (1984) *Practice of edafology*. Mir Press. Moscow, URSS.

Kemper, W. D. R. C. Rosenau (1986) Aggregate stability and size distribution. In: A. Klute (ed.). Methods of soil analysis. Agronomy 9. American Society of Agronomy. Madison, WI, USA. pp. 425-442.

Lal, R. (2001). Soil degradation by erosion. Land Degradation & Development. 12(6) 519-539.

Logan, N. A., Berkeley, R. C. W. (1984) Identification of *Bacillus strains* using the API system. Journal of General Microbiology Society. (130) 1871–1882.

Lenc, L., Kwaśna, H., Sadowski, C., Grabowski, A. (2015) Microbiota in wheat roots, rhizosphere and soil in crops grown in organic and other production systems. Journal of Phytopathology. 163(4) 245-263.

Leroy, B. L., Bommele, L., Reheul, D., Moens, M., De Neve, S. (2007) The application of vegetable, fruit and garden waste (VFG) compost in addition to cattle slurry in a silage maize monoculture: Effects on soil fauna and yield. European Journal of Soil Biology. 43(2), 91-100.

Lewis, P. O. (2001) Phylogenetic systematics turns over a new leaf. Trends in Ecology & Evolution. 16(1) 30-37.

Liu, B., Gumpertz, M. L., Hu, S., Ristaino, J. B. (2007) Long-term effects of organic and synthetic soil fertility amendments on soil microbial communities and the development of southern blight. Soil Biology and Biochemistry. 39(9) 2302-2316.

Ma, L., Guo, C., Lü, X., Yuan, S., Wang, R. (2015) Soil moisture and land use are major determinants of soil microbial community composition and biomass at a regional scale in northeastern China. *Biogeosciences*. (12) 2585–2596.

Mancini, L., De Lucia, B. (2011) Organic and mineral soil fertilisation in gladiolus. *Compost Science & Utilization*. 19(3) 178-181.

Marinari, S., Masciandaro, G., Ceccanti, B., Grego, S. (2000) Influence of organic and mineral fertilisers on soil biological and physical properties. *Bioresource Technology*. 72(1) 9-17.

Maqsood, M. A., Hussain, S., Aziz, T., Ashraf, M. (2013) Sustainable agriculture through integrated soil fertility management on degraded lands. In *Developments in Soil Salinity Assessment and Reclamation*. Springer Netherlands. pp. 759-768.

Ministry of Agriculture, Fisheries and Food (MAFF) (2000) *Fertiliser Recommendations for Agricultural and Horticultural Crops (RB209)* (7th edition). HMSO, Norwich. pp. 100.

Murphy, C. P. (1986) *Thin sections preparation of soil and sediments*. AB Academic Publishers Berkhamsted. Great Britain.

Meunchang, S., Panichsakpatana S, Weaver RW (2006) Tomato growth in soil amended with sugar mill by-products compost. *Plant Soil*. (280)171–176.

Monroy, J., Vera-Nuñez, J. A., Carrera, M. A., Grageda-Cabrera, O. A., Peña-Cabriales, J. J. (2002) Absorción de nitrógeno (^{15}N) y productividad del agua por el cultivo de fresa (*Fragaria x ananassa*) en “El Bajío”, México. Terra. 20(1) 65-69.

Nelson, A. G., Spaner, D. (2010) Cropping systems management, soil microbial communities, and soil biological fertility. In Genetic Engineering, Biofertilisation, Soil Quality and Organic Farming. Springer Netherlands. pp. 217-242.

National Organic Program. NOP (2013) USDA Organic Standards 7 CFR 205.

NOM-021-SEMARNAT-(2000). Norma Oficial Mexicana Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis: México. (31) 85.

Nielsen, K. M., Van Elsas, J. D. (2001) Stimulatory effects of compounds present in the rhizosphere on natural transformation of *Acinetobacter* sp. BD413 in soil. Soil Biology and Biochemistry. 33(3) 345-357.

