



“Materia Orgánica y Diversidad Biológica del Suelo bajo diferentes tipos de Agroecosistema y Aplicaciones de Fertilizantes Orgánicos en las Chinampas del Valle de México”

M.C. Juan Espinasa Jaramillo

Dr. Fidel Adolfo Payán Zelaya

Dr. Rodolfo Omar Arellano Aguilar

M.C. María Guadalupe Ramos Espinosa

Maestría en Ciencias Agropecuarias

Universidad Autónoma Metropolitana

Unidad Xochimilco

Agradecimientos

A mi Familia que me apoyó emocional y financieramente durante este proceso. A mi hermana Teresa que con mucha diligencia me ayudó a inscribirme e ir a hacer el papeleo cuando estuve sin posibilidad de hacerlo. También le agradezco a Andrea Muñoz que me acompañó y fue un pilar durante esta aventura que fue la Maestría.

A la Coordinación de la Maestría por el apoyo brindado en la tramitología que es el cáncer en México y que espero algún día cambie y todo sea más sencillo.

A mis compañeros de la maestría con los cuales enriquecí y aumenté mi rango de conocimiento en temas raros como la reproducción de peces, el bienestar en caballos, el estatus ecológico del venado cola blanca, o la transmisión de enfermedades por parásitos.

Al Dr. Adolfo Payán por tener una calma extraña pero efectiva, por el apoyo emocional cuando al parecer todo iba a salir mal y por dejarme investigar de manera muy libre y haber abierto la posibilidad de una estancia en el extranjero.

A la MC Guadalupe por haber estado al pendiente de las correcciones que le hicimos al trabajo y por invitarme a participar en la vida académica de la UAM Xochimilco y facilitarme el trabajo en el Laboratorio de Fisiología y Tecnología de Cultivos.

Al Dr. Omar Arellano por asesorarme en la parte del análisis de componentes principales y de diversidad biológica y por las recomendaciones en artículos y textos para entender un poco mejor de que iba este asunto.

Al Profesor Jones y su equipo de trabajo en la Universidad de Bangor en Gales, en especial al Dr. Antonio Sánchez, Dr. Paul Hill por haberme recibido e instruido durante los tres meses que estuve trabajando en el laboratorio y haberme ayudado con la preparación de los stocks.

Al equipo de la Chinampa Tlicuilli (Vivarium y Permaciudad) por el apoyo brindado durante la siembra de maíz y los monitoreos de los agroecosistemas. Así como haber abierto la posibilidad de monitoreo del espacio. A Ismael por pasarme el diseño de la distribución de la granja y por todo el apoyo en la chamba de la Chinampa.

Glosario

ANP	Área Natural Protegida
C	Carbón
¹⁴ C	Carbono catorce
C _{micro}	Carbón en la biomasa microbiana
CE	Conductividad Eléctrica
CH ₄	Metano
cm	Centímetros
cmoles	Centimoles
COP21	Conferencia de la Naciones Unidas sobre cambio Climático 2015
CO ₂	Dióxido de Carbono
DNA	Ácido Desoxirribonucleico
EDTA	Ácido etilendiaminotetraacético
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
FL / LF	Fracción Ligera de la Materia Orgánica
FM / MF	Fracción media de la Materia Orgánica
FP/ HF	Fracción pesada de la Materia Orgánica
g	Gramo
GDF	Gobierno del Distrito Federal
h	Hora
ha	Hectárea
H.A.	Hongos Arbusculares
HCl	Ácido Clorhídrico
INECC	Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático
INEGI	Instituto Nacional de Estadística y Geografía
K	Potasio
KCl	Cloruro de Potasio
K ₂ HPO ₄	Fosfato de Potasio di-básico
Kg	Kilogramo
l	Litro

N	Nitrógeno
N ₂	Nitrógeno Atmosférico
NaCl	Cloruro de Sodio
NaOH	Hidróxido de Sodio
NEDD	Dihidrocloreuro de N-(1-naftil) etilendiamina
NH ₄ ⁺	Amonio
NH ₄ OAc	Acetato de Amonio
NO ₃ ⁻	Nitrato
NPP	Producción primaria neta
m	Metros
mg	Miligramos
ml	Mililitros
MOF/ FOM	Materia Orgánica Fresca
MOS/ SOM	Materia Orgánica del Suelo
mS	Milisiemens
Pg	Picogramos
pH	Potencial de Hidrógeno
PLFA	Fosfolípidos de Ácidos Grasos
PPGB	Bacterias promotoras del crecimiento en plantas
ppm	Partículas por millón
qCO ₂	Cociente metabólico
S	Azufre
SACMEX	Sistema de Aguas de las Ciudad de México
SAGARPA	Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales
TMCA	Tasa media de crecimiento anual
UNESCO	Organización de las Naciones Unidas para la Educación Ciencia y Cultura
USDA	Departamento de Agricultura de los Estados Unidos
VCl ₃	Cloruro de Vanadio
WRB	Base de Referencia Mundial para Suelos

Índice	Páginas
Agradecimientos	2
Glosario	3
Índice	5
Marco Teórico y Justificación	8
Introducción	8
Breve historia del Valle de México y la situación hídrica actual del Lago de Xochimilco	138
Referencia Geográfica	18
El Ecosistema	19
Normativa e importancia social	19
Servicios ambientales de los humedales y del Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”	20
Situación del suelo del ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”	22
Aumento en la demanda de insumos orgánicos y cambio en las actividades agropecuarias tradicionales	25
¿Por qué estudiar el suelo?	26
El suelo	28
Antroposoles	30
Fertilidad, Materia Orgánica del Suelo (MOS) y el Ciclo del carbono	32
Transformaciones de la MOS y Saturación de Carbono	36
Métodos Agroecológicos y Buenas Prácticas Agrícolas	42

El estudio de la diversidad microbiana del suelo	45
Rutas metabólicas del suelo: la relación Carbono-Nitrógeno	49
El efecto priming	51
Relaciones entre plantas y microorganismos	52
Estrategias para incorporar el suelo de los sistemas agrícolas al ciclo del carbono: Fertilización orgánica.	54
Residuos Vegetales directos	55
Composta	55
Fertilización Biológica o Biofertilización	57
Objetivos e Hipótesis	59
Material y Métodos	60-
Descripción del Sitio	60
Diseño Experimental	62
Objetivo 1	62
Objetivo 2	63
Preparación de la Composta y fuentes de carbono	
Tratamientos (Dosis y Aplicación)	64
Monitoreo en Campo	65
Muestreo	65
Variables medidas en campo	65
Emisión de CO ₂	65
Conductividad Eléctrica, pH y Temperatura	66

Altura planta	66
Métodos en laboratorio	66-
Humedad Relativa	66
Materia Orgánica del Suelo, Nitrógeno, Potasio y Fósforo	67
Fracción ligera	67
Formación NH_4^+ y Concentración de NO_3^-	68
Formación de NH_4^+	69
Concentración de Nitratos NO_3^-	70
Cinéticas de Consumo de Glucosa	71
Análisis de Fosfolípidos de Ácidos Grasos (PLFA's)	73
Análisis de los Datos	73
Resultados	74
Objetivo1: Monitoreo	74
Conductividad Eléctrica, pH y Temperatura	74
MOS, Fósforo y Potasio	75
Nitrógeno Total, NH_4^+ y NO_3^-	75
Emisión de CO_2	77
Mineralización de Glucosa	79
Diversidad Microbiana	80
Resultado (Objetivo 2: Experimento)	84
Datos de la composta	84
Formación de Amonio y Contenido de Nitratos	84

Fracción Ligera y Emisión de CO ₂	85
Mineralización de glucosa	87
Altura del Maíz	89
Discusión	91
Objetivo 1: Monitoreo	91
Consideraciones de fertilidad en las Chinampas	91
Los Agroecosistemas y sus manejos en el ciclo del C	92
Metabolismo microbiano y emisión de CO ₂	94
Las poblaciones microbianas y sus beneficios	95
Posibilidades a futuro	97
Objetivo 2: Experimento	99
Conclusiones	101
Objetivo 1: Monitoreo	101
Objetivo 2:	103
Bibliografía	104
Anexos	122
Imágenes Suplementarias/ Fotos	122
Artículo para publicación	127

Marco Teórico y Justificación

*Eres la víctima omitida.
El edificio se cimbró y no
viste pasar la vida ante
tus ojos, como sucede
en las películas.
Te dolió una parte del cuerpo
que no sabías que existía:
La piel de la memoria,
que no traía escenas
de tu vida, sino del
animal que oye crujir
a la materia.*

“El puño en alto”

JUAN VILLORO

Introducción

Desde la primera revolución industrial, la concentración de CO₂ en la atmósfera ha aumentado debido a las actividades humanas alcanzando niveles superiores a 400 ppm en 2013 (IPCC 2015). Este aumento en las concentraciones de CO₂ tiene diferentes consecuencias entre éstas están: el aumento de la temperatura de la Tierra, el derretimiento del hielo del norte y el aumento del nivel del mar (IPCC 2015). Estas modificaciones tendrán un enorme impacto en las actividades humanas y en toda la vida en la Tierra.

El Carbono se encuentra en lo que se conoce como materia orgánica del suelo (MOS). El ciclo de la materia orgánica comienza, si es que tiene inicio, con la incorporación de residuos vegetales y animales al suelo donde sufren una serie de transformaciones. Durante estos cambios existe liberación de gases (CO₂ y CH₄) provenientes del metabolismo microbiano (Gougoulías et al. 2014). Las modificaciones que sufre la materia orgánica del suelo, tanto bióticas como abióticas, lleva a que existan diferentes fracciones con mayor o menor estabilidad y diferencias en la concentración de carbono en los suelos. (Gougoulías et al. 2014; Six et al. 2002).

El “Suelo” se considera uno de los recursos naturales más complejos y con mayor importancia para el desarrollo humano. Su conservación y aprovechamiento es uno de los

retos para la sustentabilidad global y mitigación del cambio climático (Galy et al. 2014). Éste tiene la característica de ser uno de los principales reservorios de Carbono (C) a nivel global (Le Quéré et al. 2015).

En los últimos años y como consecuencia de las actividades humanas ha habido un aumento en los niveles de gases de efecto invernadero en la atmósfera (Le Quéré et al. 2015). El aumento en la concentración de gases de efecto invernadero ha generado un aumento promedio de 1.5 C en la temperatura del planeta. Este incremento se relaciona al uso de combustibles fósiles empleados en el último siglo (transporte, industria, ganadería, agricultura, uso doméstico, etc.) así como a la liberación de carbono almacenado en el suelo y los ecosistemas, debido a su destrucción (Reichstein et al. 2013).

Dentro de la agricultura sustentable se ha planteado la posibilidad de que el suelo en las unidades de producción funcione como un depósito de C para disminuir la concentración de gases de efecto invernadero en la atmósfera (Lal 2010; Kane 2015). Para lograr esto es de suma importancia entender la relación que existe entre el suelo y el ciclo del carbono; determinar qué estrategias son las que van a llevar a un mayor depósito de carbono dentro de las unidades de producción, una mejora en los rendimientos y una disminución en la necesidad de insumos e infraestructura para que las prácticas sean adoptadas por los agricultores, obteniendo un beneficio real en el recambio de los métodos de producción.

Por estas y otras razones nace la idea de una agricultura que trabaje en la construcción de unidades de producción que estén incorporadas a los ecosistemas, la “agroecología” (Altieri 1989). Esta disciplina plantea estrategias diferentes al uso de fertilizantes químicos como la base de la producción agrícola. Sus metas buscan el aprovechamiento de los recursos locales, la diversificación biológica y en la producción, uso de tecnología apropiada, la conservación de especies nativas, la incorporación de las unidades de producción a los ecosistemas, entre otras premisas (Altieri 1989). El estudio de técnicas tradicionales que aprovechan los recursos locales es un tema de debate hoy en día, algunas de estas, como el uso de terrazas o bancales profundos están siendo retomadas dentro del desarrollo de sistemas agroecológicos (Mollison 1974; Lal 2010; Ferguson & Lovell 2014).

El monitoreo de los microorganismos del suelo y su participación en los procesos

agrícolas y las funciones de los ecosistemas ha sido abordado en diferentes estudios con aproximaciones que difieren en el enfoque y técnicas empleadas (Hartman et al. 2008). Debido a los avances en la biología molecular, en la última década las especies de bacterias y hongos que intervienen en los procesos que ocurren en el suelo se han caracterizado de manera más precisa logrando entender el papel de ciertos grupos funcionales en la fertilidad y la respuesta a perturbaciones en el ecosistema (Fierer et al. 2012). Por esto, entender qué prácticas son las que van a llevar a cambios positivos en el ciclo del carbono promoviendo su almacenamiento y retención en los depósitos terrestres y como se relaciona todo lo anterior con los microorganismos del suelo es indispensable para elaborar estrategias menos costosas y más eficaces.

En el Valle de México se practica una agricultura prehispánica que involucra el uso de las zonas bajas de los lagos en donde la acumulación de materia orgánica y los sedimentos del fondo del lago dieron lugar a islas llamadas “chinampas” (que viene del término “Chinamitl” que significaba seto o cerca de cañas) (González & Torres 2014; Ezcurra et al. 1988). El desarrollo en la zona sur-oriente del valle de México de esta agricultura dio lugar a un ecosistema que hoy en día subsiste al crecimiento urbano (Salles, V. 1992; González & Torres 2014).

La chinampa es considerada un método agrícola altamente productivo que usa los recursos naturales del entorno y convive de manera muy íntima con el ecosistema de lagos que existió y del cual quedan algunos remanentes (González & Torres 2014). Hoy en día, este método de cultivo ha sufrido graves transformaciones entre las que cabe mencionar el desecamiento de los lagos y los cambios de métodos de producción de hortaliza y flores a planta de ornato en invernadero y actividades ganaderas (Canabal-Cristiani 1997; Merlín-Urbe et al., 2013). Estos suelos por su origen, por su situación de vulnerabilidad frente al deterioro ocasionado, por su papel ambiental en la Ciudad de México y por ser parte de un sistema lacustre y de una cultura milenaria abren la posibilidad de estudiar la dinámica del C donde existe un alto grado de importancia en su conservación y recuperación (Krasilnikov et al. 2011).

Cabe mencionar que el Valle de México es uno de los asentamientos humanos más grandes a nivel mundial: La Ciudad de México y las áreas conurbadas del Estado de México

forman una megalópolis que hoy sufre de grandes problemas de contaminación atmosférica por lo que entender qué estrategias van a promover la captura, y evitar la liberación de estos gases es de suma importancia para la sustentabilidad de la Ciudad y la salud de sus habitantes (SEMARNAT 2002).

El objetivo de este trabajo es evaluar la emisión de CO₂, contenido de materia orgánica y diversidad microbiana dentro de las unidades de producción del ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” donde normalmente las unidades de producción, en la actualidad, tienen divididas las chinampas en diferentes sectores que se desarrollan con prácticas agrícolas con distinto efecto sobre el suelo. El manejo de pastos con ganado o mediante la poda; la zonas de Huertos Biointensivos; y por último una zona de Siembra de temporal de maíz por lo que se busca comparar los diferentes espacios y sus características de manejo con la emisión de CO₂, contenido de carbono y diversidad microbiana. El segundo objetivo del trabajo es el estudio de diferentes tratamientos de fertilización orgánica y biológica con el fin de indagar más la relación de este tipo de suelo, las poblaciones microbianas y el ciclo del carbono.

Breve historia del Valle de México y la situación hídrica actual del Lago de Xochimilco

La Cuenca del Valle de México era una unidad hidrológica cerrada endorreica que ha sufrido considerables modificaciones desde la época del imperio azteca, alrededor de 1256-1279 d. C. antes de su llegada, la cuenca estaba formada por cinco cuerpos lacustres: Xochimilco (sur-centro), Chalco (sur-orientado), Texcoco (orientado), Xaltocan (centro-norte) y Tzompanco (norte), de los cuales hoy gran parte han sido desecados (Ezcurra et al. 1988).

En las zonas bajas de los lagos, principalmente de Xochimilco, se desarrolló un método agroecológico que abasteció de alimentos a la gran Tenochtitlan, “la chinampa”, y que significó una de las primeras y grandes modificaciones que le han ocurrido a este ecosistema (Figura 1A). La chinampa consiste en la formación de un bloque de materia orgánica utilizando las especies acuáticas del lago y el lodo sedimentado en el fondo de éste. Estos bloques son contenidos por un árbol nativo de la zona: el ahuejote (*Salix bonpladiana*) que crece sobre el cuerpo lacustre (Figura 1B). Esta modificación hidrológica permitía el cultivo de alimentos a lo largo de todo el año, evitando la necesidad de riego de los mismos e integró el uso de recursos naturales provenientes del lago, así como el aprovechamiento de especies forestales y la integración del trabajo agrícola a los ciclos naturales. Convirtiéndose uno de los agroecosistemas con mayor productividad reportada y que hace un uso sustentable de los recursos (García Espinosa & Mazari Hiriart 1995).

Esto dio lugar a una red de islas comunicadas por canales en donde se desarrolló el cultivo de maíz, hortaliza y flores. Hoy en día la zona chinampera ha sufrido grandes cambios entre los que destaca la desaparición de gran parte del lago y con él han disminuido las chinampas, canales y especies nativas como el ahuejote y el ajolote; el cambio de métodos de cultivo a invernadero, la introducción de ganado, el uso de agroquímicos y aguas tratadas para mantener los niveles en las zonas remanentes y un aumento en la salinidad y concentración de metales pesados tanto en el agua como en el suelo (Canabal-Cristiani 1997; Ramos-Bello & Cajuste 2001; Ramos-Espinosa et al. 2007).

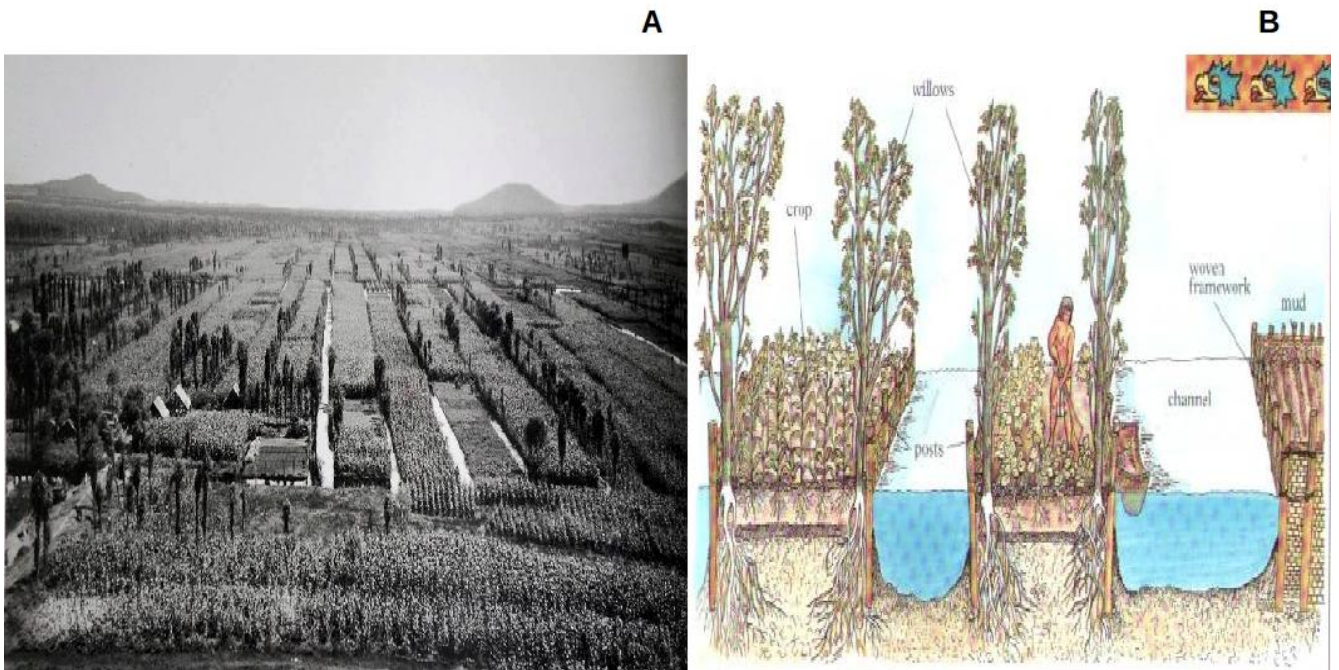


Figura 1. Chinampa. A) Foto elevada que corresponde al ANP a principios del siglo XX. B) Diagrama de arquitectura básica de una chinampa (cita). (Ezcurra 1990; Hawken & Rand 2014)

El desecamiento del lago tomó a lo largo de cinco siglos y el cuerpo lacustre fue remplazado por la urbanización durante el siglo XX (Cuadro 1). Ambos factores han llevado a situaciones de deterioro ambiental, tal es el caso del aumento en la contaminación del aire en el Valle de México, incremento en la frecuencia y gravedad de inundaciones en la ciudad, la apertura de grietas e hundimientos; todo esto a causa de la sobre-explotación y la falta de recarga de los mantos freáticos (Procuraduría Ambiental y del Ordenamiento Territorial 2013).

Cuadro 1. Modificaciones hídricas más relevantes al Valle de México

Fecha	Acción	Efecto
Siglo XV	Separación de aguas dulces y saladas (Lago de Texcoco) por los mexicas: “albarradón de Nezahualcóyotl”.	Manejo en los niveles de agua del Lago de Texcoco, evita inundaciones en Tenochtitlan.
1587-1620	Construcción del bordo divisor del Lago de Texcoco.	Serie de obras implementadas para evitar el flujo de agua desde el Lago de Texcoco hacia el Valle de México.
1607	Construcción del Tajo de Nochistongo.	Canalización hacia el Lago de Texcoco.
1768	Construcción del canal Huehuetoca.	Se abandona el proyecto del Tajo de Nochistongo y se comienzan las obras del Gran Canal para llevar el agua al Lago de Texcoco.
1868	Inicio de la construcción del Gran Canal por Francisco de Garay,	Evitar las inundaciones en la Ciudad de México y dejar de canalizar el agua al Lago de Texcoco, se comienzan estas obras para complementar los trabajos del Tajo de Nochistongo y el canal Huehuetoca. Éste busca incorporarse el río Tula y sus afluentes, y usar el cauce natural de éste para transportar el agua hasta el océano.
1870	Incorporación del alcantarillado a los proyectos de desagüe del río.	Genera un impacto ambiental aumentando la tasa de mortandad en el valle y disminuyen la calidad ambiental de los ecosistemas.

1900	Conclusión del Gran Canal.	El re-direccionamiento del agua hacia el valle del norte permitió el desarrollo en esta zona que previo a la modificación presentaba condiciones adversas para la agricultura.
1905	Construcción del acueducto para llevar agua de los manantiales de Xochimilco hacia el centro de la ciudad.	Comienza el uso intensivo que llevó al desecamiento del lago durante el siglo XX.
1952	Inauguración del sistema Lerma.	Abastecer con agua de los manantiales de Lerma en el Valle de Toluca a la Ciudad de México.
1975	Construcción del drenaje profundo.	Obra que iba evitar de manera definitiva en el valle las inundaciones.

Datos tomados del reporte (SACMEX 2012).

Debido a la urbanización gran parte de los manantiales y afluentes que recargaban el Lago de Xochimilco hoy en día se encuentran sobreexplotados, entubados y canalizados; y el aumento en la deforestación de los cerros han comprometido la posibilidad de una recarga hídrica natural de la zona. Para mantener los niveles de agua y compensar esta situación se tomaron dos decisiones:

1. En 1950 se decide abastecer con agua de la planta de tratamiento “La Caldera”, que se encuentra en el Cerro de la Estrella, al cuerpo de agua (SACMEX 2012).
2. La construcción de esclusas y presas que generan diferentes niveles en la zona lacustre.

La urbanización dentro de la delegación Xochimilco se ha extendido a la zona lacustre, y se estima que alrededor del 56 % de la superficie de la delegación es para uso urbano y 37% para uso agrícola (INEGI 2009).

El aumento en la urbanización, el uso de fertilizantes y plaguicidas químicos en el sector agrícola y el cambio de uso de suelo en los últimos 50 años, así como el desecho de

materiales de construcción en la zona, las descargas de drenaje y la calidad del agua proveniente de la planta de tratamiento han afectado el ecosistema, aumentando los niveles de metales pesados, salinidad y causando la eutrofización del sistema (Chapa & Guerrero 2010). En algunos casos, inclusive rebasando la norma indicada por la Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales para fertilidad de suelos (SEMARNAT 2013) y parámetros de sanidad de agua y suelo en humedales (SEMARNAT 1996).

En la actualidad se estima que existen alrededor de 280 kilómetros de canales en la zona chinampera así como varias lagunas que son los últimos remanentes del lago (Pozo et al. 2010). En la parte agrícola los suelos de las chinampas presentan problemas de salinidad y alcalinidad así como la presencia de metales pesados que en algunos casos llega a sobrepasar los límites establecidos por la norma (Ramos-Bello & Cajuste 2001).

Referencia Geográfica

El Área Natural Protegida (ANP) “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” se encuentra dentro de lo que era el lago de Xochimilco al sur-oriental de la Ciudad de México (Figura 2.) con coordenadas 19° 15' 11" y 19° 19' 15" de Latitud Norte; 99° 00' 58" y 99° 07' 08" de longitud Oeste. Tiene una superficie de 2,657 ha a 2200 msnm (GDF 2006b; Caraballo 2006) Pertenece a la región hídrica del Pánuco y a la cuenca del Río Moctezuma. El clima predominante de esta zona es subhúmedo con lluvias en verano, con una precipitación anual que va de 600-1100mm (INEGI, 2009).

Es considerada una llanura lacustre con temperaturas que oscilan entre los 8 y 16 °C (INEGI 2009). Los suelos predominantes son: Histosoles y Antroposoles terricos (Krasilnikov et al. 2011)

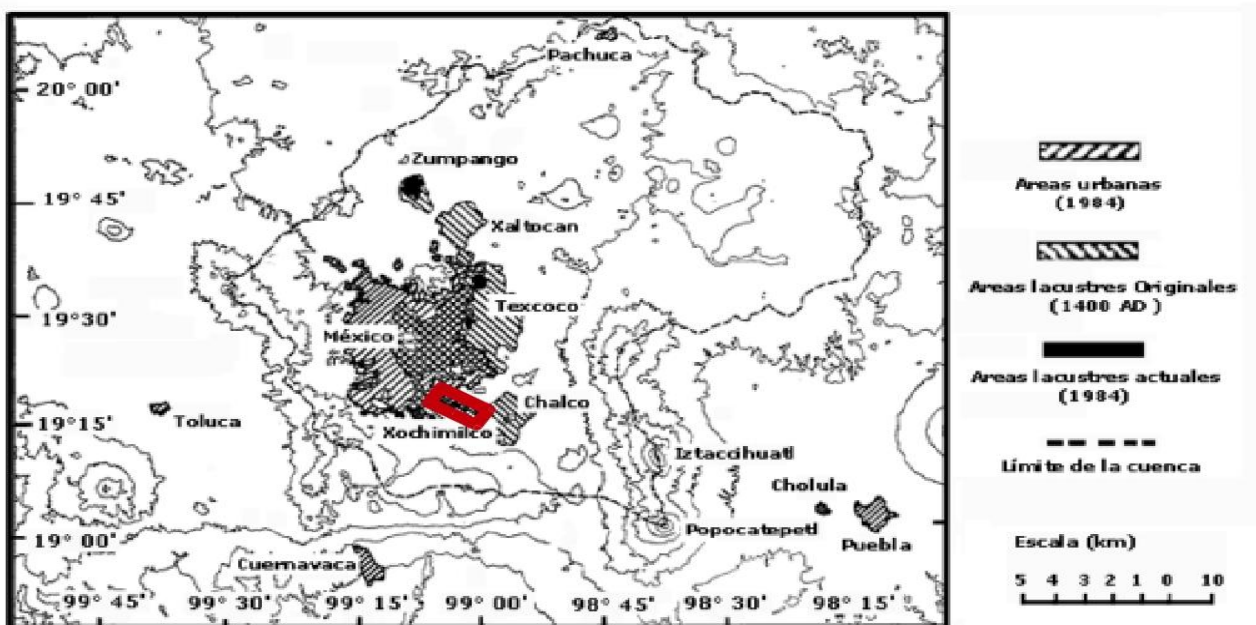


Figura 2. Zona lacustre remanente en el Valle de México. Mapa topográfico que contrasta los cuerpos lacustres en 1409 y en 1984, así como una expansión de la mancha urbana. En rojo se indica donde se encuentra el ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco”. Imagen modificada de (Ezcurra et al. 1988).

El ANP pertenece a la delegación Xochimilco, 36 % del uso de suelo de la delegación se utiliza con fines agrícolas dándole un carácter periurbano (INEGI 2009).

El Ecosistema

El ecosistema se encuentra compuesto por:

- A) Flora acuática. Entre las especies que crecen sobre el cuerpo lacustre las más representativas son los tulares (*Typha latifolia*) y juncos (*Typha dominguensis*), también se pueden observar lentejillas de agua (*Lemna spp.* y *Azolla spp.*). Destacan árboles como el ahuejote (*Salix bonpladiana*) y carrizales (*Phragmites australis*).
- B) Fauna: Entre la fauna se encuentra la tuza (*Geomyidae spp.*), el tlacuache (*M. Mexicana spp.*) y el ajolote (*Ambistoma mexicanium*).
- C) Especies introducidas Entre las especies que no pertenecían al ecosistema y se introdujeron se encuentra el lirio (*Eichornia. crassipes*), la tilapia (*Oreochromis. niloticus*), así como una variedad de hortalizas y plantas de ornato de origen europeo y asiático.

(García & Mazari 1995).

Normativa e importancia social

Debido a la importancia cultural que representan las chinampas a nivel mundial y por ser un sistema sustentable, novedoso y altamente creativo, que contempla tanto los factores ambientales como los humanos, la UNESCO considera patrimonio cultural y natural de la humanidad desde 1987 a esta región y al manejo agrícola que la caracteriza. Además por su importancia biológica, ambiental y cultural el gobierno mexicano la declara zona de conservación el mismo año, remarcando la importancia del área por preservar las prácticas agrícolas milenarias (Canabal-Cristiani 1997).

En 1992 el Gobierno del Distrito Federal marca las coordenadas que corresponden a los límites del área y le da la categoría de “Área Natural protegida” (ANP) con el nombre de “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco” (Canabal-Cristiani 1997)

Para 2006 debido al crecimiento urbano y a la falta de aplicación de las políticas de conservación, se modifica el polígono correspondiente al ANP y se publica un plan de manejo en busca de promover la conservación de la misma donde se prohíben ciertas actividades y

materiales dentro de la zona (GDF 2006a)

En un esfuerzo intergubernamental y con agrupaciones de la sociedad civil se le otorga a la zona la clasificación RAMSAR para humedales con importancia mundial, que busca generar las condiciones que permitan su conservación y recuperación en colaboración con los gobiernos locales. El Sistema Lacustre “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco” se incorpora a lista de humedales dentro de esta categoría en 2004 (Ramsar 1971).

Dependiendo del Área Natural el plan de manejo varía y se define si las actividades agropecuarias están permitidas o no. El ANP de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco considera las actividades agrícolas en su plan de manejo siempre y cuando se realicen conservando el ecosistema y las prácticas chinamperas (GDF 2006b).

Aunado a esto el antiguo Gobierno del Distrito Federal por medio del programa de ordenamiento ecológico, en el 2000, prohíbe el uso y la fabricación de fertilizantes químicos dentro de la Ciudad de México, dejando sólo los fertilizantes de origen orgánico como forma de abono (GDF, 2000); generando la necesidad de fertilizantes orgánicos de alta calidad para el sector agrícola y para el mantenimiento de las áreas verdes dentro de la ciudad, la agricultura urbana, las zonas de conservación y los predios en la periferia que se dediquen a actividades agropecuarias.