Ogunseitan, O. (2005) Microbial diversity: form and function in prokaryotes. Blackwell Science Ltd., Massachusetts, USA. pp. 142.

Ögüt M, Akdag C, Düzdemir O, Ali Sakin M (2005) Single and double inoculation with *Azospirillum/Trichoderma*: the effects on dry bean and wheat. Biol Fertil Soils., (41) 262–272.

Orgiazzi, A., Bardgett, R.D., Barrios, E., Behan-Pelletier, V., Briones, M.J.I., Chotte, J-L., De Deyn, G.B., Eggleton, P., Fierer, N., Fraser, T., Hedlund, K., Jeffery, S., Johnson, N.C., Jones, A., Kandeler, E., Kaneko, N., Lavelle, P., Lemanceau, P., Miko, L., Montanarella, L., Moreira, F.M.S., Ramirez, K.S., Scheu, S., Singh, B.K., Six, J., van der Putten, W.H., Wall, D.H. (2016) Global Soil Biodiversity Atlas. Eds European Commission, Publications Office of the European Union, Luxembourg. pp.176.

Organic Trade Association. Organic Food Facts. Available at: <http://www.ota.com/organic/mt/food.html>. Accessed February 14, 2011. Söderberg KH, Probanza A, Jumpponen A, Bååth E. (2004) The microbial community in the rhizosphere determined by community-level physiological profiles (CLPP) and direct soil- and cfu-PLFA techniques. *Applied Soil Ecology*. 25:135–145.

Osman, K. T. (2012) *Soils: principles, properties and management*. Springer Science & Business Media. pp. 50.

Papadopoulos A., Bird, N. R. A., Whitmore A. P., Mooney, S. J. (2006) The effects of organic farming on the soil physical environment. *Aspects of Applied Biology* 79, What will organic farming deliver- COR 263-267.

Pathma, J., Sakthivel, N. (2013) Molecular and functional characterization of bacteria isolated from straw and goat manure based vermicompost. *Applied soil ecology*. (70) 33-47.

Pershina, E., Valkonen, J., Kurki, P., Ivanova, E., Chirak, E., Korvigo, I., Andronov, E. (2015) Comparative analysis of prokaryotic communities associated with organic and conventional farming systems. *PLoS One*.10 (12).

Perucci, P., Dumontet, S., Bufo, S.A., Mazzatura, A., Casucci, C. (2000) Effects of organic amendment and herbicide treatment on soil microbial biomass. *Biology and Fertility of Soils*. (32) 17–23.

Philippot, L. (2002) Denitrifying genes in bacterial and archaeal genomes. *Biochimica et biophysica acta (BBA)-Gene structure and expression*. 1577(3) 355-376.

Poggio, S. L. (2005) Structure of weed communities occurring in monoculture and intercropping of field pea and barley. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 109(1) 48-58.

Poudel, D.D., Horwarth, W.R., Lanini, W.T., Temple, S.R., van Bruggen, A.H.C., (2002) Comparison of soil N availability and leaching potential, crop yields and weeds in organic, lowinput and conventional farming systems in northern California. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 90(2), 125-137.

Razafimbelo, T. M., Albrecht, A., Oliver, R., Chevallier, T., Chapuis-Lardy, L., Feller, C. (2008) Aggregate associated-C and physical protection in a tropical clayey soil under Malagasy conventional and no-tillage systems. *Soil and Tillage Research*. 98(2) 140-149.

Reganold, J. P., Andrews, P. K., Reeve, J. R., Carpenter-Boggs, L., Schadt, C. W., Alldredge, J. R., Zhou, J. (2010) Fruit and soil quality of organic and conventional strawberry agroecosystems. *Plos One*. 5(9).

Reynolds, W.D, Bowman BT, Drury CF, Tan CS, Lu X (2002) Indicators of good soil physical quality: density and storage parameters. *Geoderma*. (110)131–146.