Servicios ambientales de los humedales y del Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco”

Los efectos ocasionados por el cambio climático impactan de manera directa a las actividades agropecuarias, ya que el crecimiento, rendimiento, plagas, floración de los cultivos, entre otros factores se van a ver afectados por éste (SAGARPA & FAO 2012).

Uno de los problemas más graves que vive la Ciudad de México es la escasez de agua y la contaminación del aire. Aunado a esto las políticas y esquemas de manejo del agua, de emisión de gases de efecto invernadero y de las áreas verdes sólo ayudan a incrementar la problemática promoviendo su desperdicio, gastos elevados en infraestructura para el transporte, almacenamiento, limpieza y a no generar soluciones que brinden la

posibilidad de un manejo más sostenible del recurso hídrico y de la calidad ambiental a largo plazo (SEMARNAT 2002).

Un ejemplo de esto es el Lago de Xochimilco, donde no hay un eje claro en su conservación. Hoy en día el remanente del lago sigue brindando una serie de servicios ambientales que no son valorados y que además son altamente dependientes de la conservación de las prácticas ancestrales de chinampería que se llevaban a cabo. Aunado a esto es importante entender cuáles son los procesos en este ecosistema, para generar políticas y prácticas que promuevan su conservación y potencien su capacidad productiva y de brindar servicios ambientales.

Entre los servicios ambientales que brinda el humedal cabe recalcar dos que son de suma importancia:

- La captación de Carbono: Uno de los principales gases de efecto invernadero generado por las actividades humanas es el CO₂. Los humedales pueden constituir un sumidero de CO₂ debido al alto nivel de captación primaria que tienen (por medio de la fotosíntesis que lleva a la formación de biomasa en estructuras vegetales) y por la descomposición y estabilización de materia orgánica en los humedales (Hernández 2010).
- La bioremediación del agua: El agua tratada del Cerro de la Estrella alimenta a la zona lacustre de Xochimilco, lo que permite que hoy en día se mantengan los niveles de los canales pero también disminuyen la calidad del agua en el ecosistema; esto sumado a las descargas clandestinas de drenaje de la zona urbana generan un impacto sobre el ecosistema (Chapa & Guerrero 2010). El aumento en las especies invasoras, como es el caso de algas y el lirio, puede ser utilizado para disminuir los niveles de materia orgánica, sales disueltas, metales pesados de los cuerpos de agua, ayudando a su restauración y mejoramiento (Jafari 2010).

Cabe destacar que el lirio (*E. crassipes*) representa una de las especies más invasivas y con mayor poder de crecimiento. Se cree que alrededor del 50 % de los cuerpos de agua a nivel mundial presentan esta especie. En la actualidad se ha valorado por su capacidad para producir biomasa, y aunque en muchos cuerpos de agua representa un problema, comienzan a surgir estudios y formas de manejo que permiten el mejoramiento de la calidad del agua

por medio de esta especie (Ndimele 2011)

Situación del suelo del ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco

El ANP de Xochimilco tiene la posibilidad de producir insumos orgánicos, hortaliza y productos de origen animal de alta calidad debido a su vocación chinampera y a la presencia de actividad ganadera dentro de la zona y a la amplia experiencia de los productores. El sector ganadero se encuentra al norte del Área Natural Protegida donde termina la delegación. El manejo del ganado en los establos y del estiércol en lo que se conoce como “la cuenca Lechera” se lleva a cabo de manera muy precaria y representa un riesgo sanitario para los animales y operadores y al mismo tiempo genera efectos adversos sobre el medio ambiente (olor desagradable, presencia de moscas, drenajes con salida directa a los canales, entre otros), sin embargo, se le puede dar uso en la elaboración de abonos orgánicos.

A pesar de todos los servicios y de las ventajas de la chinampería como técnica agroecológica, uno de los problemas más grandes que se presentan en la delegación Xochimilco es un abandono de la actividad agrícola Figura 3 y que es debida a aspectos multifactoriales.

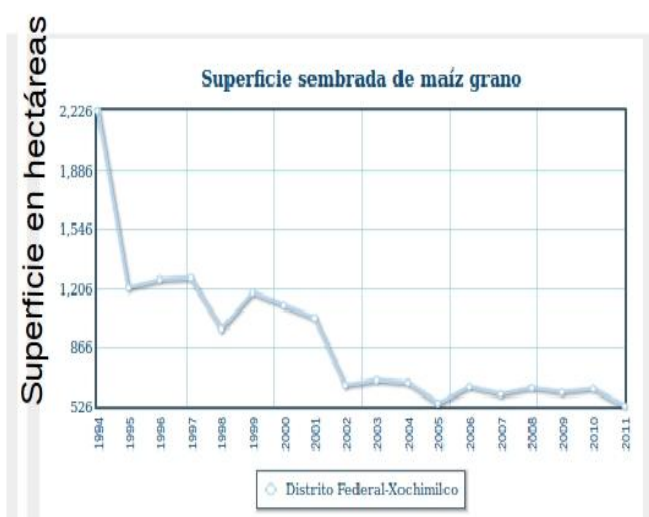
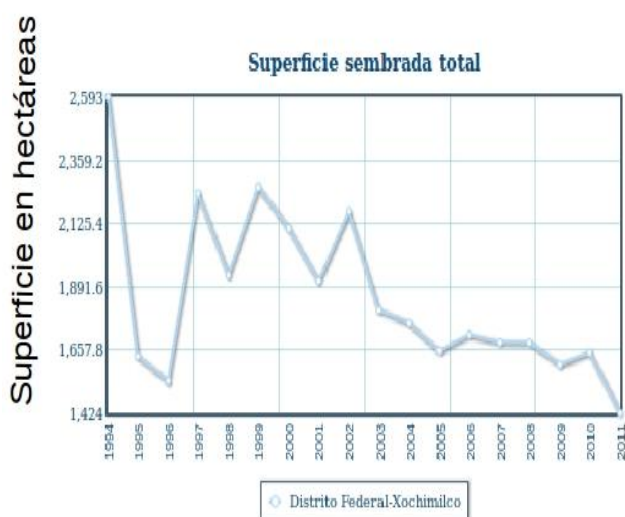


Figura 3. Producción agrícola en Xochimilco. La gráfica de la izquierda presenta la superficie total sembrada desde 1994 hasta 2011. La de la derecha muestra la superficie sembrada de maíz (cultivo prioritario). (INEGI 2012).

Este tipo de suelos debido a los cambios en su manejo se cree están sufriendo un proceso de desertificación y pérdida de la MOS lo que ha llevado a que los niveles de ésta sean mayores en horizontes más profundos (>30 %) y en la superficie tenga valores que van del 8-17 % (Ikkonen 2012). Esto es de suma importancia para la sustentabilidad y contaminación ambiental de la Ciudad de México ya que ésta presenta un alto grado de contaminación atmosférica y una de sus áreas verdes con mayor potencial para captar CO₂ se encuentra en estado crítico.

Debido al estrés salino, a los metales pesados, los cambios en la vegetación, la introducción de especies animales y a su situación geográfica se considera que la condición del ANP con respecto a su deterioro es severa para algunas de las zonas; y se encuentra en riesgo de desaparecer en los próximos años (Cordero 2009).

Cuadro 2 Propiedades de los suelos en las Chinampas

Sitio	Profundidad (cm)	MOS (%)	CIC (cmol*Kg ⁻¹)	CE (mS*cm ⁻²)	pH
Xochimilco	0-10	13.98	92.16	6.1	8.6
	40-50	10.5	67.44	4.9	8.7
San Luis	0-10	9.44	59.94	18.9	8.3
Tlaxiátemalco	20-30	10.54	59.94	5.2	8.5
Tláhuac	0-10	11.33	113.22	11.0	8.3
	20-30	12.82	72.3	6.1	8.6

(Ramos-Bello & Cajuste 2001)

Aumento en la demanda de insumos orgánicos y cambio en las actividades agropecuarias tradicionales

En el ámbito agrícola no hay sector que presente un mayor crecimiento hoy en día que la producción orgánica, ésta crece en promedio un 21 % en América Latina al año (Cuadro 3) (Fortis-Hernández et al. 2007). La producción orgánica, ecológica o biológica (cualquier nombre que conlleve) se basa en el uso de fertilizantes de procedencia orgánica por ser menos tóxicos para el ambiente y la salud humana, el uso de estrategias de asociación y rotación de cultivo (policultivos), el almacenamiento de C en el suelo, el imitar ciclos presentes en los ecosistemas, el manejo integral de plagas y la negación del uso de fertilizantes y plaguicidas (fungicidas, herbicidas, bactericidas, etc.) de origen químico (Gómez et al. 2010). Este crecimiento en las prácticas orgánicas y la aparición de procesos agrícolas dentro de la urbe (agricultura urbana) como una estrategia de resiliencia hacia el cambio climático por parte de las ciudades, viene relacionado de forma muy íntima con un recambio tecnológico que debe de ocurrir en los operadores de las unidades de producción y un aumento en la demanda de insumos para la preparación de abonos agrícolas así como el producto final listo para ser aplicado (composta, bocashi, biofermento, etcétera).

Cuadro 3. Aumento en la agricultura orgánica del mundo.

Región	2000 (%)	2006 (%)	TMCA
Oceanía	50	39	-4
Europa	33	21	-6
Norte América	11	4	-13
Latinoamérica	5	20	21
Asia	0.4	13	64
África	0.2	3	47

TMCA: Tasa Media de Crecimiento Anual

(Fortis-Hernández et al., 2007).

¿Por qué estudiar el suelo?

En trabajos previos se observó que el aumento de materia orgánica mejora el rendimiento del maíz o el sorgo (Figura 4) (Lal 2010), o que la presencia ciertos microorganismos en el suelo como *Bacillus subtilis* protege contra ciertas infecciones micóticas al jitomate o da la protección contra sequías (Fritz et al. 2006).

Efecto de la MOS en el rendimiento

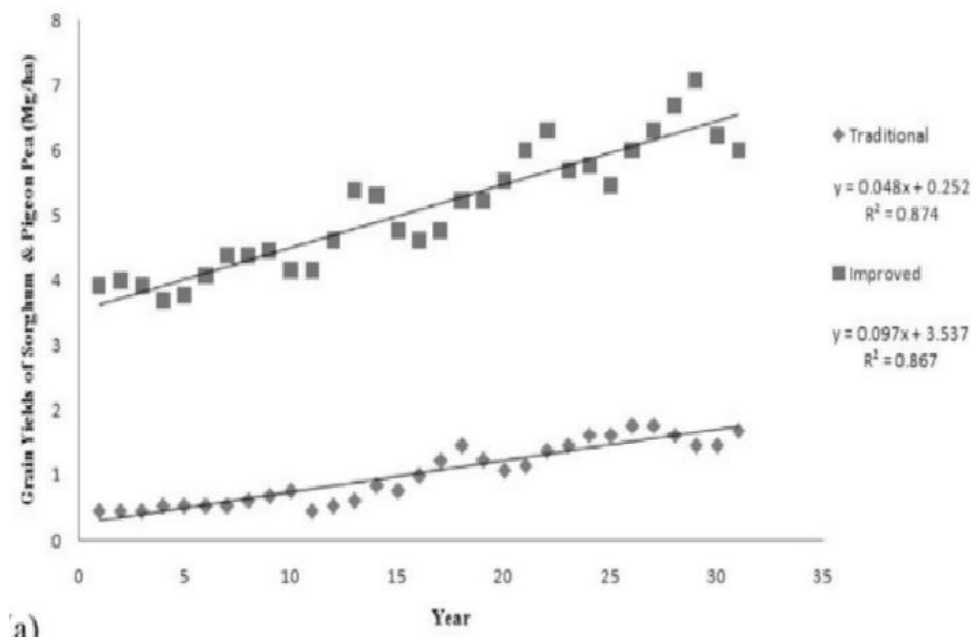


Figura 4. Efecto de la MOS en el rendimiento de Maíz. "Improved" (cuadros): Convencional + Residuo orgánico. "Convencional" (rombos) (Lal 2010).

Tomando en cuenta esto es necesario estudiar la calidad del suelo de chinampas, su relación con diferentes manejos en los agroecosistemas y ver qué repercusiones tienen estos factores sobre la salud vegetal y el rendimiento de los cultivos para así generar prácticas y estrategias que fomenten la conservación del ANP; e incrementen el rendimiento agrícola y los servicios ambientales que este ecosistema brinda a la Ciudad de México.

Debido a la crisis socioambiental que existe hoy en día en el mundo es importante

recalcar la necesidad de estrategias que permitan un manejo sustentable de los recursos. En el caso del ANP, el mantenimiento y funcionamiento del humedal está íntimamente ligado al desarrollo de las prácticas tradicionales de chinampería. Entre éstas se encuentran el uso de abonos verdes flotantes y enzaizados obtenidos del canal, uso de lodos depositados en el fondo del mismo, aprovechamiento de especies forestales para la contención de la chinampa y sombreado de los cultivos, así como la diversificación en las actividades agrícolas como son la pesca y la agricultura, y que desarrolladas de forma adecuada ayudan a mantener e intensificar los servicios ambientales que brinda el humedal. El aprovechamiento de abonos verdes que eviten la invasión de especies como *E. crassipes* en los canales (Canabal-Cristiani 1997)

Otro factor que resalta la importancia de esta investigación es la prohibición en el uso de fertilizantes de origen químico dentro de la Ciudad de México así como el aumento en el sector agrícola de producción orgánica. Ambos son factores que generan la necesidad de producir fertilizantes orgánicos de alta calidad y entender su efecto sobre el suelo, para poder impulsar la agricultura urbana, la agricultura periurbana y el recambio tecnológico a fertilizantes orgánicos para el mantenimiento y conservación de las áreas recreativas dentro de la ciudad, así como de las zonas de conservación (que representan el 59 % del territorio de esta entidad). Promoviendo la formación de empleos y el aprovechamiento sustentable de los recursos naturales.

El suelo

Existen diferentes clasificaciones y definiciones de los suelos que varían dependiendo del fin con el que se está estudiando o la visión que se tiene sobre este. Una de las iniciativas más importantes es World Reference Base for Soil (WRB) que encabeza la FAO (Food and Agriculture Organization) y que reúne un grupo interdisciplinario de científicos para generar una clasificación del suelo que permitiera abordar las problemáticas actuales. En este sistema el suelo está definido como un cuerpo natural continuo con tres dimensiones espaciales y una temporal (IUSS Working Group (WRB) 2014). Los factores por los que se define un suelo son:

- Está formado por componentes minerales y orgánicos e incluye estados de la materia: líquido, sólido y gaseoso.
- Las partes que lo constituyen se encuentran formando “estructuras”. Las “estructuras” de un suelo dan lugar a la morfología que éste presenta.
- El suelo se encuentra en constante evolución (por eso es que se considera la dimensión temporal también).

En la práctica cualquier superficie en contacto con la atmósfera que tenga una profundidad mayor a 30 cm es considerada como suelo. Esto permite la incorporación de áreas urbanas, zonas cubiertas por cuerpos de agua con baja profundidad (a profundidades menores a 2 m), así como suelos antropogénicos y modificados por el hombre (WRB 2014).

Existen cuatro procesos fundamentales en la formación de un suelo (FitzPatrick 1996):

- Adición. Este ocurre con la incorporación de componentes como materia orgánica proveniente de los residuos vegetales o minerales que hayan sido trasladados por el viento y/o agua, así como por actividades humanas.
- Pérdida: Esta ocurre con la lixiviación y erosión de componentes como materia orgánica proveniente de los residuos vegetales y/o minerales.
- Transformación: Debido a factores bióticos y abióticos existen cambios en los componentes del suelo.
- Translocación: Este se da cuando hay un desplazamiento de los componentes del suelo.

Debido a estos procesos el suelo presenta diferentes capas que reciben el nombre de “horizontes”. Existen 6 horizontes (O, A, E, B, C, R) que varían en composición, profundidad y longitud, en la Figura 5 se muestra el arreglo de estos horizontes y cuáles son sus componentes principales (FitzPatrick 1996).

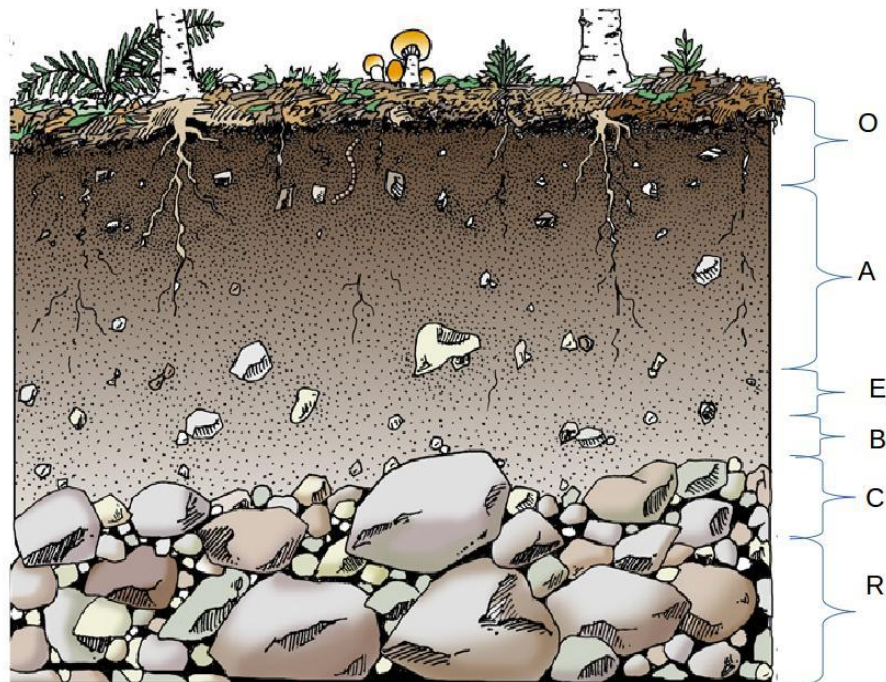


Figura 5. Horizontes del Suelo. O) Formado principalmente por materia orgánica en varias etapas de descomposición. A) Consiste de minerales (arena, arcilla y limo) y contiene grandes cantidades de material orgánico. E) Zona fuertemente lixiviada debido a la precipitación y/o irrigación. B) Compuesto por materiales que se han lixiviado de las capas superiores. C) Formado por roca madre suelta. R) Roca madre.

El suelo va a ser clasificado dependiendo de su composición y características físicas y químicas. Existen dos niveles en la WRB. El primero tiene 32 categorías base; y el segundo nivel consiste en una serie de calificativos principales y suplementarios para describir las propiedades del suelo (WRB 2014). En el Cuadro 4 se ejemplifica el tipo de suelo característico del “Área Natural Protegida Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” en

el Valle de México.

Cuadro 4. Ejemplo de un tipo de suelo y sus calificativos.

Tipo de Suelo	Calificativo principales	Calificativos Suplementarios
Antroposol	<u>Terrico</u>	Oxyaquico
	Hidragrico	<u>Salico</u>
	Hortico	Skeletal
	Plaguico	Sódico
	Pretico	Spodico
		Stagnico
		Technico
		Tóxico
		Vertico
		Vitrico
	...	

Cuadro modificado de (WRB, 2014).

Antroposoles

Como resultado del crecimiento humano grandes áreas de tierra han sido modificadas por una variedad de mecanismos que han llevado a la redistribución del material terrestre y de su superficie, así como cambios en sus propiedades físico-químicas. Un ejemplo de este tipo de suelos previos a la llegada de los españoles a América son los suelos “Terra Preta” que se encuentran en el Amazonas y que su fertilidad ha sido reconocida de forma local por los habitantes de esta región y ha sido reportada en diferentes estudios (Woods 2003).

Los antroposoles comprenden cualquier suelo modificado por el hombre ya sea bajo la adición de materia orgánica o mineral, biochar, residuos del hogar, irrigación o cultivo. Muchos de estos corresponden a suelos altamente cultivados y que antiguamente contaban con infraestructura hídrica (WRB 2014).

El estudio de diferentes zonas de asentamientos humanos y del uso previo de la tierra

con fines agropecuarios muestra un cambio en las propiedades químicas de esos suelos, así como una relación en el aumento en los niveles de materia orgánica relacionadas a las excretas de los animales y heces fecales humanas, convirtiendo estos, en suelos muy ricos para la agricultura (Woods 2003).

Se ha demostrado en trabajos previos que suelos como los Terra Preta del Amazonas presentan propiedades que difieren con los suelos de la región pero que no han sido modificados por el hombre. Entre estas propiedades se encuentra un mayor almacenamiento de carbono así como una mayor fertilidad por periodos extendidos de tiempo y mayor resiliencia al cambio. Estos cambios se han relacionado a actividades antropogénicas como la adición de fuentes de carbono que presentan una mayor recalcitrancia y desechos orgánicos de la cocina así como la adición de ceniza (Downie et al. 2011).

Las chinampas del Valle de México se encuentran dentro de este tipo de suelo y fueron unas de las zonas con mayor producción durante el imperio Azteca. Éstas tienen un horizonte terrico por lo que son consideradas antroposoles terricos y en la actualidad sufren problemas de salinidad (WRB 2014).

Fertilidad, Materia Orgánica del Suelo (MOS) y el Ciclo del carbono

La fertilidad o calidad de un suelo se define como su capacidad para soportar y nutrir a los cultivos, participar en los ciclos biogeoquímicos, en la captura y almacenamiento de agua y carbono, la limpieza del aire y agua, soporte de los bosques y ecosistemas nativos, brindar espacios recreativos y bellos para el desarrollo humano (USDA 1999).

Se han establecido diferentes parámetros que afectan la calidad del suelo. Entre estos están el pH, conductividad eléctrica (CE), capacidad de intercambio catiónico (CIC), contenido de materia orgánica, humedad relativa, nivel de compactación, grado de salinidad, actividad metabólica, entre otros (USDA 1999; SEMARNAT 2002). Entre los parámetros que más se han afectado por el tipo de agricultura que se implementó después de la revolución verde es el contenido de MOS (Evenson & Gollin 2003) que tiene una relación muy estrecha con la fertilidad de los suelos (Mader 2002). Por ejemplo en un estudio realizado a lo largo de 30 años en donde se evaluó el rendimiento de dos sistemas agrícolas. Uno tenía un método “mejorado” en el cual había una constante adición de residuos orgánicos al suelo mientras que en el otro sistema sólo se realizaban fertilizaciones químicas se observó un rendimiento mucho mayor (cercano a un 300 %) del productor con el método mejorado en el cultivo de maíz. (Lal 2010).

La materia orgánica del suelo, MOS o SOM por sus siglas en inglés, es definida como la fracción del suelo con un alto contenido de carbono (Payán 2010) que está formada por la incorporación de residuos de origen vegetal, animal o microbiano que se presentan en diferentes grados de descomposición. Los procesos de transformación de la MOS se ejemplifican en la Figura 6.

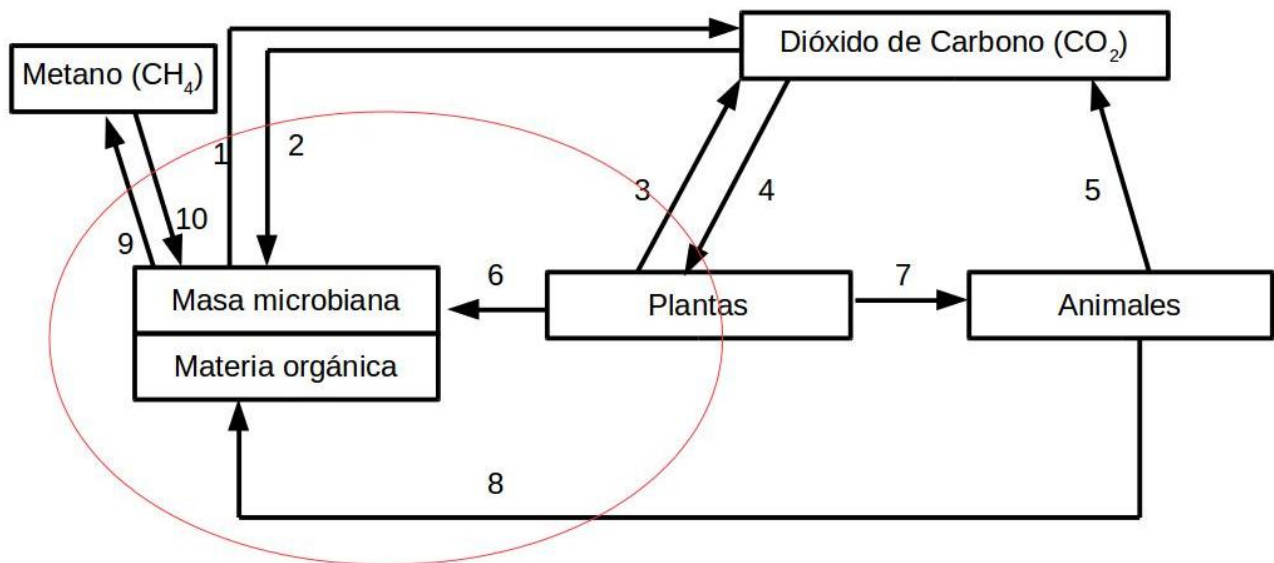


Figura 6. El suelo en el ciclo del Carbono. Se ejemplifican los principales factores que participan en el ciclo del carbono en el suelo. 1) Descomposición; 2) Fijación bacteriana; 3) Respiración vegetal; 4) Fotosíntesis; 5) Respiración animal; 6) Muerte vegetal y exudación; 7) Consumo por animales; 8) Muerte animal y excretas; 9) Metano-génesis; 10) Fijación del metano. El círculo en rojo indica las partes del ciclo que ocurren en el suelo. Imagen modificada de (Gougoulias et al. 2014).

El papel de la MOS en la fertilidad ha sido un tema de debate desde el inicio de la agricultura (Feller et al. 2012). Se ha reportado en diferentes trabajos que un aumento en los niveles de MOS, en suelos con un bajo contenido, tiene una relación positiva con el rendimiento de los cultivos y la salud vegetal (Lal 2010). Los mecanismos por lo que ocurre no se han dilucidado del todo. Se propone que la MOS participa en la regulación y flujo de diferentes nutrientes necesarios para el desarrollo vegetal, ayuda a mejorar las condiciones de humedad en el suelo y a la formación de agregados con mayor estabilidad lo que evita que el suelo se compacte y proporciona cohesión lo que disminuye la erosión pluvial y por el viento (Tiessen et al. 1994; Payán 2010). La MOS también es sustrato para el crecimiento de microorganismos que participan en su degradación y que residen en ella. La relación que existe entre estos microorganismos del suelo y la salud vegetal se retoma en un capítulo

posterior pero cabe mencionar que existen relaciones simbióticas favorables entre las raíces de las plantas y ciertos microorganismos así como el uso de sustancias derivadas del metabolismo microbiano por las especies vegetales como son citocinas y auxinas, productos derivados de la señalización entre bacterias como el N-acil-L- homoserina lactona o el ácido indol acético (Feller et al. 2012).

Es importante mencionar que las transformaciones a las que está sujeta la MOS emiten gases de efecto invernadero. Esta emisión se ve compensada por la producción primaria neta (NPP; por sus siglas en inglés) que es regida por la actividad fotosintética de la especies vegetales y microbianas de los ecosistemas (Gougoulas et al. 2014; Melillo et al. 1993). Este es el mecanismo por el cual el C que se encuentra como CO₂ pasa a formar parte de las estructuras celulares de las plantas y bacterias fototróficas.

Se estima que la emisión de CO₂ aumente en los próximos años debido a las actividades antropogénicas (Le Quéré et al. 2015). Parte de este aumento en la emisión va a ocurrir debido a cambios en el uso de suelo que están relacionados con procesos de deforestación y cambios de uso de suelo donde previamente había vegetación primaria para actividades humanas (Reichstein et al. 2013).

En la Figura 7 se ejemplifican los flujos actuales de CO₂ y el aumento que se espera para los próximos años. Las tierras de cultivo y los pastizales desempeñan un papel importante ya que representan casi la mitad (~ 50 %) del suelo a escala mundial (Foley et al. 2005) y están sujetos a cambios en el contenido de la MOS en relación con las prácticas humanas (Tilman 1998). Además, se espera que debido a la creciente población, más superficie será usada para actividades agrícolas en los próximos años (Lal 2010).

Considerar estos parámetros dentro del monitoreo de ecosistemas y unidades de producción agrícola es de suma importancia para entender y evaluar la calidad del suelo. Esto destaca la necesidad de desarrollo de estrategias a aplicar en su conservación y regeneración. Y en el caso de las unidades agrícolas hay que evaluar qué prácticas permiten una mayor incorporación de carbono al suelo aumentando el rendimiento, esto con la finalidad de mitigar y combatir el cambio climático, generando una mayor producción de alimentos y evitando la futura destrucción de ecosistemas con fines agrícolas.

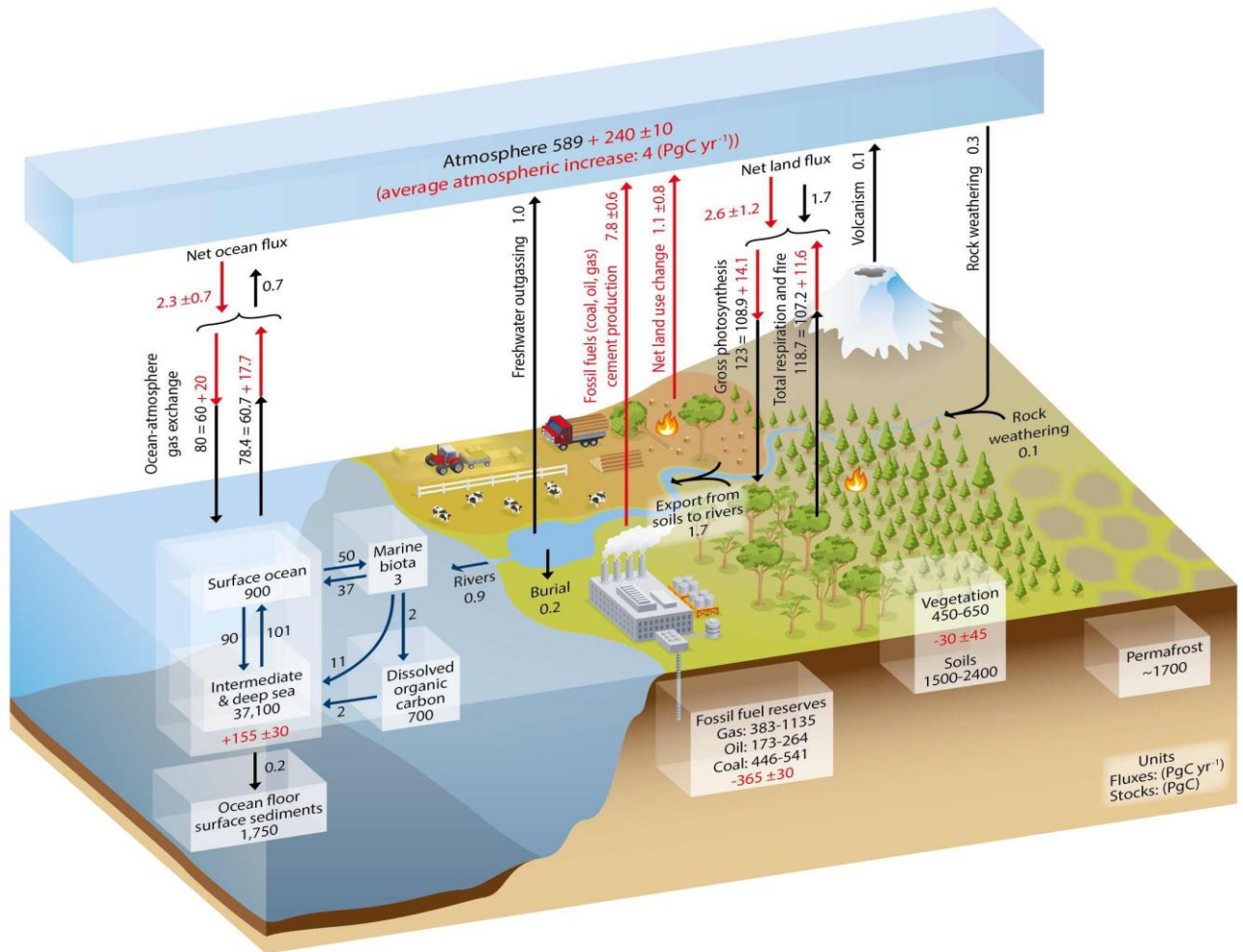


Figura 7. El Ciclo del carbono. Se ejemplifican, en diferentes categorías, los reservorios y flujos de CO_2 que están ocurriendo en la actualidad (flechas y cifras negras) y en rojo se muestran los cambios que se espera ocurran en los próximos años. Imagen tomada de (Reichstein et al. 2013).

Transformaciones de la MOS y Saturación de Carbono

La materia orgánica del suelo se encuentra sujeta a una serie de transformaciones mediadas en gran medida por factores abióticos: como la presión atmosférica, cambios de temperatura, exposición al sol, agua, oxidación, asociación con minerales; y factores bióticos como: la presencia de meso y microbiota que participa en la descomposición de los residuos vegetales y en su estabilización en diferentes agregados (Figura 8) (Gougoulias et al. 2014).

Los residuos vegetales, animales y bacterianos recién incorporados al suelo y que no han concluido su descomposición se conocen como Fracción ligera (LF; por sus siglas en inglés) (Payán 2010). Esta fracción se encuentra formada principalmente por residuos de origen vegetal que son depositados en la superficie del suelo. La LF también es conocida como la fracción “no protegida” de la materia orgánica. Se le denomina así ya que esta es muy lábil y tiene tiempos de decaimiento mucho menores a las otras fracciones de la MOS (Six et al. 2002).

Otra de las fracciones de la materia orgánica se denomina “Físicamente protegida”. Esto refiere, a que debido a los cambios que sufrió, se encuentra en un grado de estabilización mayor que la LF (Stewart et al. 2007). La protección física ocurre de dos formas: la primera es bajo la formación de microagregados y la segunda bajo la asociación con partículas de limo y arcilla (Six et al. 2002). Esta asociación de la MOS con las partículas de limo y arcilla ha sido evaluada en diferentes trabajos en donde se reporta que a un mayor contenido de arcilla y limo en suelo corresponde una mayor capacidad para incorporar y estabilizar materia orgánica (Six & Paustian 2014; Stewart et al. 2007).

Por último, está la fracción de la MOS que se encuentra “Protegida bioquímicamente”. Esta fracción corresponde a sustancias de origen biológico que presentan un grado alto de recalcitrancia (Six et al., 2002). Esto ocurre por la presencia de compuestos fenólicos y con menor accesibilidad provenientes del metabolismo microbiano o de los residuos vegetales que resisten a la degradación tanto de los factores bióticos como abióticos (Payán 2010).

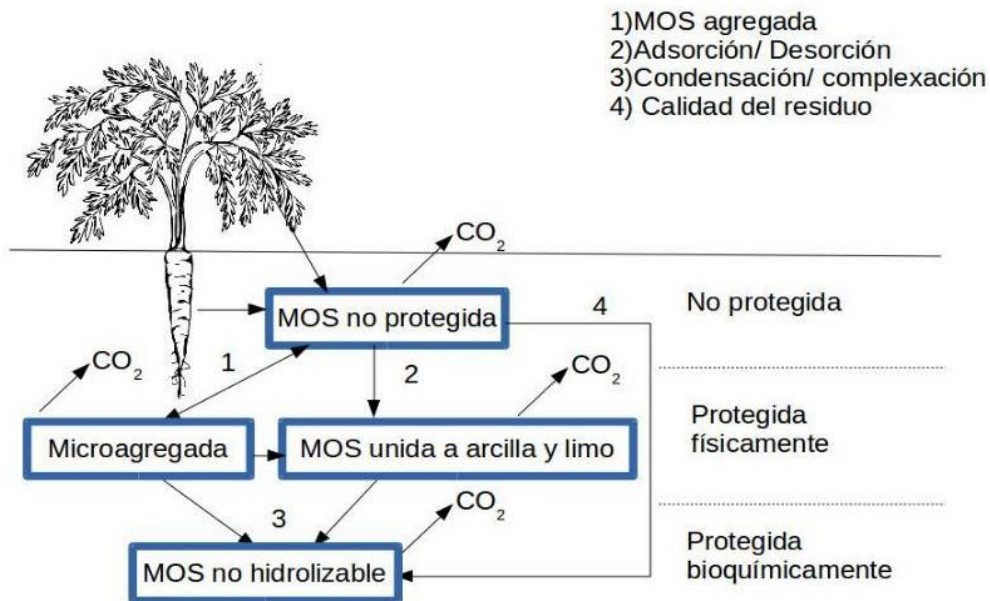


Figura 8. La materia orgánica en el suelo (MOS). En el esquema se ejemplifica las principales transformaciones que ocurren con los residuos orgánicos que se incorporan al suelo y los diferentes estados en los que se encuentra la MOS. Imagen modificada de (Six et al. 2002).

Durante muchos años se desarrollaron modelos para predecir las transformaciones de la MOS basados en una cinética de primer orden, en donde no existía un límite en los niveles de carbono que los suelos almacenaban (Six et al. 2002). Esto es cierto en suelos con muy bajo contenido de MOS (<5 %) pero al parecer en suelos donde hay un alto contenido de MOS (>20 %) no hay un cambio en los niveles de materia orgánica al aumentar la cantidad de residuos orgánicos incorporados (Ellert & Bettany 1995). Esto llevó a suponer un límite en la cantidad de carbono que los suelos pueden almacenar al que se le conoce como "Limite de Saturación de carbono" (Stewart et al. 2007). En la Figura 9 se ejemplifica teóricamente las diferentes fracciones de la MOS y el nivel de Saturación.

Las transformaciones de la MOS y la capacidad de cada suelo para almacenar carbono va a variar dependiendo del contenido de mineral, pH, tipo de vegetación, humedad, tipo de roca madre, así como de los factores climáticos a los que se encuentra expuesto

(posición geográfica, humedad, precipitación). Otros de los factores que determinan la capacidad de un suelo para almacenar carbono son: el contenido de limo y arcilla (Stewart et al., 2007), la constante incorporación de material orgánico fresco (FOM; por sus siglas en inglés), la composición de los residuos orgánicos (contenido de compuestos recalcitrantes como ligninas), la composición de la meso y microbiota del suelo (Kong et al. 2005). En el caso de los sistemas agrícolas se contemplan las prácticas que realiza el agricultor como la constante fertilización química, arado frecuente y la remoción de residuos de origen vegetal.

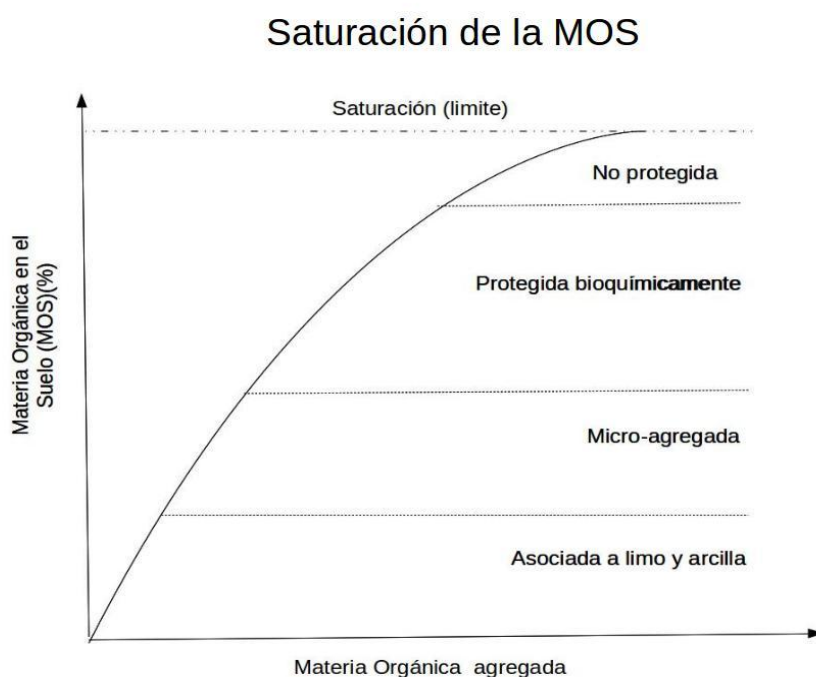


Figura 9. Saturación de la MOS. Relación a la cantidad de residuos orgánicos que son incorporados al suelo y la MOS. Imagen modificada de (Six et al. 2002).

Un último factor que va a influir en la capacidad del suelo para el almacenamiento de carbono es la vegetación que resida sobre este y el tipo de manejo (Ingram & Fernandes 2001; Stockman et al. 2013; Payán et al. 2007). Se ha observado en estudios de sistemas forestales con diferente longevidad que mientras mayor es la edad de los bosques mayor contenido de carbono en suelo, mientras que para sistemas agrícolas, no vieron un aumento

en los niveles de la MOS relacionado al tiempo (Insam & Domsch 1988). Otro ejemplo de esto es el manejo de praderas en donde la fertilización con fosfato (P) ocasionó un aumento superior en los niveles de la MOS a los observados en pastizales nativos, aunque hubo una acidificación del suelo (Ridley et al. 1990). Otro ejemplo de como las prácticas agrícolas generan una diferencia en los niveles de la MOS fue estudiado en sistemas agrícolas con arado y sin arado, encontrando una mayor capacidad para almacenar carbono en el suelo en los sistemas que no practican arado, así como una incorporación más eficiente de estos al suelo (Stewart et al. 2007; Baker et al. 2007).

Estos estudios muestran la compleja relación que existe entre la MOS, los diferentes nutrientes que se encuentran en el suelo, la diversidad biológica y el manejo agrícola. En la Figura 10 se ejemplifican, teóricamente, dos tipos de manejo agrícola en donde difiere la tasa de incorporación de C a la MOS y el límite de Saturación (Ingram & Fernandes 2001).

La investigación en los cambios en el contenido de la MOS en relación con las prácticas de manejo se ha hecho antes. Ellert estudió un Lluvisol Gris Órtico y encontró que los cambios del bosque nativo a la tierra cultivada causaron una disminución del 15 % en el contenido de MOS a lo largo de un período de 80 años (Ellert & Bettany 1995). En un estudio en 2015 se reportó que la transición de Bosque nativo a tierra de cultivo causó un cambio de 61,5 g / kg a 15,3 g / kg en C en el suelo superior (0-30 cm) respectivamente (Raiesi & Behesthi 2015). Al estudiar los cambios en la calidad de la manzana y las propiedades del suelo en el Loess Plateau, se encontró que diferentes prácticas de acolchado modifican el contenido de MOS en un rango de 8,9 g / kg a 12 g / kg, dependiendo del tipo de cobertura utilizado en un estudio de cinco años (Chen et al. 2014). Los suelos de los bosques comparados con los suelos agrícolas pueden almacenar más carbono en un rango de 50 años (Insam & Domsch 1988). Un ejemplo de prácticas de manejo que permitieron almacenar C en el suelo y mejorar la producción de pastos fue reportado por Warren mostrando un aumento en el stock de C en un período de diez años aumentando la densidad de ganado en sistemas pastoreados con largos períodos de reposo rotatorio (Warren et al. 1986; de Faccio et al. 2010); los agroecosistemas (caracterizada por el uso de especies fijadoras de N y los aportes de C al suelo) mejoran las reservas de C en comparación con las técnicas convencionales (Kong et al. 2005). Un extraño ejemplo de prácticas humanas que

ocasionaron un aumento inusual en el stock de C son las “Terra pretas” que se encuentran en la cuenca de la selva amazónica donde normalmente se presentan bajos niveles de MOS. Estos suelos, a diferencia de otras zonas del amazonas presentan un alto contenido de C, debido principalmente a factores antropogénicos relacionados con el uso de carbón negro (una forma muy recalcitrante de C, producto de una combustión incompleta) (Downie et al. 2011).

La evidencia demuestra que los suelos con un alto nivel de MOS tienden a alcanzar un nivel de saturación en el almacenamiento de C. En algún punto, incluso con altas entradas de C no se observa un aumento del mismo en el suelo, lo que muestra una capacidad limitada de los suelos para almacenarlo (Six et al., 2002). Paustian et al. 1997, revisan la evidencia para la saturación de C y encontraron que al llegar a cierto nivel (que depende de los factores físicos, químicos y biológicos de cada suelo) no se logra observar ningún cambio en la mayoría de los grupos de C. Otro estudio realizado en 2010 en Canadá, donde se evalúan diferentes aportes de C y la fertilización nitrogenada en presencia o ausencia de prácticas de labranza no encontró ningún cambio en las pozas de C en los diferentes tratamientos que intentaron incluso con aplicaciones de C muy altas. No obstante, es importante mencionar que incluso cuando se alcanza un punto de saturación en la mayoría de las piscinas, continúa la construcción de contenido de C en los reservorios más lábiles, principalmente la LF dentro de macroagregados y microagregados (Chung et al. 2010).

Lo anterior es importante en las prácticas de mitigación de C, pero también en la fertilidad, ya que se cree que las pozas más lábiles pueden funcionar como un reservorio de nutrientes para las plantas y las poblaciones microbianas. Se cree que la LF es más accesible a corto plazo y para fines agrícolas liberando nutrientes para los cultivos. Encontrar los insumos y la calidad óptima de C para obtener un aumento en los reservorios de C y al mismo tiempo mejorar los rendimientos agrícolas es de gran interés porque reducirá los costos económicos, las emisiones de CO₂ y mejorará la nutrición de las plantas.

Diferencias de MOS en dos manejos agrícola

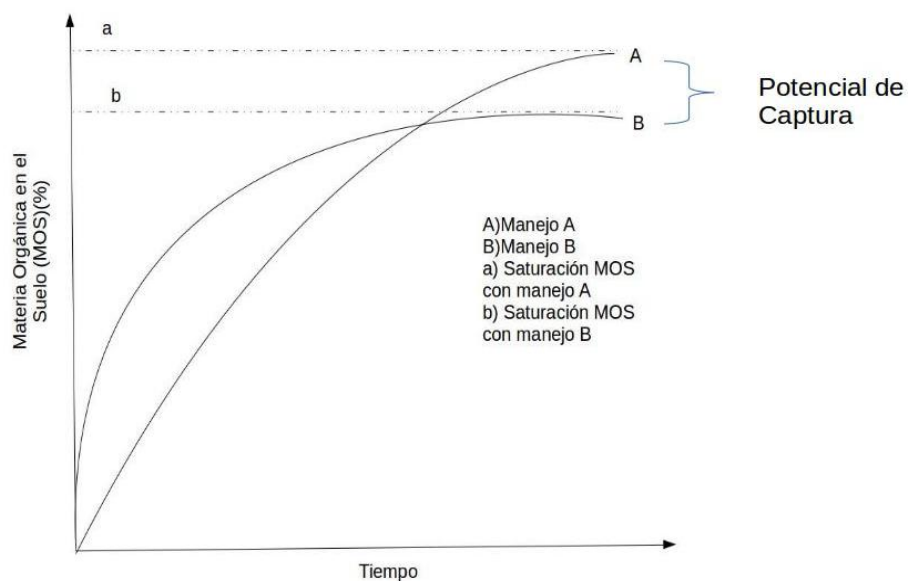


Figura 10. Niveles de Saturación de Carbono del suelo en los ecosistemas. (Ingram & Fernandes 2001).

Entender las transformaciones y los mecanismos por los cuales la MOS se estabiliza y ayuda a mejorar la salud de los cultivos y de las especies vegetales en los ecosistemas es de suma importancia para desarrollar estrategias y prácticas agrícolas y de conservación que lleven a un mayor depósito de carbono en el suelo.

Métodos Agroecológicos y Buenas Prácticas Agrícolas

Debido a los avances en las ciencias agrícolas a mediados del siglo XX se dio un aumento exponencial en la producción de alimentos, a este fenómeno se le conoce como “Revolución Verde”. Durante este período se incrementó el desarrollo y aplicación de fertilizantes, herbicidas y plaguicidas de síntesis química, así como semillas mejoradas que ofrecían un mayor rendimiento (Evenson & Gollin 2003). Esto sumado al desarrollo de maquinaria agrícola que permitió la mecanización y el aumento en el número de hectáreas sembradas a nivel global, sustituyendo el trabajo que previamente se realizaba con animales y mano de obra, lo que llevó a un aumento en el rendimiento agrícola y la superficie dedicada a la agricultura. Hoy en día se evalúa el impacto de la revolución verde sobre diferentes ecosistemas. Entre las consecuencias más notorias de este tipo de técnicas esta la pérdida de la MOS (Tilman 1998) y la fertilidad, un mayor consumo de agua y los efectos ambientales (contaminación), mostrando paulatinamente una disminución en los rendimientos desde las primeras etapas hasta nuestros días (Evenson & Gollin 2003). También la agricultura orgánica, que se caracteriza por no utilizar fertilizantes de síntesis química, ha demostrado tener rendimientos menores que los métodos convencionales en muchos de los cultivos estudiados, mostrando la necesidad de encontrar nuevas estrategias para aumentar la producción de alimentos (Seufert et al. 2012).

Tiempo después del desarrollo de la revolución verde, que permitía bajo la compra de insumos un aumento considerable en la producción nace la Agroecología, que según (Altieri 1989):

“La agroecología fue concebida como concepto y nueva forma de estudiar, diagnosticar y proponer manejos agrícolas alternativos más sustentables.”

Esta disciplina busca aumentar el rendimiento y abordar la labor agrícola desde el aprovechamiento de los recursos naturales de forma local, la captura y almacenamiento de agua y carbono, uso de las especies locales, reciclaje de nutrientes, el desarrollo de sistemas agrícolas resilientes (capaces de soportar perturbaciones climáticas y antropogénicas), la

implementación de métodos de producción diversificados, el uso de tecnología apropiada al contexto cultural y regional, y la incorporación de las unidades de producción a los ecosistemas (Altieri 1989; Ferguson & Lovell 2014).

En esta línea de pensamiento se desarrollaron una serie de métodos y técnicas que permiten tener un manejo agrícola sin basar la producción en el uso de fertilizantes químicos. Uno de estos ejemplos es “El método de Cultivo Biointensivo” propuesto por John Jeavons, en donde se retoman técnicas tradicionales como el bancal profundo y se busca el desarrollo de sistemas agrícolas basados en la alimentación humana y la fertilidad del suelo, disminuyendo de manera significativa el terreno empleado para estas actividades. Éste considera la incorporación del ciclo del C al proceso agrícola por medio del compostaje y de la siembra de especies productoras de biomasa (Jeavons 1974). Otro manejo que se implementa en el desarrollo de sistemas agroecológicos es la asociación de árboles frutales y/o nativos a las zonas de cultivo. Este tipo de técnicas en donde se combina la siembra de especies forestales con fines alimenticios se conoce como agroforestería (Paustian et al. 2016).

Para el manejo del ganado en praderas Savory propuso lo que él llama “Manejo Holístico de Ganado” y que en otras partes del mundo se ha conocido como “manejo Inteligente de Ganado” o “manejo planificado de ganado”. Estas técnicas aumentan la densidad de vacas, borregos y/o cabras y consideran el tiempo de recuperación de los pastizales para evitar un sobre pastoreo y aumentar la producción agrícola. Este método se basa en potreros donde los animales estén obligados a permanecer juntos y se mantienen en constante movimiento (Savory 1983). Con este tipo de práctica se ha visto un aumento en los niveles de materia orgánica, debido a la incorporación de residuos vegetales provenientes del pisoteo de la vegetación por los animales y el estiércol y orina que promueven su descomposición e incorporación al suelo. Este tipo de prácticas busca utilizar un ciclo que ocurre de manera natural y que hoy en día se encuentra muy deteriorado (debido a la desaparición de los grandes rebaños de rumiantes y sus depredadores) para el incremento de la producción de alimento y la incorporación de carbono al suelo.

Otra de las técnicas que considera la situación regional y tiene un impacto sobre el ciclo hídrico fue desarrollada por Yeoman’s y se le conoce como diseño en línea clave

(*Keyline*; por su nombre en inglés). Este diseño es utilizado en terrenos con pendientes. Se basa en un análisis topográfico y de composición física del terreno en el que se determina la línea de la pendiente que va a dirigir el flujo de agua hacia las zonas con menos humedad (lo que se conoce como línea clave) y la cual es utilizada para orientar los surcos o filas de árboles (Yeomans 1954). Esta técnica considera, dependiendo del porcentaje de infiltración del terreno, la construcción de canales de infiltración y represas que permitan aumentar el contenido de humedad en suelo y almacenar agua para el riego de los cultivos haciendo un uso eficiente de los recursos naturales.

Lal propone una serie de acciones a las que se nombrara: “Buenas Prácticas Agrícolas” divididas en tres grandes conceptos: manejo del agua, manejo del Carbono y manejo de Nutrientes (Lal 2010). Él propone el uso eficiente de los recursos naturales como una de las principales estrategias para aumentar la producción agrícola, así como la regeneración del suelo para generar unidades de producción más resilientes y que requieran de una menor cantidad de insumos. En la Figura 11 se muestran las acciones a desarrollar en cada uno de los rubros (agua, carbón y nutrientes). Entre las acciones que se proponen para el desarrollo de los sistemas agrícolas se encuentra la aplicación de dosis de fertilización precisas, el aumento en los reservorios de nutrientes en el suelo, la captura y uso eficiente del agua (este puede ser por métodos de canales de infiltración o sistemas de riego por goteo), el acoplar los ciclos agrícolas a los ciclos biogeoquímicos, aumentar el contenido de carbono en el suelo por medio del uso de enmiendas y fertilizantes de origen orgánico, el uso de fertilizaciones biológicas (biofertilizaciones) para aumentar la disponibilidad de nutrientes para las plantas, la siembra de cultivos de cobertura y especies leguminosas, entre otras acciones (Lal 2010).

Buenas Prácticas Agrícolas

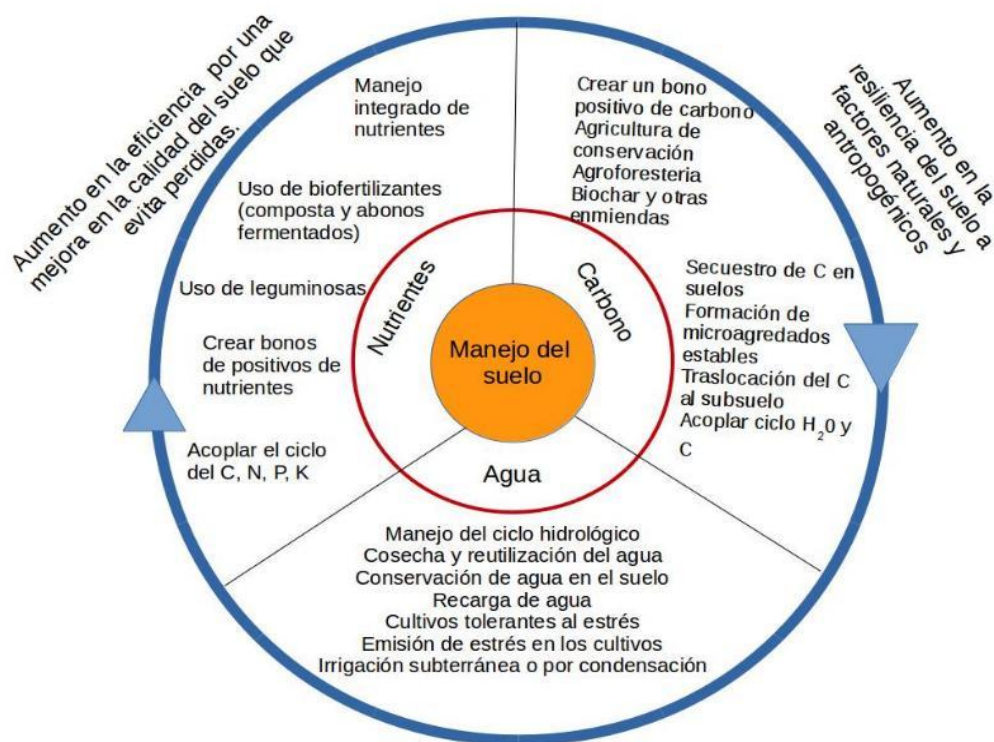


Figura 11. Buenas Prácticas Agrícolas. (Imagen modificada de Lal 2010).

Es importante mencionar que aunque muchos de los sistemas de producción orgánica y agroecológica presentan un menor rendimiento (20 % aproximadamente) que los sistemas agrícolas convencionales, este tipo de manejo disminuye en gran medida los costos que implican: la compra de fertilizantes, herbicidas y plaguicidas de origen químico, y el uso de maquinaria pesada. La disminución en la producción por hectárea se ve compensada por la disminución en los costos lo que puede representar una ventaja para los agricultores (Mader 2002).

El estudio de la diversidad microbiana del suelo

El estudio de la diversidad microbiana y el papel que juega en los procesos que ocurren en el suelo (crecimiento de las plantas, transformaciones de la MOS, ciclos de nutrientes, mantenimiento de los ecosistemas terrestres) ha sido abordado desde diferentes enfoques. Se ha resaltado su importancia como una estrategia que permite el monitoreo de

los ecosistemas por su sensibilidad temporal a las perturbaciones (Moscatelli. et al. 2005).

Debido a la gran diversidad de microorganismos y a que gran parte de estos no es posible aislarlos y cultivarlos en el laboratorio se han propuesto opciones que evalúan parámetros alternativos al conteo de células o al crecimiento en medios de Agar para su identificación. Entre estos enfoques destacan la medición de flujos y contenidos, tanto en laboratorio como *in situ*, y que ha sido ampliamente utilizada para describir la actividad metabólica de las comunidades de microorganismos en el suelo (Insam 2001).

El contenido de carbono de los suelos, la fracción que pertenece a la microbiota (C_{micro}) y los cambios en las fracciones de la MOS han sido monitoreados en diferentes estudios y utilizados en un gran número de modelos para evaluar el impacto de ciertas prácticas sobre la fertilidad del suelo y las transformaciones de la MOS (Stewart et al. 2007). El C_{micro} es una medida que expresa la biomasa total de la comunidad bacteriana y aunque es un indicador importante de las poblaciones microbianas en el suelo no es suficiente para evaluar todos los aspectos funcionales de éstas (Anderson 2003). Otro de los parámetros que se utilizan para estudiar la diversidad microbiana desde esta visión eco-fisiológica es el cociente metabólico ($q\text{CO}_2$) que mide el CO_2 producido por los microorganismos ($g(\text{C-CO}_2)/(g(C_{\text{micro}})*h)$) (Insam 2001).

De acuerdo con la teoría propuesta por Odum en 1969 la sucesión de microorganismos dentro de un ecosistema se comporta de manera similar a la sucesión biológica en plantas, en donde a una mayor longevidad del ecosistema se espera un uso más eficiente de los recursos. Esto en la sucesión en plantas lleva a una mayor producción primaria neta y una menor respiración conforme el ecosistema evoluciona y aumenta su diversidad. En el caso de los microorganismos se cree que el aumento en la diversidad de las especies lleva a un uso más eficiente de las fuentes de carbono (que se ve reflejado en el $q\text{CO}_2$ y en el contenido C_{micro}) (Odum 1969) y, por lo tanto, a una menor emisión en relación a la Biomasa microbiana. Los mecanismos por los que ocurren estos fenómenos no se entienden del todo pero se propone que existe una relación importante entre una mayor diversidad de las especies y la estabilización del ecosistema por medio de las interacciones entre las diferentes comunidades (Odum & Barrett, 1971). Los mecanismos de sucesión de microorganismos en los ecosistemas han sido estudiados por algunos grupos de

investigación así como la relación entre ciertos nutrientes y el aumento en la biomasa microbiana encontrando una relación importante entre la disponibilidad de C, N y potasio (K) con un aumento en la biomasa microbiana en diferentes ecosistemas (llanura, selva, tundra, etc.) (Hartman & Richardson 2013).

Otro enfoque para el estudio de la composición y papel de las comunidades bacterianas ha sido la prueba de Biolog Plates que mide la capacidad de la microbiota para oxidar diferentes compuestos. Esta prueba llega a evaluar hasta 95 substratos y permite medir la intensidad con la que son oxidados (Stefanowicz 2006). El resultado final es un perfil metabólico que permite conocer la diversidad funcional de los microorganismos de un suelo. Ha sido empleada en diferentes estudios que evalúan las comunidades bacterianas en diferentes sitios agrícolas o bajo diferentes tratamientos (Nair & Ngouajio 2012; Bending et al., 2002; Pérez-Piqueres et al. 2006). Mostrando diferencia en las comunidades en respuestas a los tipos de manejo a los que son sometidos los suelos.

Gracias al avance en la biología molecular en las últimas décadas es posible, por medio de estrategias de secuenciación, identificar a los grupos funcionales de microorganismos (Sindhu et al. 2014). Este tipo de herramientas permiten una identificación precisa de las comunidades bacterianas a un bajo costo (Niemi et al. 2001; Kumari et al. 2009; Cahyani et al. 2003) y abre la posibilidad de seguir los cambios que ocurren dentro de estas poblaciones en respuesta a la modificación de los ecosistemas. En un estudio en 2012 evaluaron la diversidad de especies microbianas en diferentes ecosistemas y encontraron que los ecosistemas desérticos son los que cuentan con una menor diversidad funcional y los bosques templados son los que presentan una mayor diversidad funcional (Fierer et al. 2012). En otro estudio evaluaron los suelos de diferentes humedales en los Estados Unidos para determinar qué factores son los que ejercían una mayor influencia sobre las comunidades bacterianas y determinaron que el pH y factores antrópicos (presencia de tierras agrícolas, industriales o ciudades) eran de los factores con mayor impacto para las comunidades microbianas (Hartman et al. 2008). En el sector agrícola este tipo de técnicas se ha empleado para evaluar el efecto de diferentes tratamientos de fertilización sobre las comunidades microbianas (Chen et al. 2014). Inclusive se han propuestos ciertos rangos de sensibilidad que presentan los grupos de microorganismos y se

ha propuestos su uso como un indicador de las perturbaciones a las que está siendo sujeto el ecosistema (Anderson 2003). En la Cuadro 5 se presentan los grupos taxonómicos/funcionales organizados por su grado de sensibilidad.

Cuadro 5. Sensibilidad de microorganismos a perturbaciones por función y/o género.

Nivel de Sensibilidad	Organismo / Función
Alta	Nitrificantes <i>Rhizobium</i> Actinomicetos Descomposición de la materia orgánica
Intermedia	Bacteria Producción y fijación de CO ₂ Hongos Desnitrificación Aminoficación
Baja	Fijación N ₂ <i>Azotobacter</i> Amonificadores Descomposición proteica

Cuadro modificado de (Anderson 2003).