Ros, M., Klammer, S., Knapp B., Aichberger K., Insam H. (2006) Long-term effects of compost amendment of soil on functional and structural diversity and microbial activity, *Soil Use Manage*. (22) 209–218.

Ruehlmann, J., Körschens, M. (2009) Calculating the effect of soil organic matter concentration on soil bulk density. *Soil Science Society of America Journal*. 73(3), 876-885.

Sall, S.N., Masse, D., Ndour, N.Y.B., Chotte, J.L., (2006). Does cropping modify the decomposition function and the diversity of the soil microbial community of tropical fallow soil? *Applied. Soil Ecology*. (31) 211–219.

SAGARPA (2016). *Atlas Agroalimentario 2016*. pp. 80-81.

Schröder, J. (2005) Revisiting the agronomic benefits of manure: a correct assessment and exploitation of its fertilizer value spares the environment. *Bioresource technology*. 96(2) 253-261.

Singh, U., Giller, K. E., Palm, C. A., Ladha, J. K., Breman, H. (2001) Synchronizing N release from organic residues: opportunities for integrated management of N. *The Scientific World Journal*. (1) 880-886.

Singh, J. S., Pandey, V. C., Singh, D. P. (2011) Efficient soil microorganisms: a new dimension for sustainable agriculture and environmental development. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 140(3) 339-353.

Seghers, D., Top EM, Reheul D, Bulcke R, Boeckx P, Verstraete W, Siciliano SD (2003) Long-term effects of mineral versus organic fertilizers on activity and structure of the methanotrophic community in agricultural soils. *Environ Microbiol*. (5) 867–877.

Soltanpour, P. N., Delgado, J. A. (2002) Profitable and sustainable soil test-based nutrient management. *Communications in soil science and plant analysis.*, 33(15-18) 2557-2583.

Soon, Y.K. (2008) Phosphorus cycle. In: Chesworth W (ed) *Encyclopedia of soil science*. Springer, Dordrecht. pp. 547–555.

Stark, C., Condon L.M, Stewart A, Di H.J, O’Callaghan M (2007) Influence of organic and mineral amendments on soil microbial properties and processes. *Applied Soil Ecology*. (35) 79–93.

Sreenivasa, M. N. (2012) Organic farming: for sustainable production and environmental protection. In *Microorganisms in sustainable agriculture and biotechnology* Springer Netherlands. pp. 55-76.

Stevenson, F. J. (1986) "Cycles of soil: carbon, nitrogen, phosphorus, sulfur, micronutrients." John Wiley & Sons, New York.

Stewart, W. M., Dibb, D. W., Johnston, A. E., Smyth, T. J. (2005) The contribution of commercial fertilizer nutrients to food production. *Agronomy Journal*. 97(1) 1-6.

Tejada, M., Hernandez, M. T., Garcia, C. (2009) Soil restoration using composted plant residues: Effects on soil properties. *Soil and Tillage Research*. 102(1) 109-117.

Turner, B. L., Hopkins, D. W., Haygarth, P. M., Ostle, N. (2002) β -Glucosidase activity in pasture soils. *Applied Soil Ecology*. 20(2) 157-162.

Savinov, N. O. (1936) *Soil physics*. Sielchozgiz Press. Moscow, URSS.

Shannon, C.E., W. Wiener, W (1963) *The mathematical theory of communication*. Fifth ed. Urbana University of Illinois Press, Chicago, IL. pp. 65.

Shannon, D., Sen AM, Johnson DB (2002) A comparative study of the microbiology of soils managed under organic and conventional regimes. *Soil Use and Management*. 18(1) 274-283.

Siuris, A. (2014) Organic Manuring to Restore the Fertility of Eroded Soils. In *Soil as World Heritage*. Springer Netherlands. pp. 389-394.

Stockdale, E. A., Lampkin, N. H., Hovi, M., Keatinge, R., Lennartsson, E. K. M., Macdonald, D. W., Watson, C. A. (2001) Agronomic and environmental implications of organic farming systems. *Advances in Agronomy*. (70) 261-327.