Otra metodología utilizada para el estudio de las comunidades microbianas en el suelo ha sido el análisis del perfil de fosfolípidos en ácidos grasos (PLFA's por sus siglas en inglés). Esta técnica identifica diferentes compuestos por medio de una extracción e identificación de los ácidos grasos dentro del suelo (Frostegård et al. 1991). Reportes muestran una relación directa entre la cantidad de PLFA obtenida mediante las extracciones y la C_{microb} así como con grupos taxonómicos y funcionales (Bååth & Anderson Bertol). Esta técnica permite identificar de parámetros microbiológicos en el suelo así como una medición del tamaño total

de la comunidad. Por estas razones su uso ha sido ampliamente adoptado en diferentes laboratorios para analizar recuperación de suelos por contaminación de metales pesados, prácticas agrícolas, diferentes ecosistemas, tipos de suelo, etc. (Buyer & Sasser 2012).

Rutas metabólicas del suelo: la relación Carbono-Nitrógeno

El metabolismo microbiano y las rutas metabólicas que ocurren en el suelo son fundamentales para entender el ciclo del carbono a nivel global. El C en su forma orgánica es el bloque con el cual están construidas, gran parte de las biomoléculas dentro y fuera de las células y es el sustrato del cual se obtiene la energía, en forma de ATP, para llevar a cabo todas estas transformaciones bioquímicas que permiten la vida sobre la Tierra.

La descomposición de los residuos vegetales se cree ocurre en dos grandes pasos: El primero involucra la secreción de enzimas que des-polimerizan las estructuras vegetales a carbohidratos sencillos. El segundo paso involucra el transporte al interior de la célula y su utilización como fuentes de energía en procesos aerobios y anaerobios (durante esta etapa es que existe una liberación de CO₂ y formación de biomasa microbiana (Jenkinson et al. 1985). Se ha propuesto que la muerte de los microorganismos por la exposición a ciertos agentes tóxicos (radiación UV, calor) pueden llevar a un aumento en la emisión de CO₂ por la liberación de enzimas relacionadas al metabolismo que ocurre dentro de las células y que continúan su actividad inclusive después de que el organismo ha muerto. (Maire et al. 2013; Schimel 2013).

La relación entre el carbono y el nitrógeno del suelo es muy estrecha ya que gran parte del N que se encuentra en el suelo está unido a moléculas orgánicas por medio de enlaces con el carbono directamente (C-N). Esto difiere de manera significativa a otros nutrientes como el P y S que se asocian por medio de enlaces con grupos Ester (C-O-P y C-O-S); u otros micro-nutrientes que forman enlaces iónicos (Vitousek et al. 2012). Esta situación hace que el conjunto de reacciones biológicas a las que se encuentra sujeto el N presenten una mayor complejidad que las rutas que llevan a la asimilación de otros minerales como el P y S. Aunado a esto las propiedades químicas de las diferentes formas de N (N₂, nitritos, nitratos, N orgánico, etc.) hacen que el riesgo de pérdida de este nutriente sea mayor

a otros (Vitousek et al. 2012). En la Figura 12 se ejemplifican las diferentes transformaciones a las que se encuentra sujeto el N en el suelo. Se pueden observar las formas asimilables para las plantas así como las diferentes formas químicas y los factores externos que llevan a pérdidas de este nutriente (Robertson & Groffman 2015).

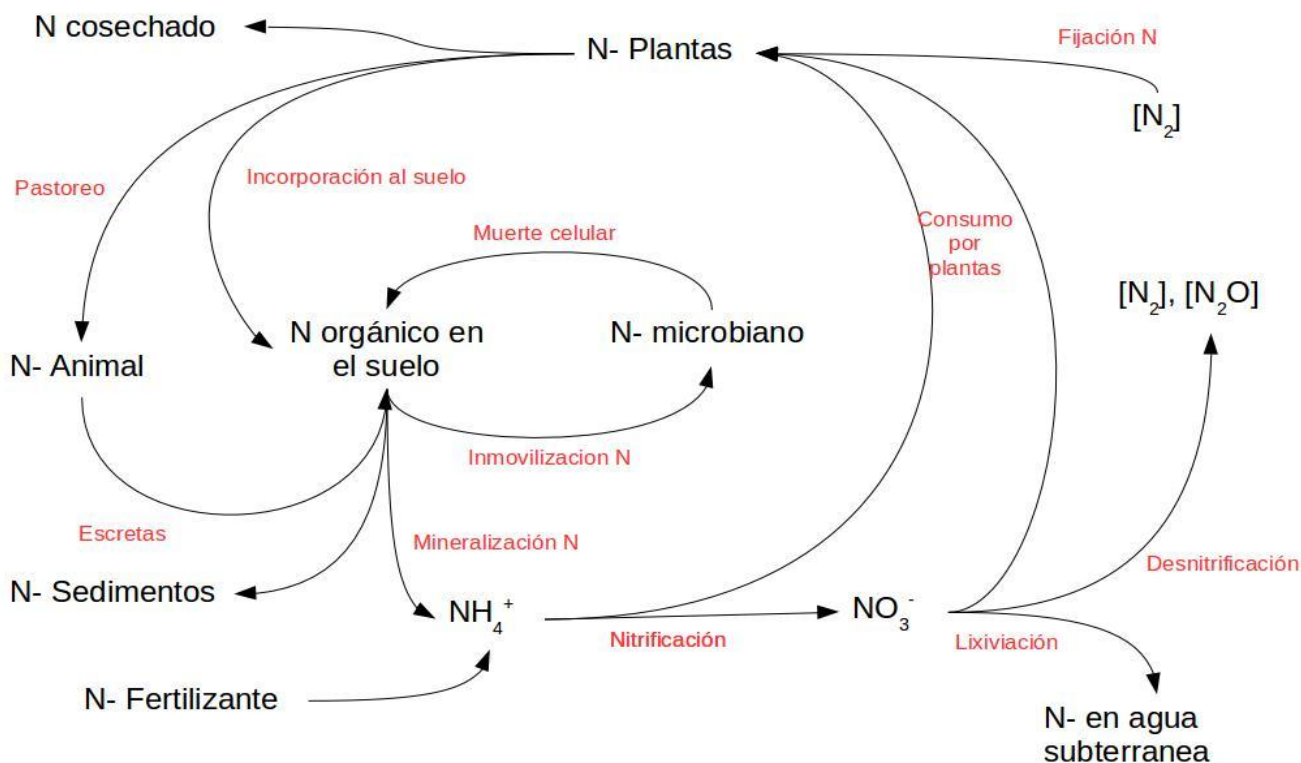


Figura 12. Ciclo del Nitrógeno. En negro se presentan las diferentes formas químicas del nitrógeno En rojo se presenta el nombre de cada proceso de transformación al que este está sujeto y entre corchete son las formas volátiles del N. Imagen simplificada de (Robertson & Groffman 2015).

Uno de los fenómenos biológicos más estudiados y de mayor importancia para la vida es la simbiosis entre un grupo de bacterias y plantas el cual permite la fijación del N atmosférico (N_2). Al grupo de plantas se le conoce como leguminosas y juegan un papel importantísimo en los ecosistemas naturales y agroecosistemas aportando N al suelo por medio de un grupo de bacterias llamados *Rhizobium* que en simbiosis con la raíz de la planta son capaces de transformar el nitrógeno gaseoso (Figura 12) (Atkins, C. A., 1984). Se cree

que la relación que existe entre los microorganismos que participan en el metabolismo del N va a influir de manera significativa en que se presente un aumento en el nitrógeno disponible para las plantas en los ecosistemas y los cultivos dentro de las unidades de producción teniendo impactos positivos sobre la fertilidad del suelo y la producción agrícola (Robertson & Groffman 2015). Por esta razón el uso de especies de leguminosas que se encuentran asociados a un género de bacterias conocidas como *Rhizobium* y que tienen un impacto en el N disponible que se encuentra en el suelo se han empleado en una gran cantidad de métodos agroecológicos para mejorar la producción sin la necesidad de la adición de fertilizantes químicos (Rhijn & Vanderleyden 1995).

Se ha propuesto que una de las principales limitantes en el crecimiento vegetal es la accesibilidad al N (Vitousek 2012). El uso del N por los microorganismos y su almacenamiento en moléculas orgánicas puede ocasionar la inmovilización de nutrientes y por lo tanto una deficiencia de N en el cultivo. Esta inmovilización de nutrientes genera debate aún en la comunidad científica ya que existen dos grandes posturas: 1) los microorganismos compiten con las plantas por los nutrientes por lo que esto afecta negativamente el desarrollo del cultivo; 2) esta inmovilización es temporal y puede ser aprovechada como un reservorio de nutrientes (Thuille et al., 2015).

El efecto priming

Otro fenómeno relacionado a la microbiota del suelo es el “Priming”. Este se presenta cuando al incorporar residuos orgánicos poco degradados se presenta una mineralización de la MOS acelerada (Fontaine et al. 2003). El papel de los residuos orgánicos y el efecto de priming han sido evaluados por diferentes autores bajo diferentes tipos de enmiendas. Un factor que se ha visto relacionado con este fenómeno es la frecuencia de incorporación de estos residuos que lleva a cambios en la composición microbiana del suelo y a diferentes grados de priming (Qiu et al. 2016). Otro factor que tiene un impacto sobre este efecto es la composición de los residuos (contenido de N y ligninas) así como la aplicación de fertilizaciones con urea o nitratos (Jenkinson et al. 1985).

En 2003 proponen que este fenómeno ocurre debido a la presencia de

microorganismos con estrategias metabólicas divergentes. El primer tipo microorganismos (r-microorganismos) tienen un rápido crecimiento cuando existen fuentes accesibles de carbono y el segundo tiene un crecimiento lento que depende en gran medida de fuentes de carbono más complejas (recalcitrantes) (Fontaine et al. 2003; Lehman & Kleber 2015). Se ha propuesto que estos microorganismos tienen diferentes estrategias de acceso a los residuos vegetales y que inclusive existen mecanismos de retroalimentación entre estas dos poblaciones (Chen et al. 2014; Moturi et al. 2015).

Relaciones entre plantas y microorganismos

Las relaciones que ocurren entre las raíces de las plantas y los microorganismos han sido descritas y estudiadas de forma muy amplia (Niemi 2001; Fernández et al. 2012). Inclusive a la zona de interacción de la raíz con el suelo y donde conviven estas especies se le conoce como Rizosfera (Jones et al., 2009). La presencia de ciertos microorganismos y las respuestas fisiológica de las plantas frente a la presencia de estos han sido evaluadas bajo distintos enfoques y se ha propuesto el uso de algunos de estos microorganismos para mejorar la producción, eliminar algunas enfermedades o proteger a los cultivos contra situaciones adversas (Barea et al. 1976). A este grupo de bacterias que participan promoviendo la salud vegetal se les conoce como bacterias promotoras del crecimiento en plantas (PPGB; por sus siglas en inglés) y se han propuesto dos mecanismos básicos de acción de esta relación (planta-microbio) que son: 1) la asociación con la raíz y 2) la colonización interna de otros tejidos de la planta (Compant, et al. 2010).

Vale la pena mencionar los trabajos que han relacionado la disponibilidad de fosfato en las raíces mediante su solubilización (Hinsinger 2001). Se ha mostrado que la presencia de un grupo de PPGB's lleva a la protección sistémica de las plantas contra patógenos al estimular el sistema inmune vegetal (igual que funciona una vacuna que activa el sistema inmune en humanos) y no tiene los efectos negativos del patógeno (Van Loon et al. 1998).

Entre estos organismos cabe mencionar el estudio de micorrizas y la protección que brinda a la falta de agua en caso de sequía. Se han planteado dos mecanismos por los cuales este tipo de microorganismos protege a las especies vegetales (Fritz et al. 2006;

Feng et al. 2002): el primero es evitar la pérdida de agua en la planta (esto ocurre por medio de señales que el hongo transmite a la planta para que conserve la mayor cantidad de agua; y el segundo es la protección contra la pérdida de agua y la posterior rehidratación que se cree ocurre por la acumulación de azúcares en la raíz y el tallo de la planta. La relación de este microorganismo ha sido evaluada en un gran número de especies tanto silvestres como con fines agrícolas (Fritz et al. 2006) y se están llevando a cabo el desarrollo de manuales para la difusión e incorporación de este tipo de microorganismos a los procesos de producción.

Estrategias para incorporar el suelo de los sistemas agrícolas al ciclo del carbono: Fertilización orgánica.

Existen diferentes formas de incorporar los residuos provenientes de los cultivos y de la vegetación que se encuentra en las unidades de producción- entre los que cabe destacar:

Residuos Vegetales directos

Una de las formas de incorporar carbono al suelo es bajo la adición de residuos vegetales directamente a las parcelas, ya sean provenientes de los mismos cultivos o de alguna poda o desmonte realizado. En este sentido es importante mencionar el acolchado o mulch (por su nombre en inglés), en donde se utilizan residuos de origen vegetales (hojas, ramas, troncos, raíces) para cubrir la superficie del suelo impidiendo que los rayos del sol golpeen de forma directa (Bussièrè & Cellier 1994). En un estudio en 2014 evalúan el efecto de diferentes acolchados (maíz, pasto, un film plástico y un control) sobre el tamaño de la manzana y la diversidad biológica del suelo; encontrando diferencias en el tamaño de las manzanas entre las diferentes fuentes de residuos vegetales usados, un recubrimiento plástico y el control (Chen et al. 2014). En otro estudio en 2010 evalúan diferentes tratamientos de fertilización orgánica con o sin la presencia de acolchado obteniendo rendimientos similares entre el tratamiento de fertilización química que usan como control y un tratamiento donde se aplica una mezcla de fertilizante orgánico sólido y líquido así como un acolchado de hojas (Lee 2010).

Evaluando la relación entre diferentes formas de manejo de praderas en Italia notaron que el efecto de la diversidad de residuos de pasto que eran incorporados al suelo en un pastizal generaba diferencia en algunos de los parámetros como fue el nivel de descomposición, la biomasa microbiana y el cociente metabólico entre el número de especies que usaban (Bardgett. & Shine 1999). En otro estudio realizado en Costa Rica en una finca de café evaluaron la incorporación de residuos orgánicos y su efecto sobre diferentes fracciones de la MOS vieron una disminución en todas las fracciones de la MOS que fueron evaluadas (Payán et al. 2007) En 2005 se evaluó el efecto de 10 regímenes de

manejo sobre la producción de biomasa y la dinámica de la MOS. Observando diferencias entre el nivel de residuos incorporados al suelo y el tipo de especies cultivadas en relación a las diferentes fracciones de la MOS (Kong et al. 2005).

Composta

Una de las formas más practicadas y estudiadas para incorporar residuos orgánicos ha sido el uso de composta.- Esta se conoce como el producto final de un proceso de descomposición que está caracterizado por una sucesión biológica y cambios en sus parámetros físicos y químicos (Bertoldi et al. 1983; Ingham 2005). En la Figura 13 se muestran varios cambios que ocurren durante este proceso. Puede observarse que hay un aumento en la temperatura ocasionado por la actividad microbiana que está descomponiendo los residuos orgánicos, así como cambios en el pH, el grado de descomposición y el tipo de microorganismos activos (Ryckeboer et al. 2003).

El uso de composta sobre el rendimiento y salud de los cultivos ha sido estudiado en trabajos previos. Es importante mencionar que la composta brinda un aporte de nutrientes a los cultivos y al mismo tiempo permite la incorporación de microorganismos (Hernández-Rodríguez et al. 2010) y compuestos orgánicos provenientes del metabolismo microbiano que estimulan el crecimiento de las plantas; como es el caso del ácido indol-acético. Esta técnica es usada para la incorporación de C y N al suelo y ha sido ampliamente incorporada a los sistemas de producción agroecológicos (Herrán et al. 2008).

El efecto de diferentes cantidades de composta incorporada en la Siembra de maíz fue evaluada en una granja orgánica en Hong Kong observando que adiciones de 50 toneladas por hectárea era en donde obtenían un mejor rendimiento (Wong et al. 1999). En otro estudio sobre dos manejos, de arado y no arado, se mostró que en los sistemas de no arado se podía igualar el rendimiento obtenido de los sistemas de arado con la incorporación de composta (Wang et al. 2016). El rendimiento del maíz bajo diferentes tratamientos de compostaje más la inoculación de microorganismos se ha estudiado viendo un efecto positivo en el uso de ciertas micorrizas y la altura y peso obtenido en maíz (Wu et al. 2005).

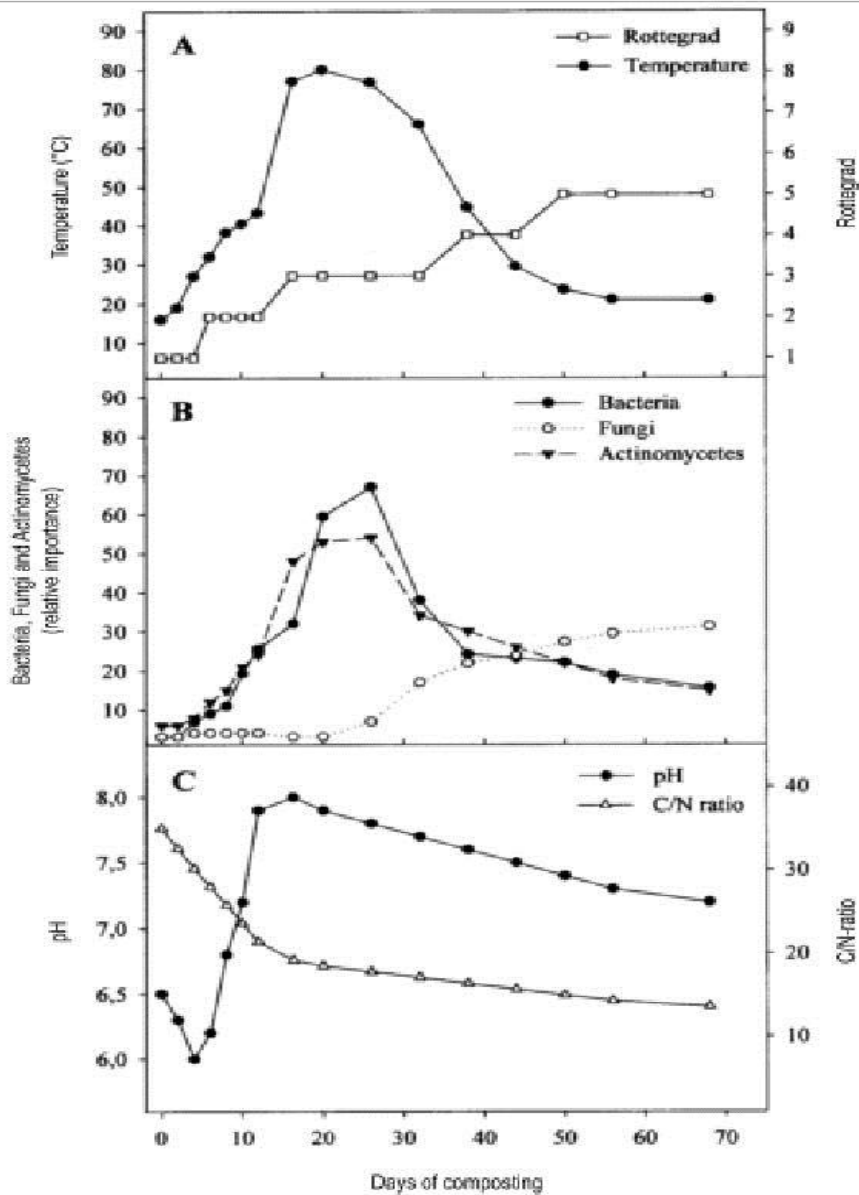


Figura 13. Cambios biológicos y fisicoquímicos durante el proceso de compostaje. La gráfica A) Muestra el grado de descomposición de los residuos y los cambios en la temperatura. B) Las sucesiones biológicas que ocurren dentro del proceso y los principales grupos de organismos que en ellas participan. C) La relación Carbono Nitrógeno y el pH. Imagen tomada de (Ryckeboer, J y et al., 2003).

El uso de composta para la recuperación de suelos ha sido estudiado de manera

amplia (Gómez-Sagasti et al. 2012; Bolan et al. 2014; Singh & Kalamdhad 2013) y aunque aún existe gran controversia sobre los efectos de esta en las propiedades de los metales pesados (Ingelmo et al. 2012) se propone su uso como una de las estrategias para remediar suelos que presenten este tipo de contaminación debido a los bajos costos que implica su aplicación (Vargas-García et al. 2012).

Fertilización Biológica o Biofertilización

El término de biofertilizante (o biofertilizer en inglés) ha sido usado para describir la incorporación de ciertos microorganismos a los procesos de fertilización orgánica (Javaid 2010). Los métodos de cultivo de estos microorganismos varían mucho, inclusive se considera que la composta tiene un efecto de biofertilizante, además de ser usada como vehículo y medio nutritivo para los microorganismos que se busca incorporar. Estas técnicas se han desarrollado ampliamente y van desde el uso de medios comerciales, hasta la preparación de medios de cultivo casero con elementos locales. Inclusive existen estudios donde evalúan por medio de técnicas moleculares identifican y aíslan un grupo de microorganismos con la capacidad para crecer y degradar suelos contaminados con hidrocarburos (Díaz-Ramírez et al. 2008).

Dentro de las estrategias utilizadas en la biofertilización se han empleado los consorcios microbianos que representan a un grupo de microorganismos que tiene efectos positivos sobre las plantas, o sobre cierto microorganismo patógeno para la planta en el suelo, tallo u hojas y es cultivado con el fin de agregarlo a la composta, por aspersión, al riego o inclusive directamente a la parcela. Otra de las estrategias que se han propuesto son la captura y reproducción de organismos de ecosistemas nativos con fines agrícolas, u organismos efectivos (EM; por sus siglas en inglés) (Fatunbi & Ncube 2009).

En América Latina el término biofertilizante también ha sido empleado para describir una serie de abonos líquidos que se obtienen por un proceso de fermentación anaerobio (Hensel & Restrepo 2009). Esta técnica fue desarrollada por Delvino Magro a mediados del siglo XX, un agrónomo de origen brasileño, y difundida y diversificada por Jairo Restrepo y Sebastian Pinheira (Bejarano & Restrepo 2002). Estos preparados han sido diversificados y

explorados dependiendo de los insumos accesibles en cada región (Restrepo 1996). Se propone su aplicación durante diferentes etapas de desarrollo a nivel foliar o en riego con diferentes diluciones. La receta original y más sencilla, es un preparado a base de estiércol de vaca fresco, melaza (jugo de caña), leche o suero de vaca y ceniza. El proceso consiste en la mezcla de estos en una cámara anaeróbica. El dispositivo de fermentación y los ingredientes están representados en la Figura 14 (Bejarano & Restrepo, 2002). Poca literatura publicada existe sobre el efecto de este tipo de preparados fermentados sobre las propiedades del suelo, su efecto en las transformaciones de la MOS, o cambios en las comunidades microbianas. Por lo que estudiar el efecto de este tipo de técnicas es de suma importancia para entender mejor como aplicarlas en relación a la composta o los residuos de origen vegetal que se estén incorporando y aumentar el rendimiento de los cultivos y la captura de carbono en el ecosistema, así como los cambios en las poblaciones microbianas.



Figura 14. Cámara de fermentación anaerobia. Se coloca un sello de agua que permita la liberación de gas. Imagen tomada de (Bejarano & Restrepo 2002).

Material y Métodos

Objetivo 1 (Monitoreo)

Evaluar las emisiones de CO₂, contenido de materia orgánica, biomasa microbiana y la composición microbiológica durante temporada de lluvia y de sequía en las unidades agrícolas del ANP “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco” bajo 3 tipos de manejo agrícola (Huerto Biointensivo, Pastura, Siembra de Maíz).

- Hipótesis: La composición biológica de los diferentes manejos dentro de las parcelas en el ANP va a generar diferencias en materia orgánica del suelo, emisión de CO₂ y parámetros microbiológicos del suelo relacionados a la temporada del año (lluvia y sequía).

Objetivo 2 (Experimento)

Caracterizar la respuesta del suelo (emisión de CO₂, diversidad microbiológica, niveles y composición de la Materia Orgánica, fracción ligera y biomasa microbiana) de las chinampas del Valle de México a diferentes fuentes de carbono y el uso de biofertilizantes a base de estiércol.

- Hipótesis: Dependiendo de la fuente de carbono y el uso de biofertilizantes, van a existir diferencias en las fracciones y niveles de la MOS, así como en la diversidad biológica y esto va a repercutir en el rendimiento del cultivo, la emisión de CO₂, niveles de materia orgánica del suelo.

Descripción del Sitio

La zona del estudio es considerada una llanura lacustre, se encuentra dentro del Área Natural Protegida “Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco” al sur-oriente de la Ciudad de México y fue nombrada Patrimonio Cultural y Ambiental de la Humanidad por la UNESCO. Esta zona lacustre en la actualidad es alimentada con agua tratada proveniente del Cerro de la Estrella con diferencias en los niveles en temporada de lluvias y secas. El tipo de suelo de la zona es un Antroposol terrico (Krasilnikov, y et al. , 2011).

Para el objetivo de monitoreo se trabajó en la parcela (chinampa) de un productor ubicada:

- Coordenadas 19° 16' 38.781" N 99° 4' 54.939" O.

El monitoreo de las diferentes agroecosistemas dentro de la unidad e producción se desarrolló de septiembre de 2016 a febrero de 2017.

La parcela de experimentación se encuentra en el espacio del productor y el ciclo de siembra en el que se realizara el experimento es de junio a noviembre de 2016. En el Cuadro 6 se muestran las diferencias de manejo entre los agroecosistemas.

La Unidad de producción donde se realizó el estudio se seleccionó por presentar una mayor cobertura forestal, mayor diversidad de especies nativas y comerciales, mayor presencia de canales, el uso de prácticas tradicionales y no usa fertilizantes químicos. Otro factor que influyó fue su localización al interior del ANP en una zona rural donde las chinampas se están perdiendo (perdida de canales, proceso de salinización, deforestación, etc.) por lo que se consideró relevante el estudio de las propiedades del suelo expuestas a este tipo de fenómeno (Figuras Suplementarias).

Cuadro 6. Diferencias de manejo en los agroecosistemas presentes en las chinampas del Valle de México

Agroec.	Acolchado	Composta	Lodo	Tiempo	Especies	Riego	Arado	Trat. Malezas	A
Huerto Biointensivo	+	+	+	5 años	Col, lechuga, jitomate, apio, calabaza	+	+ Manual	+ Manual	
Pastura Sana	-	-	-	~50 años	Pasto y Arvenses	-	-	-	E C C
Siembra Maíz	+	+	-	2 años	Maíz	- (Lluvia)	+ Manual	+/- Manual	
Pastura Degradada	-	-	-	~50 años	Pasto	-	-	-	

Diseño Experimental

Objetivo 1

El diseño para el objetivo 1, que es un monitoreo, consistió en un modelo con 2 bloques, 3 repeticiones. En el Cuadro 7 se puede ver el arreglo experimental.

Cuadro 7. Arreglo de factores para objetivo 1 (Monitoreo)

Agroecosistema	Medición
Pastizal	Lluvia-Septiembre Sequia- Febrero
Huerto Biointensivo	Lluvia- Septiembre Sequia- Febrero
Siembra de Temporal	Lluvia- Septiembre Sequia- Febrero

También se midieron, como un referente, parámetros del suelo de una Pastura degradada y con problemas de salinidad en el suelo. Los suelos para los estudios de laboratorio fueron recolectados en febrero de 2017 durante la temporada de sequías.

Objetivo 2

Debido a que el suelo en el lugar de estudio tiene una distribución homogénea y no se observan diferencias aparentes se decidió por cuestiones prácticas realizar unidades experimentales de 2 m² con 14 ejemplares de maíz (*Zea mays*) con la finalidad de tener una densidad de población de 10 plantas/m² y espacio para el cepo de muestreo. La semilla fue obtenida de la cosecha del productor de 2015 y fueron germinadas previamente en agua-lodo, lo que se conoce localmente como: "Chapines". A las 3 semanas se trasplantaron a las camas de cultivo con su respectivo tratamiento. Las repeticiones se realizaron a una semana de diferencia cada una durante las semanas posteriores.

En total el estudio consta de 36 m² que se dividen en 6 tratamientos y 3 repeticiones.

Preparación de la Composta y fuentes de carbono

La composta fue preparada como describe. (Bertoldi et al. 1983). Los materiales usados fueron: 1) como materia seca pasto que se dejó secar al menos una semana; 2) como materia verde se agregó corte de pasto y hierbas silvestres del terreno donde se realizó el experimento; 3) estiércol seco de vaca. La proporción de la materia verde y seca fue 1:1 en volumen y se agregó una carretilla de estiércol. Esta se construyó en capas de materia verde, materia seca y estiércol hasta alcanzar 1 m de alto. Las dimensiones iniciales de la composta fue de: 1m X 1m X 1m= 1m³. Al final del proceso perdió alrededor del 20 % de su volumen.

La composta se desarrolló a lo largo de 60 días con volteos cada semana y se observó un aumento de temperatura en las primeras 4 semanas. Para su aplicación la composta fue tamizada para remover los residuos orgánicos que aún no se habían terminado de transformar.

Se realizaron 3 compostas que fueron utilizadas en las repeticiones de los tratamientos correspondientes.

El estiércol fue colectado de la zona lechera adyacente; los residuos orgánicos utilizados para la composta y el pasto picado se obtuvieron de la unidad agrícola y la pedacería fue adquirida del vivero Nezahualcoyotl en la delegación Xochimilco.

Tratamientos (Dosis y Aplicación)

Cada tratamiento consta de una aplicación previa al trasplante. Primero Se agregan los residuos orgánicos (pedacería, hojas y pedacería + hojas). Segundo: Sobre los residuos orgánicos hacemos la aplicación de la composta. La composta se aplicó sin ninguna dilución

Se aplicaron las siguientes dosis por m² con las cantidades indicadas para cada uno de los tratamientos (Cuadro 8).

Cuadro 8. Dosis y número de aplicaciones de Composta y Fuentes de Carbono.

Tratamiento	Cantidad aplicada (Kg)	Cantidad aplicada Composta (Kg)	Número de aplicaciones
Testigo-Testigo	0	0	0
Testigo + Composta	0	5	1
Pasto + Testigo	5	0	1
Pasto + Composta	5	5	1
Madera + Testigo	5	0	1
Madera + Composta	5	5	1

Para el objetivo 2 el diseño fue mixto de parcelas divididas. Los factores estudiados fueron la fuente de carbono (pasto, madera o la ausencia), el uso de composta (un control con el suelo descubierto y composta) y se tomaron diferentes medidas en el tiempo (Cuadro 9).

Cuadro 9. Diseño Experimental Objetivo 2

Parcela Grande	Parcela chica	Parcela en el tiempo
Testigo	Testigo	Antes de la 1° aplicación
Pasto	Composta	15 días después de la 1° aplicación
Madera		En la cosecha

Muestreo

La colecta de muestras se realizó en los primeros 40 cm de suelo mediante un “cepo de muestreo” de 40 cm X 40 cm X 40 cm con la finalidad de evitar la contaminación con estratos inferiores del suelo. Se colectaron las muestras en una bolsa de plástico nueva. Cada muestra se compone de 1 kg de suelo con el fin de realizar los análisis y tener un respaldo en almacenamiento.

Variables medidas en campo

Las variables de campo se midieron sobre la superficie terrestre. Se removió la capa de vegetación presente (en caso de haber) y se realizó la medición según se indique para cada variable.

Emisión de CO₂

La concentración de CO₂ se registró en un equipo EGM-4 de ppsystems, Amesbury, Massachusetts. Este dispositivo consiste en una cámara con un ventilador que mide el CO₂ del suelo en un intervalo de tiempo. Este tipo de tecnología se basa en la capacidad del CO₂ de absorber los rayos infrarrojos y arrojar una medida de la producción de CO₂ (Mills 2011).

La medición de CO₂ de los diferentes agroecosistemas se realizó en dos temporadas: verano e invierno. Mientras que la medición del mismo parámetro en el experimento de

crecimiento del Maíz se realizó en 3 ocasiones de Marzo a Noviembre de 2016.

Conductividad Eléctrica, pH y Temperatura

La conductividad eléctrica (CE) es una medida de cantidad de iones dentro de la solución en el suelo. Las medidas en las que se expresa la CE son Siemens por metro cuadrado (S*m). La CE y la temperatura se midieron con un modelo HI-98312 EC de Hanna Instruments, Inc Rhode Island Michigan US.

Para la medición del pH se utilizó un medidor de pH de la marca Yancheng Kecheng Optoelectronic Technology Co., Ltd. Este contiene cuatro funciones que son: pH, Humedad, Incidencia de luz y Temperatura.

Altura de la Planta

La altura de la planta se midió al final del cultivo, previo a la cosecha del grano. Se tomó como referencia el inicio del tallo y el inicio de la inflorescencia como punto de referencia para obtener las medidas. Se midieron tres plantas recogidas por parcela experimental (Fischer 1989)

Humedad Relativa

La humedad relativa se obtuvo mediante el siguiente procedimiento:

1. Pesar 10 g de suelo húmedo.
2. Colocar en incubación en un recipiente abierto a 50° C.
3. Medir el cambio en peso cada 24 horas.
4. Cuando el suelo alcance un peso constante (no cambie en varios días) realizar el siguiente cálculo:

$$\text{Factor de Humedad} = \text{Peso Inicial} / \text{Peso Final}$$

(Mulvaney 1996)

Materia Orgánica del Suelo, Nitrógeno, Potasio y Fósforo

Para la medición de la materia orgánica se enviaron las muestras para un análisis al laboratorio de Fertilidad de Suelos y Química Ambiental del Colegio de Postgraduados en Texcoco.

La MOS fue evaluada por el Método de Walkley-Black y los resultados se presentan como porcentaje del contenido total de suelo (Walkley. & Black 1934). En el caso del Nitrógeno se utilizó el método de Kjeldahl. El contenido es expresado como porcentaje del suelo total. (Mulvaney 1996). El contenido de P se evaluó a través del método de Olsen. Las unidades de este análisis se presentan en partes por millón (ppm) (Pote et al. 1996). El contenido de K fue evaluado mediante una extracción con Acetato de amonio (NH_4OAc a pH7) de los cationes alcalinos y ácidos y su posterior identificación por medio de técnicas espectroscópicas. Las unidades se presentan en $\text{cmoles} + \text{Kg}^{-1}$ (Schollenberg & Simon 1945).

Fracción ligera

La fracción ligera se aisló mediante el método descrito por (Meijboom et al. 1995). Este método consiste en el tamizado con una abertura de 250 micrones de 100 g muestra húmeda hasta obtener la separación de las fracciones macroorgánicas de tamaños mayores a 250 μm . Esta separación se realiza con agua corriente durante el tamizado (limpiar de arcillas y limos)

Las muestras tamizadas fueron mezcladas con la suspensión LudoxTM con una densidad de $1.37 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-1}$ y una solución alcalina de 0.2% de NaOH a pH 9.1 y se dejó reposar por 10 minutos. Con esto se obtienen las diferentes sub-fracciones (pesada, intermedia y ligera).

Dependiendo de la densidad de las partículas es posible diferenciar tres fracciones. La primera se encuentra suspendida en la superficie de la suspensión y corresponde a la fracción ligera (FL) (con una densidad menor a $1.37 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-1}$); la segunda fracción se encuentra suspendida en la zona intermedia de la suspensión (FM) (con una densidad aparente de $1.37 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-1}$) y corresponde a la fracción intermedia; por último decantada en el

fondo de la solución se encuentra la fracción pesada (FP) (con una densidad mayor a $1.37 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-1}$).

Por cuestiones de tiempo y logística solo se obtuvo la FL por medio de una decantación diferencial, luego se suspendieron en la solución de sílica y por último se lavó con agua, se dejaron secar y se pesaron.

A continuación se presenta el protocolo de obtención de la FL:

1. Pesar 100 g de muestra.
2. Cernido en húmedo con tamiz de 250 micrones, hasta que todo el contenido de arcilla se haya lavado.
3. Proceso de decantación de la materia orgánica. Se añade un chorro de agua por 15 s hasta que el suelo tamizado en un recipiente se encuentre todo revuelto, se espera 10 s (para que las partículas pesadas vayan al fondo) y se transfiere el líquido con la Materia orgánica suspendida a un cernidor para la obtención de la fracción ligera.
4. Se realiza una flotación en una solución de Ludox $1.37 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-1}$ de la materia orgánica recuperada.
5. Secado de la Materia orgánica que flota (FL).
6. Pesar.

Fracción Ligera (g) = Fracción ligera (g/100 g (suelo)) * Factor de Humedad en el suelo.

(Meijboom et al. 1995).

Formación NH_4^+ y Concentración de NO_3^-

Para medir la capacidad del suelo de producir NH_4^+ se realizó una incubación en un medio anaerobio por 7 días y se evaluó su concentración al inicio y al final del procedimiento (Christensen & Mellbye 2006). Para la cuantificación se realizó una extracción en KCl, y un ensayo colorimétrico en un lector de placas a 667 nm (Mulaney 1996).

Aquí se presenta el protocolo empleado para evaluar la capacidad de formación del NH_4^+ y concentración de NO_3^- :

1. Pesar 1 g de suelo en un recipiente de polipropileno de 20 ml.
2. Añadir agua destilada hasta la capacidad máxima del contenedor.
3. Cerrar y agitar manualmente unas 3-4 veces.
4. Poner el contenedor a incubar por 7 días a 38-40° C. (realizar por duplicado para utilizar la segunda repetición para medir en el día 0, medida Inicial sin incubación).
5. Transferir **TODO** el suelo y el agua a un tubo de centrifuga de 50 ml.
6. Usar 5 ml de agua para transferir el suelo remanente.
7. Añadir 1.875 g de KCl a cada muestra.
8. Agitar de forma horizontal por 30 minutos a 200 rev/min.
9. Centrifugar los extractos (5,000 rev/min).
10. Recuperar 5 ml del sobrenadante y colocar en un recipiente nuevo.

Este procedimiento, sin la necesidad de incubar 7 días se puede realizar para medir NO_3^- . (Mulvaney 1996).

Concentración de NH_4^+

Preparar las siguientes soluciones:

- Disolver 1.5626 g de ácido salicílico y 0.025 g de Na-nitroprusside en 20 ml de agua de destilada.
- Disolver 0.296 g de NaOH y 0.996 g de K_2HPO_4 en 9 ml de agua. Añadir 1 ml de Hipoclorito de sodio.
- Disolver 0.6 de Na_2EDTA en 10 ml de agua.

No conservar estas soluciones por más de 15 días.

Preparar un rango de soluciones estándar para extrapolar las concentraciones. En este caso se prepararon soluciones estándar de NH_4^+ :

- 0 mg/l
- 5 mg/l
- 10 mg/l

En un microplato se añaden los reactivos en el siguiente orden:

1. 150 µl de solución estándar y/o muestra a cada pozo.
2. 15 µl de EDTA, mezclar.
3. 60 µl del reactivo de Na-salicilato-nitropruside, mezclar.
4. 30 µl de la solución con hipoclorito de sodio.
5. Dejar reposar por 15 min. (cambio a color verde).
6. Cuantificar en lector de placas a una longitud de onda de 667 nm.

En caso de que las concentraciones de NH_4^+ sean mayores de la solución estándar, realizar una dilución 1:10 de la muestra y repetir el procedimiento.

Para obtener la formación de NH_4^+ realizar la siguiente operación matemática:

$$\text{NH}_4^+ \text{ en suelo húmedo } (\mu\text{g/g}) = (\text{NH}_4^+ \text{ en extractor } (\mu\text{g/ml})) \times (\text{Volumen extractante (ml)}) \\ / (\text{Peso del suelo húmedo (g)})$$

$$\text{NH}_4^+ \text{ en suelo seco } (\mu\text{g/g}) = (\text{NH}_4^+ \text{ en suelo húmedo } (\mu\text{g/g})) \times (\text{Factor de Humedad en Suelo})$$

$$\text{Factor de humedad en suelo} = (\text{Suelo Húmedo (g)}) \\ / (\text{Suelo secado al horno (g)})$$

(Mulvaney 1996).

Concentración de Nitratos NO_3^-

Se evaluó mediante una extracción en una solución 1 M de KCl (Mulvaney 1996) y se evaluaron los cambios en una reacción colorimétrica en un lector de placas a 540 nm (Miranda y et al., 2001).

Preparar las siguientes soluciones:

- Disolver 0.16 g de Cloruro de Vanadio (VCl_3) en 20 ml de una solución 1 M de HCl. Agitar en Vortex hasta obtener una solución azul cristalina.
- Disolver 0.02 g de NEDD en 20 ml de agua destilada.
- Disolver 0.4 g de Sulfanilamide en 20 ml de una solución 1 M de HCl.

Preparar un rango de soluciones estándar para extrapolar las concentraciones. En este caso se prepararon soluciones estándar de NO_3^- -:

- 0 mg/L
- 2.5 mg/L
- 5 mg/L

En un microplato se añaden los reactivos en el siguiente orden:

1. 100 μl de muestra o solución estándar a cada pozo.
2. Añadir 100 μl de VCl_3 .
3. Añadir 50 μl de NEDD.
4. Añadir 50 μl de Sulfanilamida, mezclar.
5. Dejar reposar por 15 minutos. (cambio a color rosa).
6. Cuantificar en lector de placas a una longitud de 540 nm.

En caso de que las concentraciones de NO_3^- sean mayores de la solución estándar, realizar una dilución del 1:10 y volver a medir. Para obtener la formación de NO_3^- + realizar la siguiente operación matemática:

$$\text{NO}_3^- \text{ en suelo húmedo } (\mu\text{g/g}) = (\text{NO}_3^- \text{ en extractor } (\mu\text{g/ml})) \times (\text{Volumen extractante (ml)}) \\ / (\text{Peso del suelo húmedo (g)})$$

$$\text{NO}_3^- \text{ en suelo seco } (\mu\text{g/g}) = (\text{NO}_3^- \text{ en suelo húmedo } (\mu\text{g/g})) \times (\text{Factor de Humedad en Suelo})$$

(Mulvaney 1996).

Cinéticas de Consumo de Glucosa

Los experimentos de cinéticas de glucosas se desarrollaron con 5 g de suelo al que se le incorporó 100 μl de una solución 10 mM de glucosa marcada radioactivamente con ^{14}C y se midió su transformación a CO_2 en trampas de NaOH a lo largo de 380 horas.

Protocolo para cuantificar consumo de glucosa a lo largo de 380 horas:

1. Pesar 5 g de Suelo.
2. Preparar la solución radioactiva (Auxiliado por el responsable del Stock Radioactivo en el laboratorio).
3. Añadir 100 µl de 10 mM de Glucosa ¹⁴C.
4. Añadir trampa de 1 ml de NaOH 1 M (la trampa consiste en un tubo de 5 ml que se incorpora adentro del tubo de incubación (tubo de centrifuga de 50 ml) con el NaOH).
1. Las trampas de CO₂ serán removidas y se colocarán nuevas trampas para obtener mediciones a lo largo del tiempo.
 - I. 2h
 - II. 4h
 - III. 8h
 - IV. 24h
 - V. 48 h
 - VI. 72 h
 - VII. 96 h
 - VIII. 168 h
 - IX. 216 h
 - X. 380 h
2. Una vez retirada la trampa de NaOH se agregan 4 ml de Cóctel de centelleo y se agita en el vortex hasta que ocurra cambio de color.
3. Medir la radiactividad en un contador de Centelleo Wallac 1404 Perkin-Elmer Life Science, Boston MA) y un líquido de centelleo HiSafe 3.
4. Por último se extrae el C radioactivo presente en el suelo después de las 380 horas del ensayo.

(Conde et al. 2005; Hill et al. 2007).

Análisis de Fosfolípidos de Ácidos Grasos (PLFA's)

El análisis de PLFA's fue realizado por Microbial ID Inc. Newar, Delaware, US. Este consiste en la extracción de las fracciones de ácidos grasos de fosfolípidos de los microorganismos y una identificación en una cromatografía de gases de acuerdo a (Frostegård et al. 1991).

Análisis de los Datos

El análisis estadístico fue implementado en JMP SAS versión 11 (SAS Institute Inc.). Se realizó un análisis de la varianza utilizando un modelo mixto de bloques al azar para el objetivo 1 y un modelo mixto de parcelas divididas para el objetivo 2. Se calcularon las diferencias estadísticas para cada tratamiento utilizando la prueba de Tukey entre los diferentes grupos. La pruebas estadística se estableció un $p < 0.05$ excepto en el caso de la formación de NH_4^+ donde fue de $p < 0.01$ para ver diferencias significativas.

Para el análisis de componentes principales se utilizó SPSS para obtener el gráfico de coordenadas con los diferentes grupos taxonómicos obtenidos de la cuantificación de PLFA's.

Resultados

Objetivo1: Monitoreo

Conductividad Eléctrica, pH y Temperatura

Se realizó una caracterización funcional de suelos en los cuales se midió la CE y el pH del suelo en los diferentes agroecosistemas. Los valores de CE oscilaron entre: 2.75 ± 0.85 mS para el Huerto Biointensivo; 3.06 ± 1.2 mS para la Pastura sana; y 2.5 ± 1.5 mS para la Siembra de maíz de temporal (Cuadro 10).

Cuadro 10. Descripción del suelo en los Agroecosistemas estudiados en las Chinampas del Valle de México.

Agroecosistema	MOS (%)	N Kjeldah (%)	P Olsen (ppm)	K (cmoles+Kg ⁻¹)	CE (mS)	pH
Huerto Biointensivo	10.32 $\pm 0.45^b$	0.48 $\pm 0.012^b$	96.66 $\pm 4.37^{ab}$	4.5 $\pm 0.45^a$	2.75 ± 0.85	7.23 ± 0.85
Pastura Sana	13.85 $\pm 1.28^a$	0.71 $\pm 0.081^a$	144.66 $\pm 1.95^a$	5.16 $\pm 1.11^a$	3.02 ± 1.2	7.62 ± 0.24
Siembra Maíz	10.43 $\pm 0.25^b$	0.48 $\pm 0.003^b$	74 $\pm 11.13^{ab}$	4.3 $\pm 0.25^a$	2.50 ± 1.5	7.33 ± 0.45
Pastura Degradada	10.32 $\pm 0.23^b$	0.41 $\pm 0.003^b$	13.33 $\pm 1.20^b$	1.4 $\pm 0.15^b$	0.61 ± 0.18	/

Media \pm Error Estándar. Valores con la misma letra no tienen diferencia estadística $p < 0.05$. Las letras muestran diferencias estadísticas.

El pH se mantuvo similar entre los diferentes agroecosistemas entre 7 y 8, ligeramente alcalino.

MOS, Fósforo y Potasio

La concentración de materia orgánica presentó diferencias entre los diferentes agroecosistemas evaluados, aunque solo hay diferencia en la Pastura con respecto a los otros agroecosistemas (Cuadro 10).

Los diferentes tratamientos presentaron diferencias significativas entre la Pastura salina, con un menor contenido de 13.33 ± 1.20 ppm y los valores de los agroecosistemas, que tuvieron los siguientes valores: el del Huerto Biointensivo fue de 96.66 ± 4.37 ppm, la Siembra de maíz de 74 ± 11.13 ppm mientras que la Pastura sana mostró valores de 144.66 ± 51.95 ppm.

Los valores de K en los diferentes agroecosistemas fueron: para el Huerto B. fue de 4.5 ± 0.45 cmoles + Kg⁻¹, la Siembra de Maíz de 4.3 ± 0.25 cmoles + Kg⁻¹, la Pastura Sana 5.16 ± 1.11 cmoles + Kg⁻¹. La Pastura degradado mostró diferencias significativa con los demás agroecosistemas y su valor fue de 1.4 ± 0.15 cmoles + Kg⁻¹.

Nitrógeno Total, NH₄⁺ y NO₃⁻

La concentración de N se presenta en la Cuadro 10. La Pastura sana fue la único agroecosistema donde se observaron diferencias significativas en la concentración de N. La Pastura sana presentó valores de 0.71 ± 0.081 g*kg⁻¹ mayor al de los demás agroecosistemas; el Huerto Biointensivo de 0.48 ± 0.012 g*kg⁻¹; la Siembra de maíz 0.48 ± 0.003 g*kg⁻¹; la Pastura degradada 0.41 ± 0.003 g*kg⁻¹ respectivamente.

La capacidad para la formación de NH_4^+ en el suelo se presenta en la Figura 15 (barras verdes). Para la formación de amonio se observan diferencias estadísticas ($p > 0.1$) entre el la Pastura Sana con un valor de $2.54 \pm 0.080 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ con los demás agroecosistemas

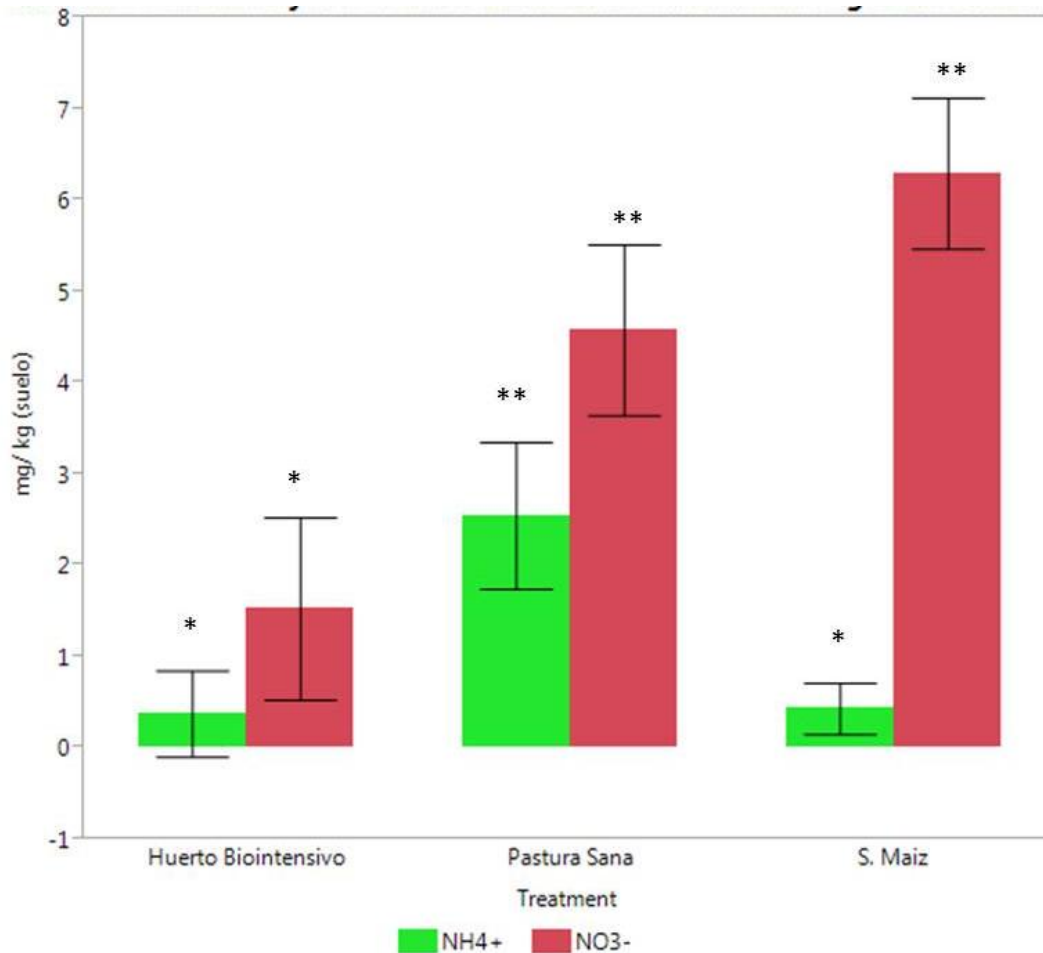


Figura 15. Contenido de Nitrato y Formación de Amonio en los Agroecosistemas. Media \pm Error Estándar. Valores con el mismo número de asterisco no tienen diferencia estadística $p < 0.05$ (NO_3^-) y $p < 0.1$ (NH_4^+).

La concentración de nitratos en el suelo se presenta en la Figura 15 (barras rojas). El Huerto Biointensivo fue el agroecosistema que presentó una menor cantidad de NO_3^- de $1.52 \pm 0.99 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$. Mientras que la Pastura Sana y la Siembra de maíz presentaron valores de $4.57 \pm 0.93 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ y $6.29 \pm 0.82 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ respectivamente.

Emisión de CO₂

La emisión de CO₂ fue evaluada durante dos temporadas (lluvias durante el verano; y sequía en invierno). En la Figura 16 se presentan los valores obtenidos para los diferentes agroecosistemas. Durante la temporada de lluvias no se vio diferencia significativa entre ninguno de los diferentes agroecosistemas. El Huerto Biointensivo tuvo un valor de 2.9 ± 1.11 mg(CO₂) * m⁻²h⁻¹, la Pastura degradada 4.95 ± 1.23 mg(CO₂) * m⁻²h⁻¹, la Pastura sana $3.61 \pm .624$ mg(CO₂) * m⁻²h⁻¹ y por último la Siembra de Maíz de 1.09 ± 0.13 mg(CO₂) * m⁻²h⁻¹.

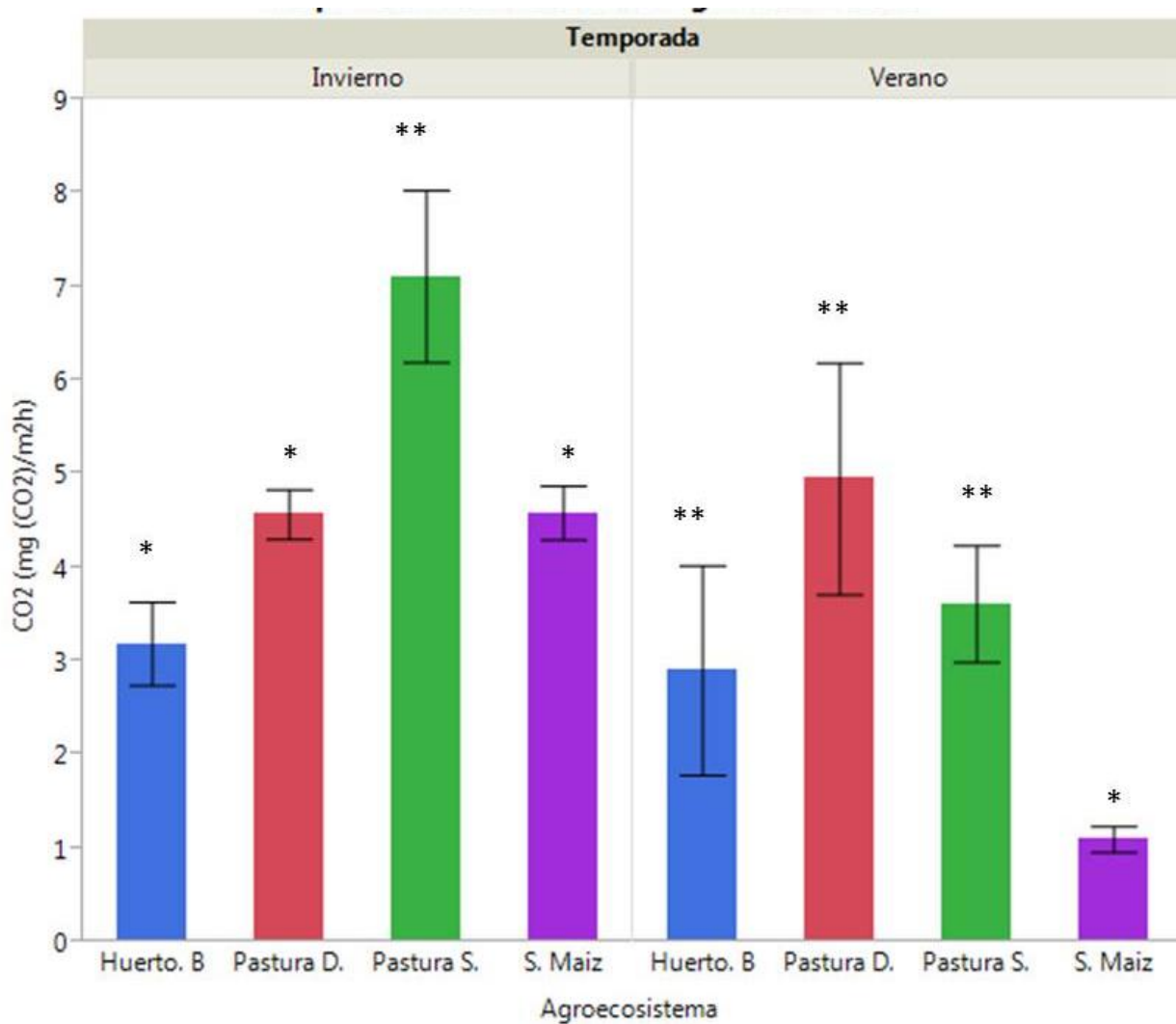


Figura 16. Respiración del suelo en los Agroecosistemas. (Azul) Valores para el Huerto Biointensivo; (Rojo) Pastura Degradada; (Verde) Pastura Sana; y (morado) Siembra de Maíz. Media \pm Error Estándar. Valores con el mismo número de asteriscos no tienen diferencia estadística $p < 0.05$.

Durante el invierno se observaron diferencias más marcadas en la emisión de CO₂ del suelo de los diferentes agroecosistemas. Siendo la Pastura Sana la que presentó una mayor emisión de CO₂ con un valor de $7.11 \pm 0.44 \text{ mg(CO}_2\text{)} * \text{ m}^{-2}\text{h}^{-1}$ mientras que todos los demás agroecosistemas no mostraron diferencias significativas y presentaron valores menores.

En la Pastura se observa una mayor variabilidad en la emisión de CO₂ y se decidió estudiar más a fondo este fenómeno (Figura 16). Esto reflejó a ver una diferencia en la emisión (Figura 17) en respuesta a la presencia (valores de $5.41 \pm 0.17 \text{ mg(CO}_2\text{)} * \text{ m}^{-2}\text{h}^{-1}$) o no ($8.22 \pm 0.49 \text{ mg(CO}_2\text{)} * \text{ m}^{-2}\text{h}^{-1}$) de la capa superior de la Pastura.

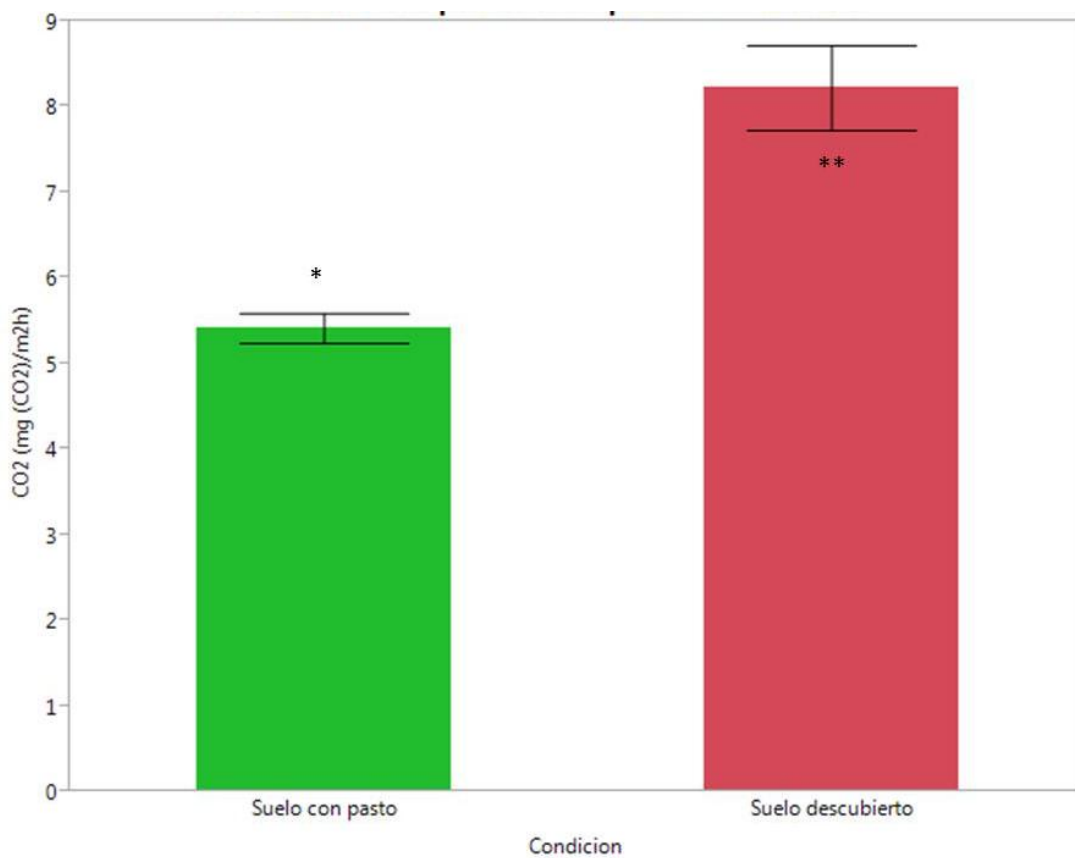
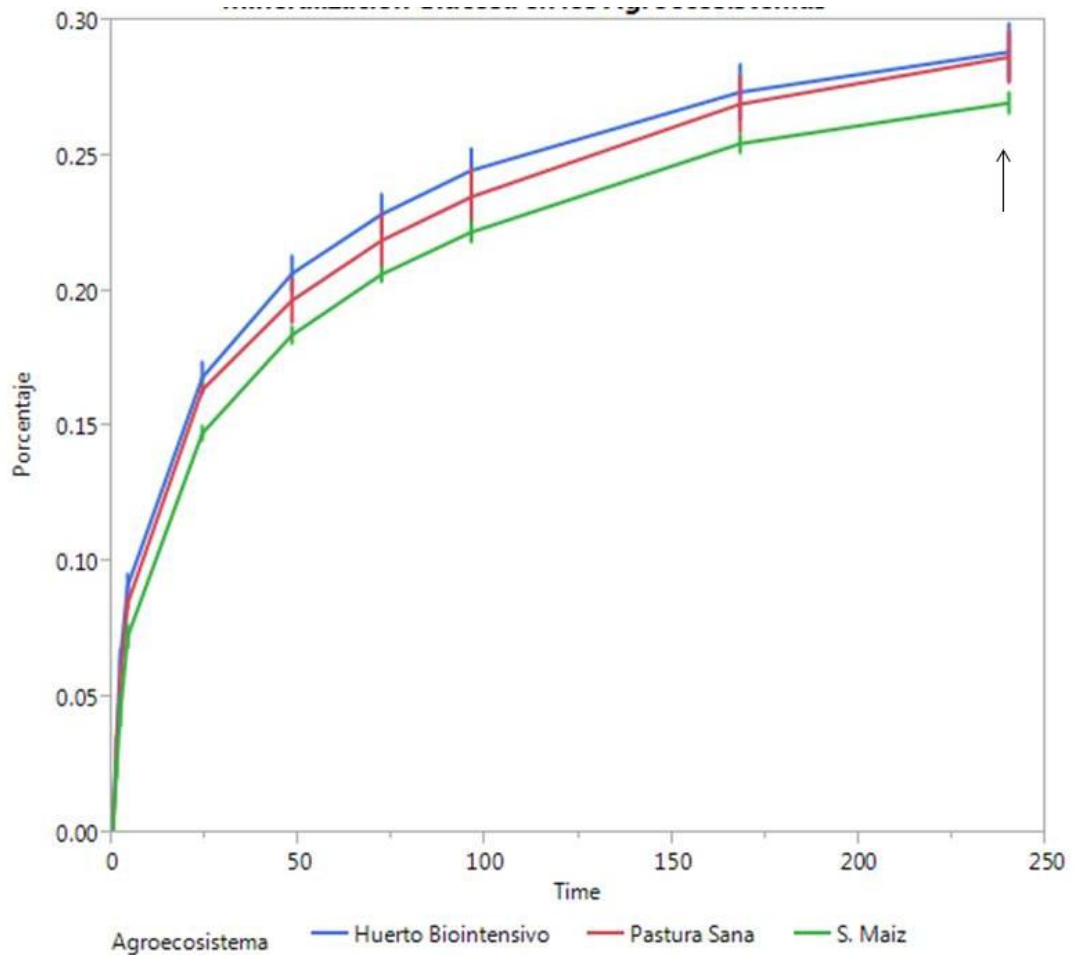


Figura 17. Emisión CO₂ de la Pastura en respuesta a su cobertura. Media ± Error Estándar. Valores con el mismo número de asteriscos no tienen diferencia estadística $p < 0.05$.