Taddese, G. (2001) Land degradation: a challenge to Ethiopia. *Environmental management.*, 27(6), 815-824.

Tisdall, J. M., Oades, J. (1982) Organic matter and water-stable aggregates in soils. *Journal of soil science*. 33(2), 141-163.

Topp, G.C, Reynolds W.D, Cook F.J, Kirby J.M, Carter M.R. (1997) Physical attributes of soil quality. In: Gregorich EG, Carter MR (eds) *Soil quality for crop production and ecosystem health*, vol 25, *Developments in soil science*. Elsevier, New York. pp. 21–58.

Wang, S., Cheng, X. (2017) Changes in proteolytic bacteria in paddy soils in response to organic management. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B—Soil & Plant Science*. 1-7.

Wolkowski, R., Lowery, B. (2008) *Soil compaction: Causes, concerns and cures*.

Werner, M. R., Dindal, D. L. (1990) Effects of conversion to organic agricultural practices on soil biota. *American Journal of Alternative Agriculture*. 5(01) 24-32.

White, P.J., Hammond J.P (2008) Phosphorus nutrition of terrestrial plants. In: White PJ, Hammond JP (eds) *The ecophysiology of plant–phosphorus interactions*. Springer, Dordrecht. pp. 51–81.

White, P.J., Brown P.H. (2010) Plant nutrition for sustainable development and global health. *Annals of Botany*. (105) 1073–1080.

Van Diepeningen A.D, de Vos OJ, Korthals GW, van Bruggen AHC (2006) Effects of organic versus conventional management on chemical and biological parameters in agricultural soils, *Applied Soil Ecology*. (31) 1-2.

Verdenelli, R. A., Conforto, C. B., Pérez-Brandán, C., Chavarría, D., Rovea, A., Vargas-Gil, S., Meriles, J. M. (2013) Integrated multivariate analysis of selected soil microbial properties and their relationships with mineral fertilization management in a conservation agriculture system. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B-Soil & Plant Science*. 63(7) 623-632.

Vian, J. F. (2009) Comparaison de différentes techniques de travail du sol en agriculture biologique: effet de la structure et de la localisation des résidus sur les microorganismes du sol et leurs activités de minéralisation du carbone et de l'azote. Dissertation. Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech) French, Paris.

Vrdoljak, G.A., Sposito, G., (2002) Soil aggregate hierarchy in a Brazilian Oxisol. In: Violante, A., Huang, P.M., Bollag, J.M., Gianfreda, L. (Eds.), Soil Mineral–Organic Matter–MicroOrganism Interactions and Ecosystem Health, Developments in Soil Science, 28A. Elsevier Science, Amsterdam. pp. 197–217.

Zhang, Q. C., Wang, G. H., Yao, H. Y. (2007) Phospholipid fatty acid patterns of microbial communities in paddy soil under different fertilizer treatments. *Journal of Environmental Sciences*. 19(1) 55-59.

Zhong, W., Gu, T., Wang, W., Zhang, B., Lin, X., Huang, Q., and Shen, W. (2010) The effects of mineral fertilizer and organic manure on soil microbial community and diversity. *Plant and Soil*. 326(1-2) 511-522.

Yang, Q., Wang, R., Ren, S., Szoboszlay, M., Moe, L. A. (2015) Practical survey on antibiotic-resistant bacterial communities in livestock manure and manure-amended soil. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*. 51(1) 14-23.

Yang, Y. H., Yao, J., Hu, S., Qi, Y. (2000). Effects of agricultural chemicals on DNA sequence diversity of soil microbial community: a study with RAPD marker. *Microbial ecology*. 39(1) 72-79.

Zeleeke, T.B, Grevers M.C.J, Si B.C, Mermut A.R, Beyene S (2004) Effect of residue incorporation on physical properties of the surface soil in the South Central Rift Valley of Ethiopia. *Soil Tillage Research*. (77) 35–46.