Mineralización de Glucosa

Todos los agroecosistemas presentaron tasas de mineralización similares durante las primeras horas después de la adición de glucosa marcada con ^{14}C (0-36 h).

Después de este período inicial de consumo de glucosa, se puede observar una



menor mineralización de ésta por parte del suelo de la Siembra de maíz. A las 236 h se observan valores de $0.2696 \pm .0038$ para la Siembra de maíz; y 0.2885 ± 0.0106 del Huerto Biointensivo y la Pastura Sana de 0.2866 ± 0.0038 , teniendo estos dos últimos agroecosistemas una diferencia significativa respecto a la Siembra de maíz.

Figura 18. Mineralización de Glucosa de los diferentes Agroecosistemas. (Verde) Siembra de Maíz, (Azul) Huerto Biointensivo y (Rojo) Pastura Sana. Media \pm Error Estándar. Valores sin flecha no tienen diferencia estadística $p < 0.05$.

Diversidad Microbiana

En el Cuadro 11 se presentan los indicadores de la poblaciones microbianas y se pueden observar diferencias significativas entre la biomasa microbiana, la relación entre presas-predadores, y en el estrés de bacterias Gram Negativas. En los demás indicadores microbianos no se observaron diferencias significativas entre los diferentes agroecosistemas.

Cuadro 11. Propiedades Microbianas en las Chinampas del Valle de México

Agro	Biomasa microbiana (nmol/g)	Hongos/ Bacterias	Predador/ presa	Gram+/ Gram-	Sat/ Insat	Mono/ Poli	G Neg estrés
Huerto Bio-intensivo	180.24 ±10.08 ^a	0.55 ±0.20 ^a	0.15 ±0.02 ^a	6.59 ±1.16 ^a	5.58 ±0.91 ^a	74.99 ± 4.04 ^a	12.13 ± 1.97 ^a
Pastura Sana	184.63 ±16.93 ^a	0.34 ±0.03 ^a	0.08 ±0.01 ^b	4.90 ± 0.77 ^a	4.31 ±0.87 ^a	81.44 ± 1.14 ^a	8.9 3± 1.71 ^{ab}
Siembra Maíz	162.67 ±11.05 ^b	0.27 ±0.04 ^a	0.08 ±0.01 ^b	5.58 ±0.60 ^a	4.92 ±0.57 ^a	81.55 ± 1.86 ^a	7.60 ± .68 ^b
Media	162.67 ± 31.7	0.38 ±0.16	0.10 ±0.03	5.69 ±1.05	4.93 ±0.886	79.32 ± 3.98	9.55 ± 2.44

Media ± Error Estándar. Valores con la misma letra no tienen diferencia estadística $p < 0.05$. Las letras muestran diferencias estadísticas.

Las mayores valores de biomasa microbiana se registraron en el Huerto Biointensivo y la Pastura sana con valores de 180.24 ± 10.8 y 184.63 ± 16.9 $\text{nmol} \cdot \text{g}^{-1}$ respecto al maíz con 162.67 ± 11.0 $\text{nmol} \cdot \text{g}^{-1}$.

La relación de protozoarios/bacterias fue mayor en el Huerto biointensivo 0.15 ± 0.02 mientras que la Pastura y la Siembra de Maíz presentaron un radio similar de 0.08 ± 0.01 .

El radio entre hongos y bacterias no tuvo diferencias significativas entre los diferentes agroecosistemas con un promedio de 0.38 ± 0.16 entre los diferentes manejos de las chinampas del Valle de México. Así mismo, en la proporción de bacterias Gram positivas y

Gram negativas no se observaron diferencias significativas con un valor promedio de los diferentes agroecosistemas de 5.69 ± 1.05 . Para la relación entre ácidos saturados e insaturados, así como en el caso de los monoinsaturados y poliinsaturados no se observaron diferencias significativas entre los agroecosistemas con un valor promedio de 4.93 ± 0.88 y 79.32 ± 3.98 respectivamente

Por último, en el Cuadro 11 en la columna de estrés por Gram negativas se observan diferencias significativas entre los tres agroecosistemas.

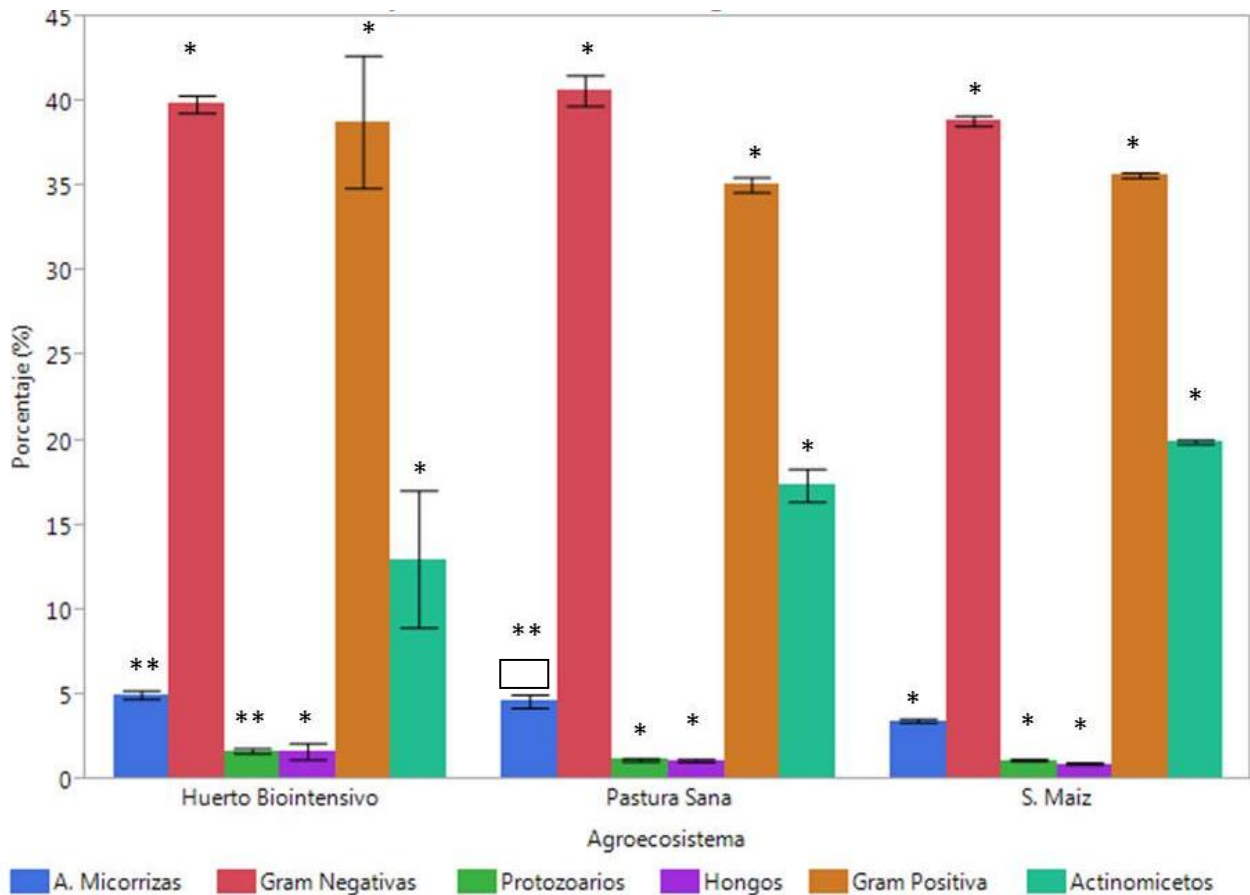


Figura 19. Grupos microbianos en los Agroecosistemas. (Azul) A. Micorrizas, (rojo) Bacterias Gram Negativas, (verde) Protozoarios, (morado) Hongos, (naranja) Gram Positivas, y (verde-azul) Actinomicetos Media \pm Error Estándar. Valores con el mismo número de asteriscos no tienen diferencia estadística $p < 0.05$ (Análisis de grupos funcionales entre Agroecosistemas).

La comunidad bacteriana de los diferentes agroecosistemas está formada mayoritariamente por bacterias Gram Negativas (G-) y Gram Positivas (G+). En el caso del Huerto Biointensivo fueron de 39.84 ± 0.50 % (G-) y 38.8 ± 3.8 % (G+); en la Pastura Sana

de 40.65 ± 0.88 % (G-) y 35.06 ± 0.44 % (G+); la Siembra de Maíz tuvo valores de que ocupan alrededor de 38.86 ± 0.29 % (G-) y 35.66 ± 0.15 % (G+) (Figura 19 Barras rojas y naranjas respectivamente).

En menor medida se detecta la presencia de actinomicetos, con valores de 13 ± 4.04 % en el caso del Huerto Biointensivo, 17.35 ± 0.96 % en el caso de la Pastura Sana y 19.91 ± 0.13 en el caso de la Siembra de Maíz (Figura 19 Barras verde-azulado).

Los Hongos arbusculares Micorrizicos (AM) se encuentra en una menor abundancia dentro de las poblaciones microbianas con diferencias significativas entre las diferentes formas de manejo. El Huerto Biointensivo presentó los valores más elevados de 4.99 ± 0.24 % y no hubo diferencia estadística con la Pastura sana de 4.60 ± 0.38 pero si con la Siembra de maíz con un valor de 3.48 ± 0.11 % (Figura 19 Barras Azules).

El contenido de protozoarios también mostró diferencias entre los diferentes agroecosistemas. Presentan un comportamiento similar a las AM en donde el Huerto Biointensivo mostró un mayor porcentaje con un valor de 1.69 ± 0.14 %; mientras que las Pastura sana y la Siembra de Maíz mostraron valores de 1.17 ± 0.09 % y 1.15 ± 0.06 % respectivamente.

En la Figura 19 columna morada se muestra el grupo menos abundante de microorganismos que fueron los hongos que no presentaron diferencias significativas entre los diferentes agroecosistemas. Con valores de 1.66 ± 0.48 % en el caso del Huerto Biointensivo, 1.13 ± 0.08 % para la Pastura Sana y 0.94 ± 0.06 % en el caso de la Siembra de Maíz.

En el análisis de componentes principales se observó diferencias en la composición de los diferentes agroecosistemas en donde el Huerto Biointensivo presentó un mayor contenido de Bacterias Gram positivas, protozoarios, AM y Hongos. Mientras que la Siembra de maíz presentó una mayor inclinación hacia las poblaciones de actinomicetos (Figura 20).

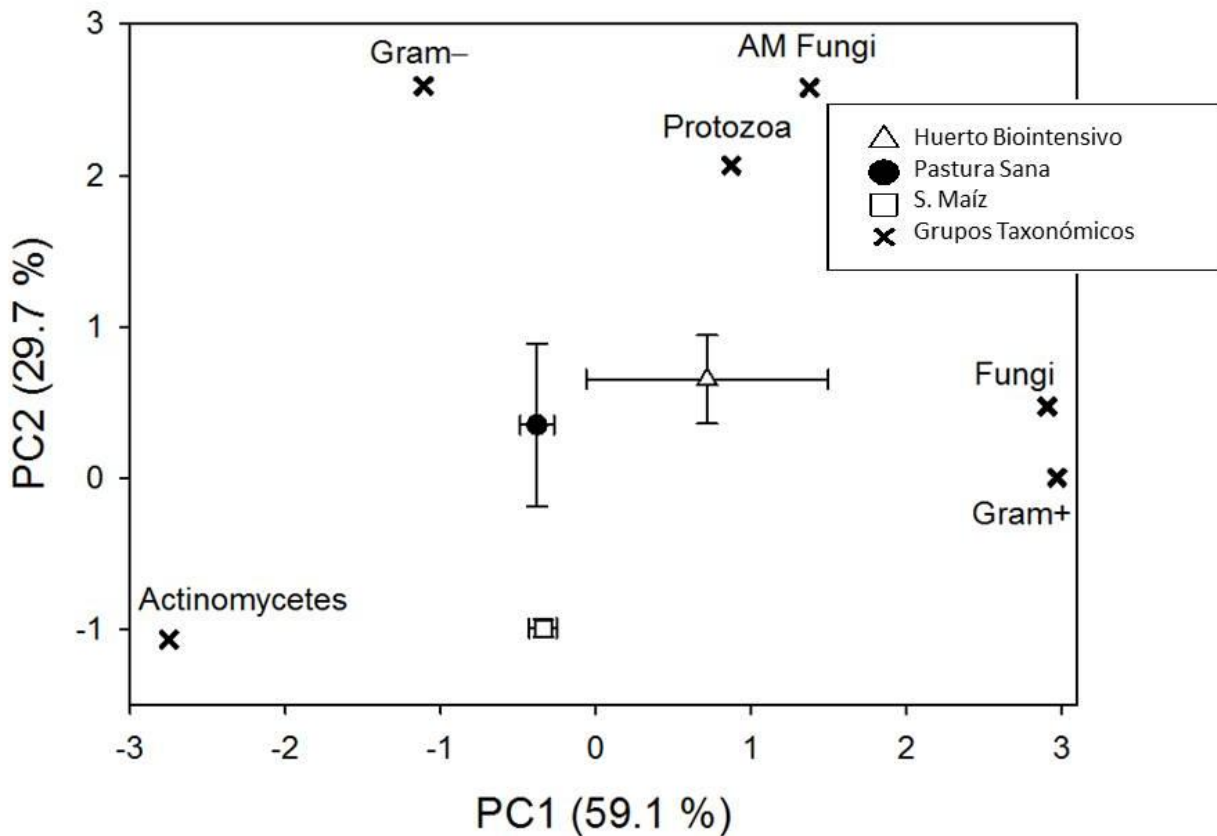


Figura 20. Análisis de Componentes principales de los Agroecosistemas. El Huerto Biointensivo está representado con un triángulo blanco, la Pastura Sana con un círculo negro, la Siembra de Maíz con un cuadrado blanco y los grupos taxonómicos que componen a PC1 y PC2.

Tanto la Pastura como el Huerto Biointensivo (Figura 20 triángulo blanco y círculo negro) presentaron mayor variabilidad en ambos componentes (PC1, con una variabilidad de 59.1 %; y PC2 con variabilidad de 29.7 %) a diferencia de la Siembra de maíz que presentó una población menos diversa (Figura 20 Cuadro Blanco).

Resultado- Objetivo 2: Experimento)

Datos de la composta

En el Cuadro 12 se pueden ver los valores que presentó la composta para diferentes nutrientes. Esta tuvo valores similares a lo reportado en trabajos previos para el contenido de N, P y K en este tipo de abono orgánico (Soto, G. & Muñoz, C., 2002).

Cuadro12. Parámetros físico-químicos de la composta empleada.

Datos de la composta	
Nitrógeno	$1.69 \pm 0.055 \text{ kg}^{-1}$
Contenido NO_3^-	$24.903 \pm 2.411 \text{ mg} * \text{Kg}^{-1}$
Formación NH_4^+	$9.443 \pm 0.233 \text{ mg} * \text{Kg}^{-1}$
MOS	$28.323 \pm 1.406 \%$
Fósforo	$445.666 \pm 9.351 \text{ ppm}$
Potasio	$26.066 \pm 0.49 \text{ cmoles} + \text{Kg}^{-1}$

Los valores de la compostas oscilaron en los rangos reportado en trabajos previos con un contenido de N de $1.69 \pm 0.055 \%$; P de 445.666 ± 9.351 y ppm K $26.066 \pm 0.49 \text{ cmoles} + \text{Kg}^{-1}$; el porcentaje de MOS fue de $28.323 \pm 1.406 \%$ mientras que el contenido de NH_4^+ y NO_3^- fue de 9.443 ± 0.223 y $24.903 \pm 2.411 \text{ mg} * \text{Kg}^{-1}$ (suelo) respectivamente.

Formación de Amonio y Contenido de Nitratos

El contenido de NO_3^- (Figura 21. barras rojas) y NH_4^+ (Figura 21. barras azules) no mostró diferencias significativas debido a una gran variabilidad en las diferentes parcelas experimentales.

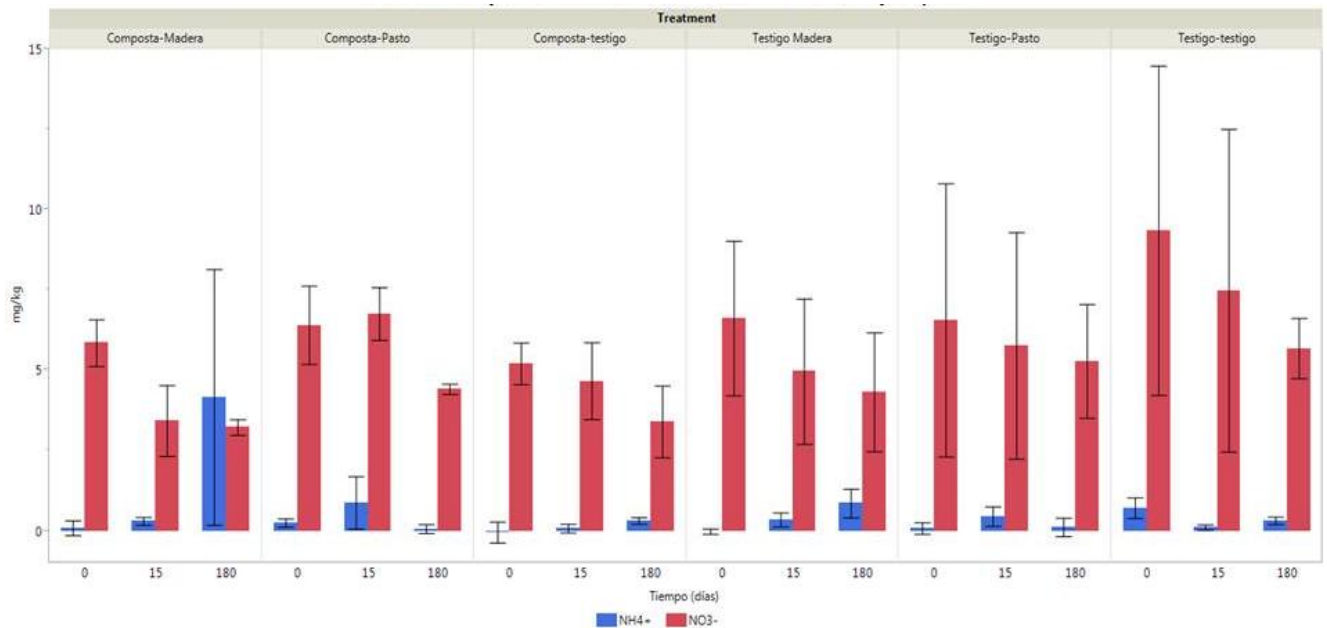


Figura 21. Contenido de NO_3^- y NH_4^+ el suelo a la aplicación de composta y diferentes fuentes de carbono en una Siembra de Maíz. Media \pm Error Estándar. No hubo diferencia estadística $p > 0.05$.

Mientras que los valores de NO_3^- fueron: tratamiento Testigo-Testigo $9.351 \pm 5.128 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, $7.486 \pm 5.025 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 15 días, $5.68 \pm 0.937 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días. Testigo-Pasto: $6.560 \pm 4.25 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, $5.77 \pm 3.528 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 15 días y $5.28 \pm 1.769 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días; Testigo- Madera: $6.620 \pm 2.408 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, $4.965 \pm 2.264 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 15 días, $4.319 \pm 1.850 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días. Los valores para los tratamientos Composta-Testigo fueron: $5.206 \pm 0.647 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, $4.665 \pm 1.195 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 15 días, $3.398 \pm 1.117 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días; Composta-Pasto: $6.405 \pm 1.219 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, $6.756 \pm 0.818 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 15 días, $4.412 \pm 0.162 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días; Composta-Madera: $5.852 \pm 0.726 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) al día 0, 3.426 ± 1.105 a los 15 días, $3.223 \pm 0.242 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ (suelo) a los 180 días.

Fracción Ligera y Emisión de CO_2

La Figura 22 muestra la emisión de CO_2 en los tratamientos. El único que generó un patrón diferencial en la emisión de CO_2 durante los diferentes tiempos a los que se observó, fue el de Composta- Madera con un valor de 3.885 ± 1.283

$\text{mg}(\text{CO}_2) * \text{m}^{-2}\text{h}^{-1}$ día 0, $9.055 \pm 1.550 \text{ mg}(\text{CO}_2) * \text{m}^{-2}\text{h}^{-1}$ a los 15 días, $10.92 \pm 2.205 \text{ mg}(\text{CO}_2) * \text{m}^{-2}\text{h}^{-1}$ a los 180 días.

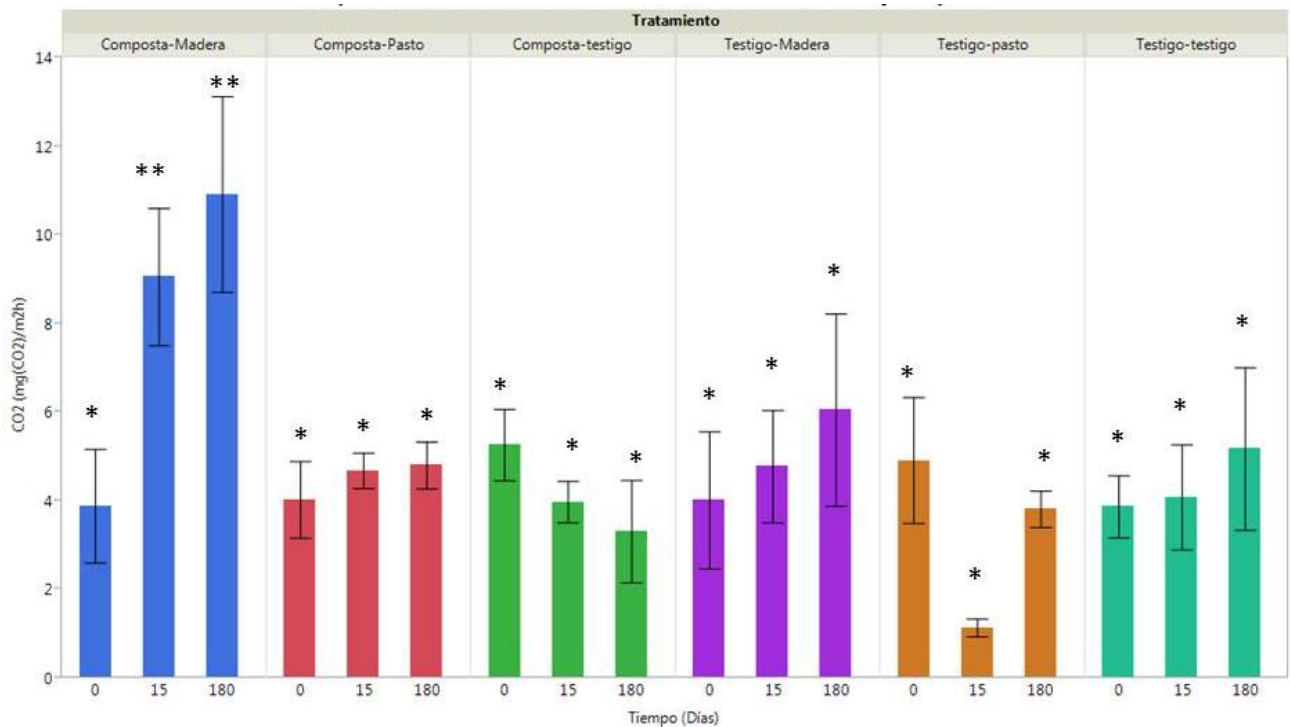


Figura 22. Emisión de CO_2 del suelo a la aplicación de composta y diferentes fuentes de carbono en una Siembra de Maíz. Composta-Madera (Barras azules), Composta-Pasto (Barras rojas), Composta-Testigo (Barras verdes), Testigo-Madera (Barras moradas), Testigo-Pasto (Barras naranjas), Testigo-Testigo (Barras azul-verde). Media \pm Error Estándar. Valores con el mismo número de asteriscos no tienen diferencias estadística $p < 0.05$.

No se observaron diferencias significativas en la FL entre los diferentes tratamientos de la Siembra de Maíz en respuesta a la aplicación de diferentes fuentes de C y composta. En la mayoría de los tratamientos, se logra observar una tendencia a aumentar la FL a los 15 días del tratamiento y una disminución para los 180 días ocasionada por la aplicación de composta (Figura 23)

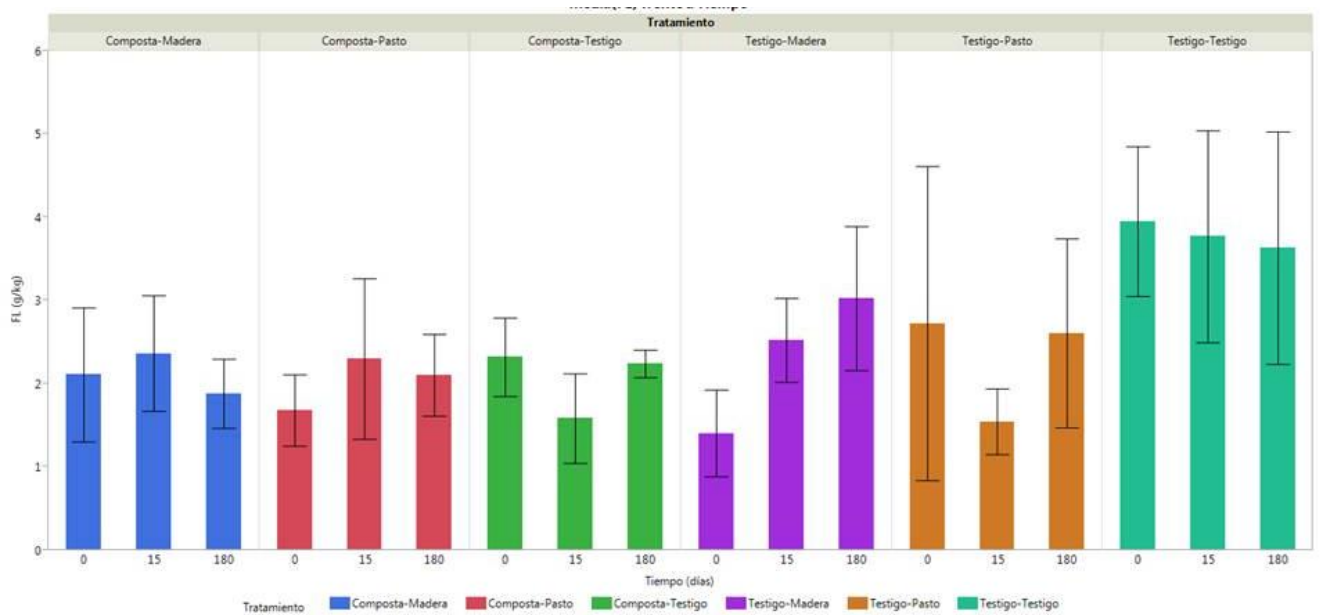


Figura 23. Fracción Ligera Bajo diferentes fuentes de Carbono y Composta. Composta-Madera (Barras azules), Composta-Pasto (Barras rojas), Composta-Testigo (Barras verdes), Testigo-Madera (Barras moradas), Testigo-Pasto (Barras naranjas), Testigo-Testigo (Barras azul-verde). Media \pm Error Estándar. No hubo diferencia estadística $p < 0.05$.

Mineralización de glucosa

En la Figura 24 se muestran los ensayos de mineralización de glucosa marcada radioactivamente. El suelo no presentó diferencias significativas en el porcentaje de CO_2 radioactivo excepto previo a la aplicación Composta-Pasto (Figura 24 línea azul gráfica superior izquierda), en donde a las 350 horas vimos una menor emisión de CO_2 acumulado con un valor de 0.279 ± 0.009 . En comparación con los demás tiempos y tratamientos que fue similar con un valor de 0.315 ± 0.010 (Figura 24 línea azul gráfica superior izquierda flecha negra).

Mientras que en los demás tratamientos y tiempos vimos cinéticas similares en la emisión de CO_2 radioactivo donde no se observaron diferencias en el CO_2 emitido después de 350 horas de incubación. La ecuación que describe mejor la cinética de consumo es una logarítmica con una $R^2 = 0.975$ es:

$$\text{Porcentaje} = 0.00724 + 0.0472391 * \text{Log}(\text{Tiempo})$$

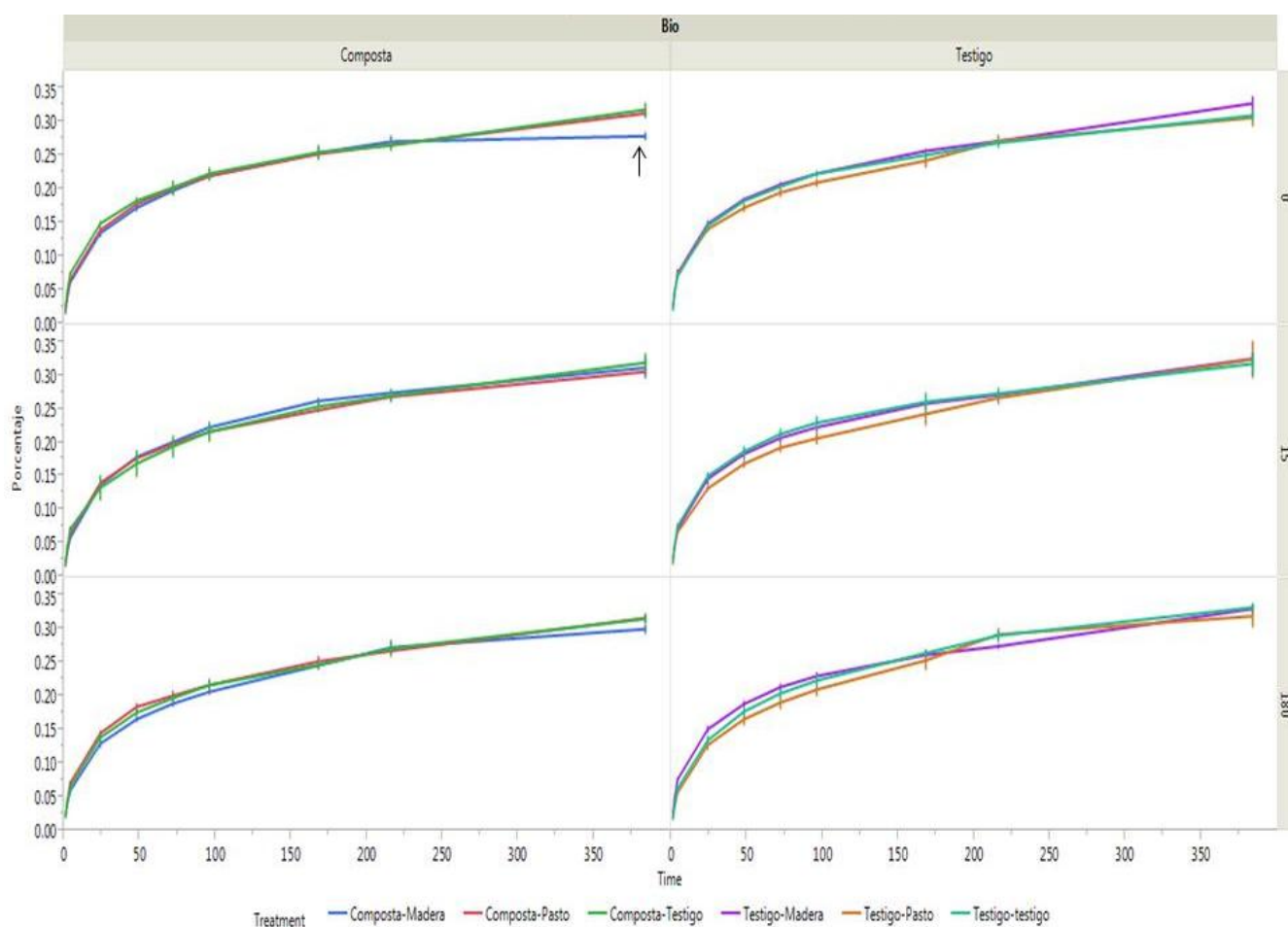


Figura 24. Cinéticas de Consumo de Glucosa del suelo sujeto a la aplicación de composta y diferentes fuentes de carbono en una Siembra de Maíz. Composta-Madera (líneas azules), Composta-Pasto (líneas rojas), Composta-Testigo (líneas verdes), Testigo-Madera (líneas moradas), Testigo-Pasto (líneas naranjas), Testigo-Testigo (líneas azul-verde). Media \pm Error Estándar. Valores sin flecha no tienen diferencia estadística $p < 0.05$.

En la Figura 25 se presentan los valores de ^{14}C remanente en el suelo a las 380 horas de incubación después de añadir la glucosa. No se pueden observar diferencias en ninguno de los tratamientos a los diferentes tiempos con un promedio de 0.001 ± 0.00004 al final del experimento.

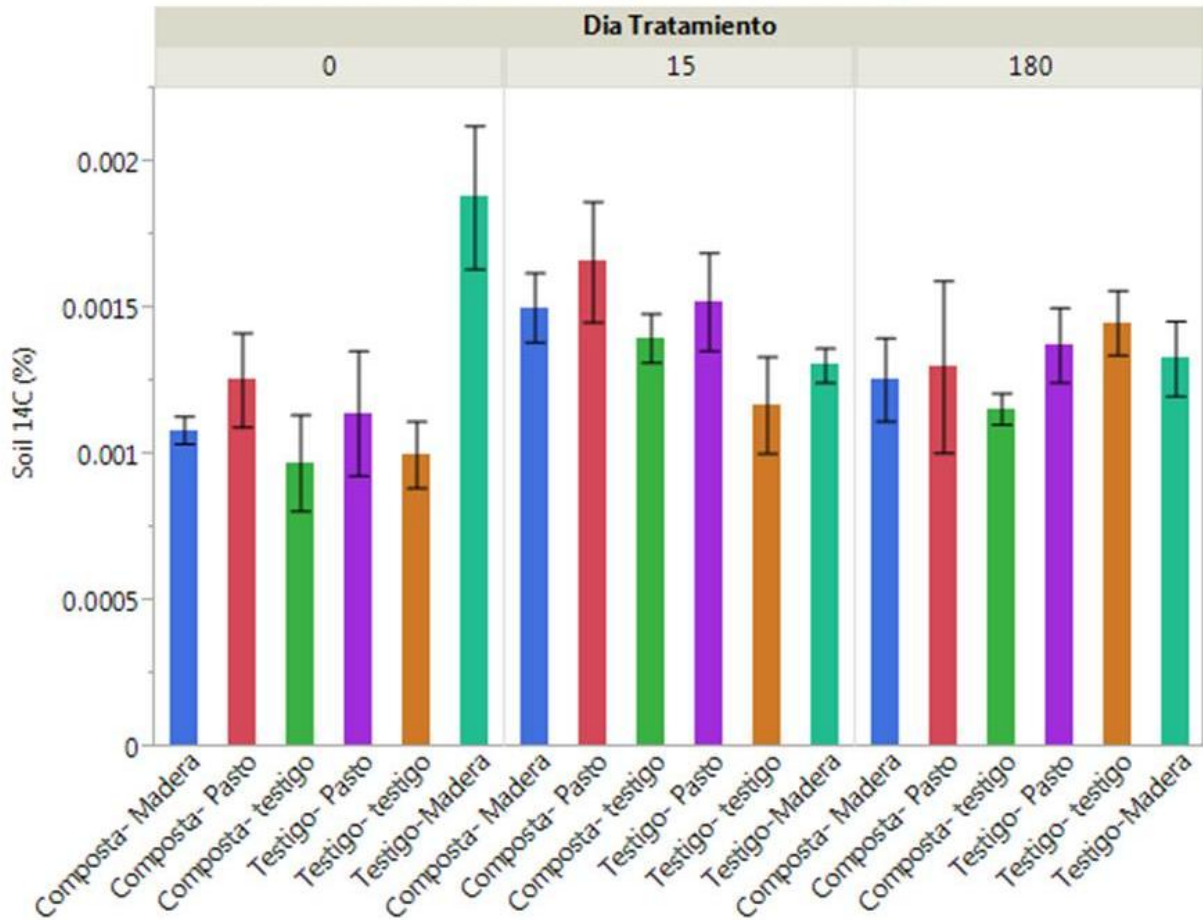


Figura 25. ^{14}C remanente en Suelo. Composta-Madera (Barra azul), Composta-Pasto (Barra roja), Composta-Testigo (Barra verde), Testigo-Madera (Barra morada), Testigo-Pasto (Barra naranja), Testigo-Testigo (Barra azul-verde). \pm Error Estándar. Los asteriscos marcan diferencias estadísticas con $\alpha= 0.05$. Media \pm Error Estándar. No hubo diferencia estadística $p < 0.05$.

Altura del Maíz

En la Figura 26 se presentan los valores de altura de las plantas al momento de la cosecha (180 días) en las diferentes parcelas experimentales. No se observó diferencia significativa entre ninguno de los tratamientos, se registró un promedio de 1.71 ± 0.03 m.

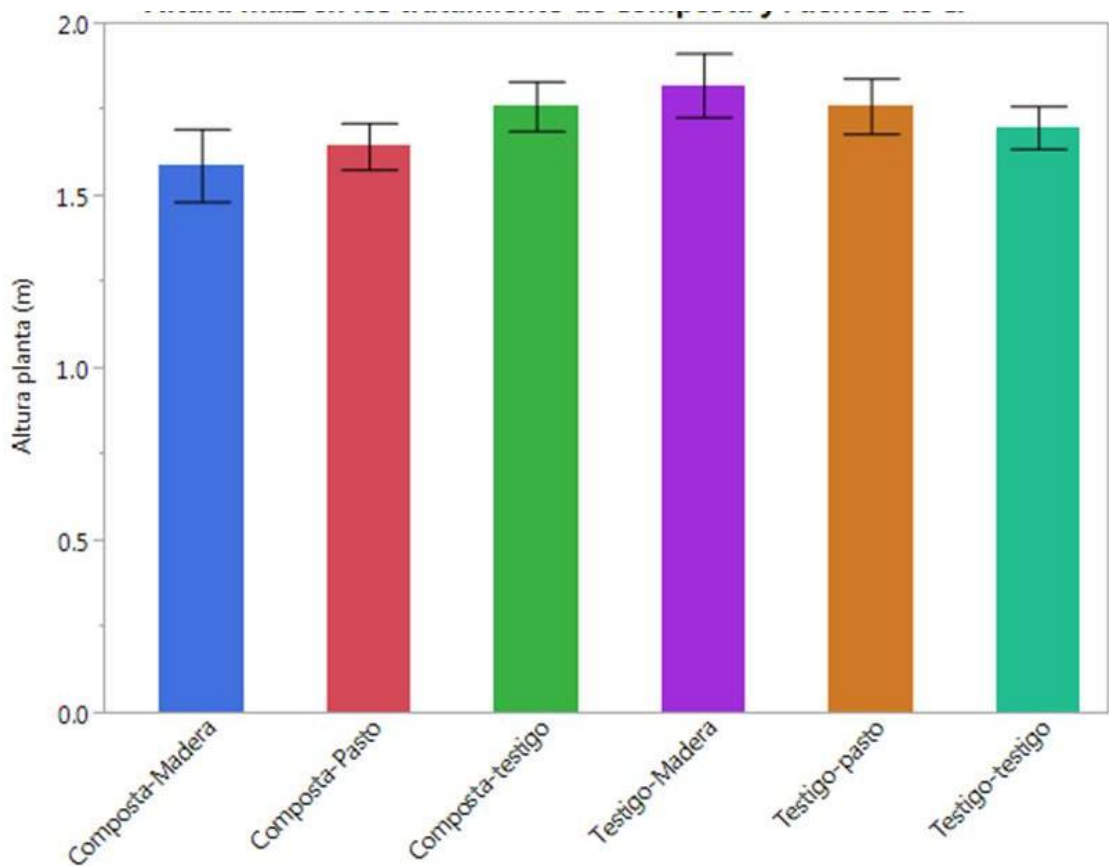


Figura 26. Altura del Maíz con diferentes fuentes de carbono en el suelo. Composta-Madera (Barra azul), Composta-Pasto (Barra roja), Composta-Testigo (Barra verde), Testigo-Madera (Barra morada), Testigo-Pasto (Barra naranja), Testigo-Testigo (Barra azul-verde). ± Error Estándar. Los asteriscos marcan diferencias estadísticas con $\alpha = 0.05$. Media ± Error Estándar. No hubo diferencia estadística $p < 0.05$.

Discusión

Objetivo 1: Monitoreo

Consideraciones para la fertilidad en las Chinampas

En este trabajo se observó un alto contenido de MOS, por encima del 5 %, en los diferentes agroecosistemas, por lo que puede considerarse un suelo con alto contenido de materia orgánica (Chung et al. 2010). En trabajos previos donde evaluaron sistemas agrícolas en comparación con Pasturas y con ecosistemas nativos se registró una menor cantidad de MOS en suelos de los sistemas agrícolas (Ellert & Bettany 1995). Estas diferencias refuerzan la idea de una divergencia en la capacidad de almacenamiento de C en diferentes agroecosistemas aun con el mismo tipo de suelo, Las diferencias en el contenido de MOS entre la Pastura Sana, el Huerto Biointensivo y la Siembra de Maíz pueden estar relacionadas a la presencia de un arado (Cuadro 6) en estos agroecosistemas en comparación con la Pastura. Esta disminución en la materia orgánica probablemente se encuentre asociada a una mayor mineralización de la misma por una mayor aereación (Lal 1993) (Cuadro 6 y 10). Mientras que las diferencias entre los dos Pasturas creemos pueden estar asociadas a la carga animal, la rotación del ganado y el tiempo de recuperación del pasto (Cuadro 6 y 10) que generan una mayor mineralización de la misma para mantener la disponibilidad de nutrientes en el caso de la Pastura degradada (Soussana et al. 2010; Hilimire 2012; Machmuller et al. 2015).

Con respecto a los nutrientes se observaron valores de P por encima de los considerados óptimos en todos los agroecosistemas, excepto para la Pastura degradada. Este aumento en la concentración de P puede estar asociado a una eutrofización de las fuentes de agua de riego y del suelo, enfatizando la necesidad de un manejo preciso de fertilizantes con P en el manejo agrícola (Whiters et al., 2014). En la Pastura degrada observamos una menor concentración de P puede estar se asociada a un sistema radicular menos extendido por lo que tiene menor posibilidad de transportar nutrientes de zonas inferiores del suelo (Picek et al. 2008). Lo que lleva a pensar, junto con un cambio en la tasa de crecimiento en invierno que el sistema radicular tiene un menor contacto con la fuente de agua (Rapport 1999).

Otro de los nutrientes donde se observaron diferencias fue en el caso del K.

Donde se vieron concentraciones muy bajas en todos los agroecosistemas en comparación de lo considerado óptimo (SEMARNAT 2002), esta diferencia puede estar ocasionando disminución en la producción de ciertos cultivos.

Como consideración en el manejo de nutrientes de los diferentes agroecosistemas es de suma importancia considerar el aporte de nutrientes del agua empleada para el riego ya que en el caso de muchas chinampas el agua de los canales presenta un alto contenido de N (Zambrano et al. 2009) y P por lo que la aplicación de dosis de fertilización extras a los agroecosistemas puede llegar a representar una fuente de eutrofización del agua y el ecosistema en general (Whiters et al. 2014).

Por otro lado, haciendo un análisis de las diferentes variables se considera que la Siembra de Maíz y la Pastura Degradada tienen un impacto negativo sobre la calidad del suelo. Disminuyendo el contenido de MOS, o la concentración de nutrientes como el K y P, generando una disminución en el tamaño y diversidad de las poblaciones microbianas en comparación con el Huerto Biointensivo o la Pastura Sana.

Los agroecosistemas y sus manejos en el ciclo de C

Debido a las limitaciones del estudio este comportamiento debe ser evaluado con mayor detalle en otras áreas del ANP para ver si presentan un comportamiento similar, tratando de encontrar determinantes semejantes a las que se identificaron en la Pastura Sana como posibles prácticas de relevancia en el comportamiento del suelo.

En este caso la diferencia entre la MOS en la Pastura Sana y el degradado se debe a una cuestión de manejo (Cuadro 6) ya que la Pastura degradada es ocupada por ganado vacuno sin un pastoreo controlado mientras que la Pastura Sana ha tenido borregos, aves de corral, recibe cortes periódicos con espacio de meses para su recuperación y tiene la presencia de hierbas arvenses. La constante presencia de ganado y la falta de diversidad en la Pastura degradada es lo que quizá ha llevado a una disminución en la MOS en la capa superficial de la Pastura degradada que se asocia a la mineralización para el uso de nutrientes bajo un corte constante, lo que a su vez ocasiona la atrofia en la formación de raíz en la Pastura (Follet et al. 2000; et al. 2001) lo que evita el acceso a nutrientes en capas inferiores (Hilimire 2012;

Soussana et al. 2010) así como un menor flujo de nutrientes en el suelo asociado a la disminución en la diversidad de la rizosfera. Evidencia de este fenómeno se puede ver en la concentración de N, P y K donde presentó valores menores así como una disminución en el porcentaje de MOS entre las Pasturas (Cuadro 10).

Los diferentes agroecosistemas evaluados presentaron algunas diferencias en cuanto a la concentración de materia orgánica (Cuadro 10). En particular la Pastura Sana mostró un porcentaje de MOS de 13 %. Este valor es superior a lo que se había reportado en trabajos anteriores para la capa 0-40 cm del suelo en diferentes áreas donde se encontraba en 10 % (Ramos-Bello & Cajuste, 2001) como ocurrió con los demás agroecosistemas (que contienen 10 %). Este aumento, en alrededor, del 3-4 % en la cantidad de C almacenado en los suelos es de importancia para la mitigación de las concentraciones de CO₂ (Minasny et al., 2017). Este fenómeno muestra la posibilidad de tener diferentes límites o (niveles) de MOS en relación al tipo de agroecosistema (Pastura vs Huerto Biointensivo y Siembra de Maíz) y al tipo de manejo dentro de un mismo agroecosistema (Pastura Sana vs Pastura Degradado) (Ingram & Fernandes 2001).

Entender las prácticas de manejo de relevancia para el desarrollo de sistemas de producción sustentables, en este caso en relación a la fijación y estabilización del CO₂ en estructuras vegetales y posteriormente en la MOS, ayudará al desarrollo de políticas de apoyo y soporte a los productores que estén generando un aumento en el porcentaje de MOS en el suelo como ya ocurren en algunos países como Australia o China, ayudando a disminuir las concentraciones de CO₂ y mitigar la contaminación en el Valle de México y ser un factor de mitigación del cambio climático, apoyando los objetivos de la Convención de las Naciones Unidas para discutir el Cambio Climático (COP21) y lograr reducir la concentración de CO₂ por debajo de 300 ppm (Minasny et al. 2017).

Dentro de la Siembra de Maíz y el Huerto Biointensivo creemos que la disminución en la MOS en comparación con la Pastura sana está asociada a la realización de un arado Cuadro 6. Inclusive aunque el arado es manual y tiene un menor impacto que un arado convencional con maquinaria agrícola o un subsolador, probablemente la aeración y pérdida de estructura lleva a una mayor fracción de la MOS disponible para su mineralización y la utilización de nutrientes almacenados (Lal 1993).

Metabolismo microbiano y emisión de CO₂

Un trabajo previo en el Parque Ecológico de Xochimilco (una zona exclusiva de conservación) se observaron diferencias en la emisión de los diferentes agroecosistemas en relación a la temporada en donde lograron observar una mayor emisión durante la temporada invernal (Ortiz-Cornejo et al. 2015).

Otro fenómeno de importancia para el manejo de las Pasturas es la frecuencia de las perturbaciones. En la Figura 17 se cuantifica la emisión de CO₂ en respuesta al levantamiento de la capa superficial de la Pastura observándose una mayor emisión en respuesta a esta perturbación y que corresponde a lo reportado (Follet et al. 2000). De manera que, mientras menos eventos de corte ocurran en el pasto menor será la emisión de CO₂ de la Pastura. Cabe mencionar la necesidad de estudiar este fenómeno con mayor profundidad para tener claridad en los efectos de corte sobre la Pastura en diferentes temporadas, con diferentes frecuencias de corte, tiempos de desarrollo sobre la Pastura y tipo de animal en pastoreo, entre otros.

La emisión de CO₂ por parte de la Pastura fue mayor en comparación con los demás agroecosistemas estudiados (Figura 16). Lo anterior puede estar asociado a una mayor emisión por parte de las raíces y no de las poblaciones microbianas ya que la biomasa microbiana de la Pastura, aunque presentó valores mayores que los demás agroecosistemas, no explican el aumento en la emisión. Aunado a esto los experimentos de mineralización de glucosa no mostraron una comunidad microbiana que consumiera una fuente de carbono muy lábil como la glucosa de forma diferencial al Huerto Biointensivo que presenta una emisión de CO₂ en campo menor que la Pastura (Figura 16, Cuadro 11).

Por otra parte la mineralización de glucosa marcada con ¹⁴C mostró que el suelo del agroecosistema donde se cultiva maíz tiene una comunidad bacteriana que presenta un uso menos agresivo de glucosa lo que puede estar asociado a una menor biomasa microbiana (Figura 18).

Uno de los eventos que afectó la emisión de CO₂ en todos los agroecosistemas fue la temporada del año (lluvia y sequía). Esto se puede deber a cambios en la humedad y temperatura en el suelo así como a procesos de disminución en la concentración de nutrientes y cambios en el metabolismo microbiano. Esto es de relevancia ya que las prácticas que permitan mantener

condiciones de mayor humedad a lo largo del año en los agroecosistemas probablemente ayuden a proteger a las poblaciones microbianas que están participando en los ciclos biogeoquímicos que ocurren en el suelo, mejorando la fertilidad del suelo y la resiliencia de las unidades de producción (Drenovsky et al. 2004; Williams & Rice 2007). Estrategias que complementen el suministro de agua en temporadas de sequía, donde los niveles de agua en los canales se ven reducidos, entre 0.5 –1 m probablemente tengan un impacto en los tiempos de producción dentro de las chinampas así como en la estabilidad de sus poblaciones microbianas. Este fenómeno debe de ser estudiado con mayor detalle para conocer todas las implicaciones que esto generaría.

Las poblaciones microbianas y sus beneficios

La composición de la mayoría de los agroecosistemas estuvo formada en su gran mayoría por bacterias Gram positivas y Gram Negativas. En menor medida, pero siendo un componente importante, se encuentran a los actinomicetos. A estos se les ha relacionado con procesos de descomposición de la materia orgánica y son organismos presentes en suelo de humedales (Zhao et al. 2012). También se consideran organismos altamente sensibles a los cambios en las condiciones del suelo, por lo que son un indicador de que las comunidades microbianas no se encuentran perturbadas (Cuadro 5 y Figura 19) (Anderson 2003).

El agroecosistema que mostró un menor tamaño de la comunidad microbiana así como una menor diversidad en los grupos que la conforman fue la Siembra de Maíz (Figura 19). A diferencia de los demás agroecosistemas que presentan una mayor cantidad de H. A. Micorrízicos y protozoarios los valores para este tipo de agroecosistema fueron menores (Figura 19). La presencia de H. A. micorrízicos se asocia a ventajas en la producción agrícola y en la estabilización de C en el suelo (Rillig & Mummey 2006) por lo que es un buen indicador de calidad en suelos al tener impacto en la salud de la planta mediante diferentes procesos como pueden ser: la síntesis de hormonas y sustancias orgánicas que promuevan el crecimiento, la solubilización del fosfato y la protección contra microorganismos patógenos y estrés hídrico (Evelin et al. 2009; Fritz et al. 2006). Se sugiere investigar el efecto de la población vegetal (biomasa por m²) sobre el contenido de Nitrogeno en el suelo y su relación con la actividad microbiana, en especial de micorrizas que se han

asociado a sistemas de producción orgánica.

En el caso del Huerto Biointensivo la comunidad bacteriana parece estar inmovilizando parte de los nutrientes que en los demás agroecosistemas se encuentran libres. En la Figura 15 se puede observar una menor cantidad de NO_3^- aunque el contenido de N total no tiene diferencia con la Siembra de Maíz y la Pastura Degradado (Cuadro 10). Mientras que la Pastura sana mostró valores mayores en el contenido de N, el tamaño de la población microbiana fue mayor y su concentración de NO_3^- fue similar a la de la Siembra de Maíz (Figura 15, Cuadro 10). Se piensa que este aumento en la biomasa microbiana por parte del Huerto Biointensivo está ocasionando una disminución en la concentración de NO_3^- y NH_4^+ en comparación con la Siembra de Maíz (Cuadro 10 y 11) aunado a la presencia de una mayor cantidad de protozoarios, relacionados con el reciclamiento y el movimiento de nutrientes en la cadena trófica (Bonkowski 2004) ambas son consideraciones en el manejo de los nutrientes en el Huerto Biointensivo que podrían estar afectando la disponibilidad de N. Otra posibilidad es que la comunidad microbiana esté funcionando como un reservorio de nutrientes que promueve una liberación lenta y constante a lo largo del cultivo.

Tomando en cuenta la longevidad de la Tierra los microorganismos han sido uno de los principales encargados de su transformación: su papel en el desarrollo de las condiciones actuales es indiscutible y hoy en día continúan siendo los ocupan todos los rincones de la Tierra y participan en la mayoría de los procesos que en esta ocurren (Alberts et al. 2012). Se han propuesto pocos modelos matemáticos siguiendo cinéticas de Michaelis-Menden para predecir cambios en las cantidades de carbono consumido por los microorganismos y el efecto de la temperatura sobre el ciclo del C así como para el estudio del suelo en general. (Schimel 2013). Es sorprendente como a pesar de saber el papel de los microorganismos en los diferentes ciclos no se les ha incluido en los modelos para predecir y explicar los cambios en los reservorios de carbono y de diferentes nutrientes que ocurrirán en los próximos años debido al calentamiento global o a perturbaciones por factores antrópicos y biológicos en el suelo.

En trabajos previos por medio de técnicas de DNA identificaron la presencia de grupos de bacterias presentes (Embarcadero-Jiménez et al., 2014 y 2016). El análisis de PLFA's y de parámetros fisiológicos de la comunidad microbiana no habían sido explorados antes en este tipo de suelos.

Posibilidades a futuro

Como una posibilidad para tratar de mejorar la capacidad de las Pasturas para almacenar C sería interesante la aplicación de composta, lodos y residuos orgánicos. Uno de los Pasturas fue el que presentó un mayor potencial de estabilización de C en suelo a diferencia de los otros manejos (Cuadro 10) mostrando la posibilidad de formas de manejo con mayor capacidad de almacenamiento de C en el suelo de diferentes agroecosistemas (Foster & Gross 1998; Ryals & Silver 2011).

Otro factor que sería interesante evaluar e implementar para mejorar la capacidad del sistema de Huerto Biointensivo no usa arado en su manejo. Existen estrategias con grandes aplicaciones de compostas y el uso de arados muy espaciado siguiendo las mismas estrategias de un Huerto Biointensivo sin el uso del doble excavado para zona de Siembra (Baker et al., 2007) y ver si una estrategia de cero arado con el tiempo lleva a un aumento en los porcentaje de MOS y aportar a la disminución del límite en la saturación de C (Lal 2010).

Un análisis más profundo de las diferentes fracciones de la MOS asociadas a los agregados del suelo ayudaría a brindar una respuesta a la disminución en la fracción de la MOS y saber si es debido a la perdida de agregación y un mayor acceso de las fuentes lábiles o a un mayor consumo de MOS recalcitrante (Lehman, J. & Kleber, M., 2015), aclarando que fracciones de la MOS son las que están disminuyendo en el caso del Huerto Biointensivo, la Siembra de Maíz y las Pastura Degrada en comparación con la Pastura Sana.

Un ecosistema que no fue evaluado debido a las dificultades metódicas fue el canal; y que debido a las prácticas de chinampería tradicional se encuentran relacionado con la labor en tierra firme. Esto curre por medio de la traslocación activa de los lodos, sedimentos ricos en nutrientes y plantas acuáticas agregadas a la superficie terrestre como estrategia de abono ayudando a la par a mantener sus zonas de tránsito (Zambrano et al., 2009).

Los canales representan una parte importante del ecosistema y su limpieza y aprovechamiento es fundamental para la conservación del área, por lo que conocer su participación en el ciclo del C, en especial en la formación de CH₄ como producto de la descomposición anaerobia de la materia orgánica en el fondo del canal

(Whiting & Chanton 2001) daría una visión más integral del papel que está jugando el ANP en la emisión de varios gases de efecto invernadero y no sólo del CO₂.

Para finalizar, es importante en el futuro estudiar el C que se encuentra almacenado en la fitomasa arbórea y en la rizosfera (durante este trabajo fue imposible realizar estas estimaciones) y contemplar estos valores a la hora de considerar la capacidad de un sistema para almacenar C (Tilman et al., 2002; Verchot et al. 2007; Nair 2011) nos daría una visión más integral del papel que pueden jugar en el ciclo del C.

También vale la pena mencionar el componente social que tiene influencia en las prácticas realizadas en el ANP. En primer lugar, la mayoría de los productores dentro de la zona son pequeños productores, la ganadería ha tenido un aumento progresivo en la zona debido al abandono y a la falta de supervisión a pesar de que esta actividad se encuentra prohibida en los lineamientos de manejo de esta ANP (GDF 2006a; GDF 2006b). También es importante considerar que el método de producción más apegado a las prácticas culturales prehispánicas de chinampería se encuentra dentro del Huerto Biointensivo donde el uso de lodos provenientes del canal como fertilizantes y el uso de especies acuáticas para acolchado y elaboración de insumos agrícolas reflejan un mayor parecido entre estos métodos y mantienen una mayor diversidad en el ecosistema que la Pastura (Figura 19 y Cuadro 11).

Objetivo 2

Dentro de los experimentos de mineralización de glucosa cambios en la emisión de CO₂ marcado radioactivamente, en donde la inoculación con composta en el tratamiento Composta-Madera generó un cambio en el comportamiento de la comunidad microbiana posterior a la aplicación del tratamiento (Figura 24). Es importante mencionar que este tratamiento también generó una mayor emisión de CO₂ en campo (Figura 22). Se infiere que este aumento en la emisión en campo y los cambios en la mineralización de glucosa marcada radioactivamente se encuentran relacionados a la aplicación combinada de composta y una fuente más recalcitrante de carbono (Kimetu & Lehman 2010). En trabajos previos se ha reportado que fuentes de C con un mayor contenido de ligninas (mayor grado de recalcitrancia) presentan una mayor emisión debido a su proceso de degradación (Stewart et al. 2015). También sería interesante repetir el ensayo con abonos con un alto contenido de N como es el caso del bokashi y/o mayores cantidades de composta para ver los cambios en las poblaciones microbianas en relación a los diferentes nutrientes e inóculos empleados (Berg 2009; Paustian et al. 2016.)

No hubo diferencias significativas en la altura del maíz en respuesta a los tratamientos. Este fenómeno puede estar explicado por el bajo contenido de N en los tratamientos (y que el efecto de las fuentes de carbono no tuvo incidencia en el desarrollo de las plantas). Esto concuerda con trabajos previos en donde se evaluó el efecto de ciertos tratamientos sobre del maíz y se concluyó que debido a la profundidad de las raíces de este cultivo es posible no llegar a ver los efectos en el desarrollo y rendimiento del mismo ya que tiene la posibilidad de acceder a zonas más profundas en el suelo y a nutrientes que para otros cultivos no es posible acceder (Farrar. J. y cols 2003; Fatunbi, A. O. & Ncube, L., 2009).

Debido a la alta variabilidad que presentaron las muestras en las concentraciones de NH₄⁺ y NO₃⁻ no se observó cambios en la concentración de estos nutrientes en los diferentes tratamientos. En parte esta variabilidad se debe a un manejo inadecuado de las que se analizaron en tiempos posteriores a lo recomendado (más de 6 meses). Por esta razón se tomó la decisión de no analizar la PLFA en estas muestras y sólo realizar los estudios metabólicos.

En la emisión de CO₂ observamos diferencias significativas en el tratamiento con Composta-Madera (Figura 23). Este aumento en la emisión no se relaciona a

una mayor FL, como se puede ver en la Figura 25. Aunado a esto la variabilidad inicial de la FL no permitió obtener resultados con diferencias estadísticas aunque se logra observar que en la mayoría de los tratamientos se presenta un aumento en la FL en los primeros 15 días y vuelve a valores similares hacia los 180 días. Esto es importante en las consideraciones de manejo ya que se cree que por tener un suelo orgánico los niveles de MOS accesible, en especial de la FL, se va a encontrar en niveles muy altos y nuestros resultados muestran que esto puede no ser así.

Conclusiones

Objetivo 1

- La Pastura Sana presentó un mayor porcentaje de MOS en comparación con el Huerto Biointensivo, la Siembra de Maíz y la Pastura Degradado.
- Existen diferencias por temporada en la emisión de CO₂ por parte del suelo en los diferentes agroecosistemas.
- El perfil de nutrientes mostró valores similares para los agroecosistemas excepto en el caso de la Pastura degradada que presentó un menor contenido de MOS, N, P, K respecto a los demás agroecosistemas.
- Todos los agroecosistemas mostraron contenidos muy bajos de K.
- El Huerto Biointensivo, La Siembra de Maíz y la Pastura Sana mostraron valores de concentración de P muy elevados en comparación a las recomendaciones de calidad de suelo en parcelas agrícolas.
- La Siembra de maíz fue el agroecosistema la que presentó una mayor cantidad de NO₃⁻ y la Pastura sana una mayor capacidad para la formación de NH₄⁺.
- Las poblaciones microbianas se vieron modificadas de acuerdo al tipo de agroecosistema, siendo el Huerto Biointensivo el que presentó mejores marcadores microbianos con una mayor diversidad y presencia de organismos benéficos para la producción agrícola.
 - El Huerto mostró un mayor contenido de AM que son de particular interés para el ciclo del C en el suelo así como una tasa mayor en la relación presa-predador.
 - La Siembra de Maíz tuvo valores menores de diversidad y biomasa microbiana en comparación con el Huerto Biointensivo y la Pastura Sana.
 - Las poblaciones microbianas que se encuentran en mayor medida en todos los agroecosistemas son las Gram N., Gram P y Actinomicetos.

- Existen diferencias entre las AM y los protozoarios entre los agroecosistemas en donde el Huerto Biointensivo fue el que presentó una mayor proporción.
- En el experimento con glucosa marcada radioactivamente el agroecosistema donde se Siembra maíz, mostró una menor capacidad para mineralizar glucosa después de 100 horas de haber iniciado el ensayo.

Objetivo 2

- El tratamiento de Composta-Madera genera una mayor emisión de CO_2 e en relación a los demás tratamientos.
- La alta variabilidad en la concentración de NO_3^- y la formación de NH_4^+ no permite realizar ninguna conclusión con respecto a la dinámica del N.
- Se observó un efecto sobre la mineralización de glucosa radioactiva en el tratamiento Composta-Madera en donde previo al tratamiento se registra una menor mineralización que en los tiempos posteriores no se presenta.
- No se observaron diferencias significativas en la altura de la planta, FL en ninguno de los tratamientos.

Bibliografía

- Alberts, B. (2012). *Molecular Biology of the Cell* 5th ed. B. Alberts et al., eds., New York: Garland Science.
- Altieri, M. A., (1989). Agroecology: A New Research and Development Paradigm for World Agriculture. *Ecosystems and Environment Elsevier Science Publishers B.*, V, 27, pp.37–46.
- Anderson, T. H., (2003). Microbial eco-physiological indicators to assess soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 98 (1-3), pp.285–293.
- Atkins, C. A., (1984). Efficiencies and inefficiencies in the legume/Rhizobium symbiosis-A review. *Plant and Soil*.
- Bååth, E., & Anderson, T. H. (2003). Comparison of soil fungal/bacterial ratios in a pH gradient using physiological and PLFA-based techniques. *Soil Biology and Biochemistry*, 35 (7), pp. 955-963.
- Baker, J. M., Ochsner, T. E., Venterea, R. T., & Griffis, T. J. (2007). Tillage and soil carbon sequestration- What do we really know? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 118 (1), pp. 1-5.
- Bardgett, R. D. & Shine, A., (1999). Linkages between plant litter diversity, soil microbial biomass and ecosystem function in temperate grasslands. *Soil Biology and Biochemistry*, 31, pp.317–321.
- Barea, J. M., Navarro, E. & Montoya, E., (1976). Production of Plant Growth Regulators by Rhizosphere Phosphate-solubilizing Bacteria. , 40, pp.129–134.
- Bejarano, C. & Restrepo, J., (2002). Abonos Orgánicos, Fermentados Tipo Biofertilizantes. *Caldos Minerales y Biofertilizantes*, p. 43.
- Bending, G. D., Turner, M.K. & Jones, J. E., (2002). Interactions between crop residue and soil organic matter quality and the functional diversity of soil microbial communities. *Soil Biology and Biochemistry*, 34 (8), pp.1073–1082.
- Berg, G., (2009). Plant-microbe interactions promoting plant growth and health: Perspectives for controlled use of microorganisms in agriculture. *Applied*

Microbiology and Biotechnology.

- Bertoldi, M., Vallini, G. & Pera, A. (1983). The Biology of Composting: a Review. *Waste Management & Research*, 1 (1), pp.157–176.
- Bolan, N., Kunhikrishnan, A., Thangarajan, R., Kumpiene, J., Park, J., Makino, T., & Scheckel, K. (2014). Remediation of heavy metal (loid) s contaminated soils—to mobilize or to immobilize? *Journal of Hazardous Materials*, 266, pp. 141-166.
- Bonkowski, M. (2004). Protozoa and plant growth: the microbial loop in soil revisited. *New Phytologist*, 162 (3), pp. 617-631.
- Bussière, F. & Cellier, P., (1994). Modification of the soil temperature and water content regimes by a crop residue mulch: experiment and modelling. *Agricultural and Forest Meteorology*, 68 (1-2), pp.1–28.
- Buyer, J.S. & Sasser, M. (2012). High throughput phospholipid fatty acid analysis of soils. In *Applied Soil Ecology* 61, pp. 127-130.
- Canabal-Cristiani, B.C., (1997). *Xochimilco Una Identidad Recreada* Primera. Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), ed., Ciudad de México: Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).
- Cahyani, V. R., Matsuya, K., Asakawa, S., & Kimura, M. (2003). Succession and phylogenetic composition of bacterial communities responsible for the composting process of rice straw estimated by PCR-DGGE analysis. *Soil Science and Plant Nutrition*, 49 (4), pp. 619-630.
- Caraballo Perichi, C., (2006). *Resumen del plan integral y estructura de gestión del polígono de Xochimilco, Tláhuac y Milpa Alta Inscrito en la lista del Patrimonio Mundial de la UNESCO*, Ciudad de México.
- Chapa, C. & Guerrero, R., (2010). Eutrofización: abundancia que mata. *¿Cómo ves?*, pp. 22–25.
- Chen, R., Senbayram, M., Blagodatsky, S., Myachina, O., Dittert, K., Lin, X., & Kuzyakov, Y. (2014). Soil C and N availability determine the priming effect: microbial N mining and stoichiometric decomposition theories. *Global change biology*, 20 (7), pp. 2356-2367.
- Chen, Y., Wen, X., Sun, Y., Zhang, J., Wu, W., & Liao, Y. (2014). Mulching practices

altered soil bacterial community structure and improved orchard productivity and apple quality after five growing seasons. *Scientia Horticulturae*, 172, pp. 248-257.

Christensen, N. W., & Mellbye, M. E. (2006). Validation and recalibration of a soil test for mineralizable nitrogen. *Communications in soil science and plant analysis*, 37(15-20), 2199-2211.

Chung, H., Ngo, K. J., Plante, A., & Six, J. (2010). Evidence for carbon saturation in a highly structured and organic-matter-rich soil. *Soil Science Society of America Journal*, 74 (1), pp. 130-138.

Compant, S., Clément, C., & Sessitsch, A. (2010). Plant growth-promoting bacteria in the rhizo- and endosphere of plants: their role, colonization, mechanisms involved and prospects for utilization. *Soil Biology and Biochemistry*, 42 (5), pp. 669-678.

Conant, R. T., Paustian, K., & Elliott, E. T. (2001). Grassland management and conversion into grassland: effects on soil carbon. *Ecological applications*, 11 (2), pp. 343-355.

Conde, E., Cardenas, M., Ponce-Mendoza, A., Luna-Guido, M. L., Cruz-Mondragón, C., & Dendooven, L. (2005). The impacts of inorganic nitrogen application on mineralization of 14 C-labelled maize and glucose, and on priming effect in saline alkaline soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(4), 681-691.

Cordero, F.O., (2009). *Desertificación, Sodificación y Rehabilitación de un área productora de hortaliza en el ejido de Mixquic, Tlahuac, Distrito Federal*. Universidad Autónoma Metropolitana.

de Faccio Carvalho, P. C., Anghinoni, I., de Moraes, A., de Souza, E. D., Sulc, R. M., Lang, C. R., ... & de Lima Wesp, C. (2010). Managing grazing animals to achieve nutrient cycling and soil improvement in no-till integrated systems. *Nutrient Cycling in Agroecosystems*, 88 (2), pp. 259-273.

Diaz-Ramirez, I. J., Escalante-Espinosa, E., Favela-Torres, E., Gutiérrez-Rojas, M., & Ramírez-Saad, H., (2008). Design of bacterial defined mixed cultures for biodegradation of specific crude oil fractions, using population dynamics analysis by DGGE. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 62 (1), pp.

21-30.

- Downie, A. E., Van Zwieten, L., Smernik, R. J., Morris, S., & Munroe, P. R. (2011). Terra Preta Australis: Reassessing the carbon storage capacity of temperate soils. *Agriculture, ecosystems & environment*, 140 (1), pp. 137-147.
- Drenovsky, R. E., Vo, D., Graham, K. J., & Scow, K. M. (2004). Soil water content and organic carbon availability are major determinants of soil microbial community composition. *Microbial Ecology*, 48(3), 424-430.
- Ellert, B. H., & Bettany, J. R. (1995). Calculation of organic matter and nutrients stored in soils under contrasting management regimes. *Canadian Journal of Soil Science*, 75 (4), pp. 529-538.
- Embarcadero-Jiménez, S., Yang, F. L., Freye-Hernández, R., Trujillo-Cabrera, Y., Orduña, F. N. R., Yuan, H. L., & Wang, E. T. (2014). An Improved Protocol for Extraction of Metagenomic DNA from High Humus, Alkaline and Saline Soil of Chinampa for T-RFLP Fingerprinting Analysis.
- Embarcadero-Jiménez, S., Rivera-Orduña, F. N., & Wang, E. T. (2016). Bacterial communities estimated by pyrosequencing in the soils of chinampa, a traditional sustainable agro-ecosystem in Mexico. *Journal of soils and sediments*, 16 (3), pp. 1001-1011.
- Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of botany*, 104 (7), pp. 1263-1280.
- Evenson, R. E. & Gollin, D., (2003). Assessing the Impact of the Green Revolution, 1960 to 2000, pp. 758.
- Ezcurra, E., Rapoport, E. & Halffter, G., 1988. De las Chinampas a la Megalópolis.
- Farrar, J., Hawes, M., Jones, D., & Lindow, S. (2003). How roots control the flux of carbon to the rhizosphere. *Ecology*, 84 (4), pp. 827-837.
- Fatunbi, A. O., & Ncube, L. (2009). Activities of effective microorganism (EM) on the nutrient dynamics of different organic materials applied to soil. *American-Eurasian Journal of Agronomy*, 2 (1), pp. 26-35.
- Feller, C., Blanchart, E., Bernoux, M., Lal, R., & Manlay, R. (2012). Soil fertility concepts over the past two centuries: the importance attributed to soil organic

- matter in developed and developing countries. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 58(sup1), S3-S21.
- Feng, G., Zhang, F., Li, X., Tian, C., Tang, C., & Rengel, Z. (2002). Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza*, 12 (4), pp. 185-190.
- Ferguson, R. S. & Lovell, S.T., (2014). Permaculture for agroecology: Design, movement, practice, and worldview. A review. *Agronomy for Sustainable Development*.
- Fernández, D. A., Roldán, A., Azcón, R., Caravaca, F., & Bååth, E. (2012). Effects of water stress, organic amendment and mycorrhizal inoculation on soil microbial community structure and activity during the establishment of two heavy metal-tolerant native plant species. *Microbial ecology*, 63 (4), pp. 794-803.
- Fierer, N., Leff, J. W., Adams, B. J., Nielsen, U. N., Bates, S. T., Lauber, C. L., ... & Caporaso, J. G. (2012). Cross-biome metagenomic analyses of soil microbial communities and their functional attributes. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 109 (52), pp. 21390-21395.
- Fischer, K. S., Edmeades, G. O., & Johnson, E. C. (1989). Selection for the improvement of maize yield under moisture-deficits. *Field Crops Research*, 22 (3), pp. 227-243.
- FitzPatrick, E.A., 1996. *Introducción a la Ciencia de los Suelos* Primera. Trillas, ed., Ciudad de México: Trillas.
- Foley, J. A., DeFries, R., Asner, G. P., Barford, C., Bonan, G., Carpenter, S. R., & Helkowski, J. H. (2005). Global consequences of land use. *Science*, 309(5734), 570-574.
- Follett, R. F., & Kimble, J. M. (Eds.). (2000). *The potential of US grazing lands to sequester carbon and mitigate the greenhouse effect*. CRC press.
- Fontaine, S., Mariotti, A., & Abbadie, L. (2003). The priming effect of organic matter: a question of microbial competition? *Soil Biology and Biochemistry*, 35 (6), pp. 837-843.
- Fortis-Hernández, M., Salazar-Sosa, E., Orona-Castillo, I., Léos-Rodríguez, J. A.,

- Rodríguez-Ríos, J. C., García-Galindo, L., & Chavarría-Galicia, J. A. (2007). Normas de aplicación de estiércol bovino al suelo. *Uso y aprovechamiento de abonos orgánicos e inocuidad. Facultad de Agricultura y Zootecnia de la UJED, Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, COCyTED, México.*
- Foster, B. L., & Gross, K. L. (1998). Species richness in a successional grassland: effects of nitrogen enrichment and plant litter. *Ecology*, 79 (8), pp. 2593-2602
- Fritz, M., Jakobsen, I., Lyngkjær, M. F., Thordal-Christensen, H., & Pons-Kühnemann, J. (2006). Arbuscular mycorrhiza reduces susceptibility of tomato to *Alternaria solani*. *Mycorrhiza*, 16 (6), p. 413.
- Frostegård, Å., Tunlid, A., & Bååth, E. (1991). Microbial biomass measured as total lipid phosphate in soils of different organic content. *Journal of Microbiological Methods*, 14(3), 151-163.
- Galli, A., Wackernagel, M., Iha, K., & Lazarus, E. (2014). Ecological footprint: Implications for biodiversity. *Biological Conservation*, 173, pp. 121-132.
- García Espinosa, A.C. & Mazari Hiriart, M., (1995). Pueblos Indígenas de México y Agua : Xochimilcas. *Atlas de Culturas del Agua en América Latina y el Caribe*, p.31.
- Gobierno del Distrito Federal (GDF), (2006a). *Gaceta Oficial Del Distrito Federal*, México. 11 de Enero de 2006. No 5. pp. 2-45.
- Gobierno del Distrito Federal (GDF), (2006b). *Gaceta Oficial Del Distrito Federal*, 8 de Diciembre de 2006, No 2. pp. 14-72.
- Gobierno del Distrito Federal (GDF), (2000). *Gaceta Oficial Del Distrito Federal*, México.: 1 de Agosto de 2000. No 139. pp 2-90.
- Gómez Cruz, M. Á., Schwentesius Rindermann, R., Ortigoza Rufino, J., Gómez Tovar, L., May Tzun, V., López Reyes, U. I., & Jorge, A. (2010). *Agricultura, apicultura y ganadería orgánicas de México-2009: estado actual, retos, tendencias* (No. 630.972 A3 2009).
- Gómez-Sagasti, M. T., Alkorta, I., Becerril, J. M., Epelde, L., Anza, M., & Garbisu, C. (2012). Microbial monitoring of the recovery of soil quality during heavy metal phytoremediation. *Water, Air, & Soil Pollution*, 223 (6), pp. 3249-3262.

- González Carmona, E., & Torres Valladares, C. I. (2014). La sustentabilidad agrícola de las chinampas en el valle de México: caso Xochimilco. *Revista Mexicana de Agronegocios*, 18 (34), pp. 699-709.
- Gougoulias, C., Clark, J. M. & Shaw, L. J., (2014). The role of soil microbes in the global carbon cycle: Tracking the below-ground microbial processing of plant-derived carbon for manipulating carbon dynamics in agricultural systems. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94 (12), pp. 2362–2371.
- Hartman, W. H., Richardson, C. J., Vilgalys, R., & Bruland, G. L. (2008). Environmental and anthropogenic controls over bacterial communities in wetland soils. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 105 (46), pp. 17842-17847.
- Hartman, W.H. & Richardson, C. J., (2013). Differential Nutrient Limitation of Soil Microbial Biomass and Metabolic Quotients (qCO₂): Is There a Biological Stoichiometry of Soil Microbes? *PLoS ONE*.
- Hawken, P., & Rand, E. (2014). Sustainable revolution: Permaculture in ecovillages, urban farms, and communities worldwide. North Atlantic Books.
- Hensel, J. & Restrepo, J., (2009). Manual Práctico De Agricultura Orgánica Y Panes De Piedra. , p. 318.
- Hernández-Rodríguez, O. A., Ojeda-Barrios, D. L., López-Díaz, J. C., & Arras-Vota, A. M. (2010). Abonos orgánicos y su efecto en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. *Tecnociencia. Chihuahua*, 4, pp. 1-6.
- Hernández, M.E., (2010). Wetland Soils as Carbon Sinks and Sources of Methane. *Terra Latinoamericana*, 28(2), pp.139–147.
- Herrán, J., Torres, R. R. S., & Rojo, G. E. (2008). Importancia de los abonos orgánicos. *Ra Ximhai*, 4 (1), pp. 57-67.
- Hilimire, K. (2012). The grass is greener: Farmers' experiences with pastured poultry. *Renewable Agriculture and Food Systems*, 27 (3), pp. 173-179.
- Hill, P. W., Marshall, C., Williams, G. G., Blum, H., Harmens, H., Jones, D. L., & Farrar, J. F. (2007). The fate of photosynthetically-fixed carbon in Lolium perenne grassland as modified by elevated CO₂ and sward management. New

- Phytologist, 173(4), 766-777.
- Hinsinger, P., (2001). Bioavailability of soil inorganic P in the rhizosphere as affected by root-induced chemical changes: a review. *Plant and Soil*, 237, pp.173–195.
- Ibarra-Sanchez, C., (2010). *Diversidad de bacterias fijadoras de nitrógeno aisladas de suelo de Chinampa y su efecto en plantas de interés agrícola*. Instituto Politécnico Nacional (IPN).
- Ikkonen, E. (2012). production in anthropogenic Chinampas soils in Mexico City. *SJSS*, 2 (2), p. 62.
- Ingelmo, F., Molina, M. J., Soriano, M. D., Gallardo, A., & Lapeña, L. (2012). Influence of organic matter transformations on the bioavailability of heavy metals in a sludge based compost. *Journal of environmental management*, 95, S104-S109.
- Ingham, E. R., (2005). *The Compost Tea Brewing Manual*. , p. 79.
- Ingram, J. S. I. & Fernandes, E. C. M., (2001). Managing carbon sequestration in soils: Concepts and terminology. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 87 (1), pp.111–117.
- Insam, H., (2001). Developments in soil microbiology since the mid 1960s. *Geoderma*.
- Insam, H. & Domsch, K.H., (1988). Relationship Between Soil Organic Carbon and Microbial Biomass Chronosequences of Reclamation Sites J. Sobocka, ed. *Microbial Ecology*, 15 (1), pp. 177–188.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), (2012). *México en cifras*.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), (2009). *Prontuario de información geográfica delegacional de los Estados Unidos Mexicanos Xochimilco, Distrito Federal*, Ciudad de México.
- Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC). (2015). *Climate Change 2014: Mitigation of Climate Change (Vol. 3)*. Cambridge University Press.
- IUSS Working Group WRB, (2014). *World reference base for soil resources 2014. International soil classification system for naming soils and creating legends for*

soil maps,

- Jafari, N., (2010). Ecological and socio-economic utilization of water hyacinth (*Eichhornia crassipes* Mart Solms). *Journal of Applied Sciences and Enviromental Management*, 90(June), pp.43–49.
- Javid, A., (2010). Genetic Engineering, Biofertilisation, Soil Quality and Organic Farming. *Genetic Engineering, Biofertilisation, Soil Quality and Organic Farming, Sustainable Agriculture*, 4, pp. 347–369.
- Jeavons, J., (1974). *Cultivo Biointesivo de Alimentos* J. M. Martínez Valdez & A. Guzmán Salinas, eds., Willits: Acology Action of the Midpenindula.
- Jenkinson, D.S., Fox, R.H. & Rayner, J.H., (1985). Interactions between fertilizer nitrogen and soil nitrogen—the so-called “priming” effect. *Journal of Soil Science*, 36, pp. 425–444.
- Jones, D. L., Nguyen, C., & Finlay, R. D. (2009). Carbon flow in the rhizosphere: carbon trading at the soil–root interface. *Plant and Soil*, 321(1-2), pp. 5-33.
- Kane, D., (2015). Carbon Sequestration Potential on Agricultural Lands : A Review of Current Science and Available Practices, (November).
- Kimetu, J. M., & Lehmann, J. (2010). Stability and stabilisation of biochar and green manure in soil with different organic carbon contents. *Soil Research*, 48(7), pp. 577-585.
- Kong, A. Y., Six, J., Bryant, D. C., Denison, R. F., & Van Kessel, C. (2005). The relationship between carbon input, aggregation, and soil organic carbon stabilization in sustainable cropping systems. *Soil Science Society of America Journal*, 69(4), pp. 1078-1085.
- Krasilnikov, P., García-Calderón, N.E. & Ramos-Bello, R., (2011). Artificial chinampas soils of Mexico city: their properties and salinization hazards. *Spanish Journal of Soil Science*, 1(1), pp.70–85.
- Kumari, N., Srivastava, A., Bhargava, P., & Rai, L. (2009). Molecular approaches towards assessment of cyanobacterial biodiversity. *African Journal of Biotechnology*, 8 (18).
- Lal, R. (1993). Tillage effects on soil degradation, soil resilience, soil quality, and

- sustainability. *Soil and Tillage Research*, 27 (1-4), pp. 1-8.
- Lal, R., (2010). Enhancing Eco-efficiency in Agro-ecosystems through Soil Carbon Sequestration. *Crop Science*, 50(Supplement 1), p.S–120–S–131.
- Lee, J., (2010). Effect of application methods of organic fertilizer on growth, soil chemical properties and microbial densities in organic bulb onion production. *Scientia Horticulturae*, 124 (3), pp. 299–305.
- Le Quéré, C., Moriarty, R., Andrew, R. M., Canadell, J. G., Sitch, S., Korsbakken, J. I., & Houghton, R. A. (2015). Global carbon budget 2015. *Earth System Science Data*, 7 (2), pp. 349-396.
- Lehmann, J., & Kleber, M. (2015). The contentious nature of soil organic matter. *Nature*, 528(7580), pp. 60-68.
- Machmuller, M. B., Kramer, M. G., Cyle, T. K., Hill, N., Hancock, D., & Thompson, A. (2015). Emerging land use practices rapidly increase soil organic matter. *Nature communications*, 6, p. 6995.
- Mader, P., (2002). Soil Fertility and Biodiversity in Organic Farming. *Science*, 296(5573), pp.1694–1697.
- Maire, V., Alvarez, G., Colombet, J., Comby, A., Despinasse, R., Dubreucq, E., & Fontaine, S. (2013). An unknown oxidative metabolism substantially contributes to soil CO₂ emissions. *Biogeosciences*, 10, pp. 1155-1167.
- Meijboom, F.W., Hassink, J. & Van Noordwijk, M., (1995). Density fractionation of soil macroorganic matter using silica suspensions. *Soil Biology and Biochemistry*.
- Melillo, J. M., McGuire, A. D., Kicklighter, D. W., Moore, B., Vorosmarty, C. J., & Schloss, A. L. (1993). Global climate change and terrestrial net primary production. *Nature*, 363(6426), 234-240.
- Merlín-Uribe, Y., González-Esquivel, C. E., Contreras-Hernández, A., Zambrano, L., Moreno-Casasola, P., & Astier, M. (2013). Environmental and socio-economic sustainability of chinampas (raised beds) in Xochimilco, Mexico City. *International Journal of Agricultural Sustainability*, 11(3), pp. 216-233.
- Mills, R., Glanville, H., McGovern, S., Emmett, B., & Jones, D. L. (2011). Soil respiration across three contrasting ecosystem types: comparison of two

- portable IRGA systems. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 174 (4), pp. 532-535.
- Minasny, B., Malone, B. P., McBratney, A. B., Angers, D. A., Arrouays, D., Chambers, A., & Field, D. J. (2017). Soil carbon 4 per mille. *Geoderma*, 292, 59-86.
- Miranda, K. M., Espey, M. G., & Wink, D. A. (2001). A rapid, simple spectrophotometric method for simultaneous detection of nitrate and nitrite. *Nitric oxide*, 5(1), 62-71.
- Mollison, B. (1974). *Permaculture: a designer's manual*. *Permaculture: a designer's manual*.
- Moscatelli, M. C., Lagomarsino, A., Marinari, S., De Angelis, P., & Grego, S. (2005). Soil microbial indices as bioindicators of environmental changes in a poplar plantation. *Ecological Indicators*, 5 (3), 171-179.
- Mulvaney, R. L. (1996) Nitrogen-inorganic forms. In *Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical Methods* (D. L. Sparks Ed.). pp 1123-1184, SSSA, Madison, WI, USA.
- Moturi, P. et al., 2015. Lignin biochemistry and soil N determine crop residue decomposition and soil priming. *Biogeochemistry*, 124, pp.335–351.
- Nair, A. & Ngouajio, M., 2012. Soil microbial biomass, functional microbial diversity, and nematode community structure as affected by cover crops and compost in an organic vegetable production system. *Applied Soil Ecology*, 58, pp.45–55.
- Nair, P. R. (2011). Methodological challenges in estimating carbon sequestration potential of agroforestry systems. In *Carbon sequestration potential of agroforestry systems* (pp. 3-16). Springer Netherlands.
- Ndimele, P. E., & Jimoh, A. A. (2011). Water hyacinth (*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms.) in phytoremediation of heavy metal polluted water of Ologe Lagoon, Lagos, Nigeria. *Research Journal of Environmental Sciences*, 5 (5), 424.
- Ndimele, P. E., Kumolu-Johnson, C. A., & Anetekhai, M. A. (2011). The invasive aquatic macrophyte, water hyacinth [*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solm-Laubach: Pontedericeae]: problems and prospects. *Research Journal of Environmental Sciences*, 5 (6), 509.
- Niemi, R. M., Heiskanen, I., Wallenius, K., & Lindström, K. (2001). Extraction and

- purification of DNA in rhizosphere soil samples for PCR-DGGE analysis of bacterial consortia. *Journal of microbiological methods*, 45 (3), pp. 155-165.
- Odum, E. P., 1969. Strategy of Ecosystem Development. *Science*, 164 (3877), pp. 262–270.
- Odum, E. P. & Barrett, G.W., 1971. *Fundamentals of ecology*, Saunders Philadelphia.
- Ortiz-Cornejo, N. L., Luna-Guido, M., Rivera-Espinoza, Y., Vásquez-Murrieta, M. S., Ruíz-Valdiviezo, V. M., & Dendooven, L. (2015). Greenhouse gas emissions from a chinampa soil or floating gardens in Mexico. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 31(4), 343-350.
- Paustian, K., Andrén, O., Janzen, H. H., Lal, R., Smith, P., Tian, G., & Woomer, P. L. (1997). Agricultural soils as a sink to mitigate CO₂ emissions. *Soil use and management*, 13(s4), 230-244.
- Paustian, K., Lehmann, J., Ogle, S., Reay, D., Robertson, G. P., & Smith, P. (2016). Climate-smart soils. *Nature*, 532(7597), pp. 49-57.
- Payán Zelaya. Fidel, 2010. *La materia orgánica del suelo en sistemas agroforestales* Primera. G. Urbán Carillo y et al., eds., Ciudad de México: Universidad Autónoma Metropolitana (UAM).
- Payán, F., Jones, D. L. & Beer, J., 2007. Dynamics of size-density fractions of soil organic matter following the addition of tree litter to organic coffee farms. *Geoderma*, 141(1-2), pp.15–22.
- Pérez-Piqueres, A., Edel-Hermann, V., Alabouvette, C., & Steinberg, C. (2006). Response of soil microbial communities to compost amendments. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(3), pp. 460-470.
- Picek, T., Kaštovská, E., Edwards, K., Zemanova, K., & Dušek, J. (2008). Short term effects of experimental eutrophication on carbon and nitrogen cycling in two types of wet grassland. *Community Ecology*, 9 (Supplement 1), pp. 81-90.
- Pote, D. H., Daniel, T. C., Moore, P. A., Nichols, D. J., Sharpley, A. N., & Edwards, D. R. (1996). Relating extractable soil phosphorus to phosphorus losses in runoff. *Soil Science Society of America Journal*, 60(3), pp. 855-859.
- Pozo, A. G. (Ed.). (2010). *Las Chinampas de Xochimilco al despuntar el siglo XXI*:

Inicio de su Catalogación. Universidad Autónoma Metropolitana.

Procuraduría Ambiental y del Ordenamiento Territorial, 2013. *Tendencias propuestas sobre el hundimiento de la zona del ANP "Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlalpulco*, Ciudad de México.

Qiu, Q., Wu, L., Ouyang, Z., Li, B., Xu, Y., Wu, S., & Gregorich, E. G. (2016). Priming effect of maize residue and urea N on soil organic matter changes with time. *Applied Soil Ecology*, 100, pp. 65-74.

Raiesi, F., & Beheshti, A. (2015). Microbiological indicators of soil quality and degradation following conversion of native forests to continuous croplands. *Ecological Indicators*, 50, pp. 173-185.

Ramos-Bello, R. & Cajuste, L., 2001. Metales pesados, sales y sodio en suelos de chinampa en México. *Agrociencia*, 35, pp. 385–395.

Ramos-Espinosa, M. G., Rodríguez-Sánchez, L. M., & Martínez-Cruz, P. (2007). Uso de macrofitas acuáticas en el tratamiento de aguas para el cultivo de maíz y sorgo. *Hidrobiológica*, 17, 7-15.

Ramsar. Irán, 1971. *Manual de la Convención de Ramsar, 4a. Edición* 4° ed.,

Rapport, D. J., & Whitford, W. G. (1999). How ecosystems respond to stress: common properties of arid and aquatic systems. *BioScience*, 49(3), pp. 193-203.

Reichstein, M., Bahn, M., Ciais, P., Frank, D., Mahecha, M. D., Seneviratne, S. I., & Papale, D. (2013). Climate extremes and the carbon cycle. *Nature*, 500(7462), p. 287.

Restrepo, J., 1996. Abonos orgánicos fermentados: experiencias de agricultores en Centroamérica y Brasil. *San José, CR, OIT-CEDECO*, pp.1–24. Fdo

Rhijn, P. van & Vanderleyden, J., 1995. The Rhizobium-Plant Symbiosis. *Microbiol Reviews*, 59(1), pp.124–142.

Ridley, A.M., Helyar, K.R. & Slattery, W.J., 1990. Soil acidification under subterranean clover (*Trifolium subterraneum* L.) pastures in north-eastern Victoria. *Australian Journal of Experimental Agriculture*, 30(2), pp.195–201.

- Rillig, M. C., & Mummey, D. L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*, 171(1), pp. 41-53.
- Robertson, G. P., & Groffman, P. M. (2007). Nitrogen transformations. *Soil microbiology, ecology, and biochemistry*, 3, pp. 341-364.
- Ryals, R., & Silver, W. L., (2013). Effects of organic matter amendments on net primary productivity and greenhouse gas emissions in annual grasslands. *Ecological Applications*, 23(1), pp. 46-59.
- Ryckeboer, J., Mergaert, J., Vaes, K., Klammer, S., De Clercq, D., Coosemans, J., & Swings, J. (2003). A survey of bacteria and fungi occurring during composting and self-heating processes. *Annals of Microbiology*, 53(4), pp. 349-410.
- Salles, V., 1992. Xochimilco: perdurabilidad de la tradición en un contexto de cambio. *Estudios sociológicos*, 10(29), pp. 341–362.
- Savory, A., 1983. The Savory Grazing Method or Holistic Resource Management. *Rangelands*, 5(4), pp.155–159. Available at: <http://www.jstor.org/stable/3900847>.
- Schimel, J., 2013. Microbes and global carbon. *Nature Climate Change*, 3, pp. 867–868.
- Schollenberger, C. J., & Simon, R. H. (1945). Determination of exchange capacity and exchangeable bases in soil-ammonium acetate method. *Soil Science*, 59(1), pp. 13-24.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, P. y A. (SAGARPA) & Food and Agriculture Organization (FAO), 2012. *México: el sector agropecuario ante el desafío del cambio climático*,
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), 1996. *Norma Oficial Mexicana que establece los Límites Máximos Permisibles de Contaminantes en las Descargas de Aguas Residuales en Aguas y Bienes Nacionales Nom-001-Ecol-1996*, México.
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), 2002. *Norma oficial mexicana Nom-021-Semarnat-2000 que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis*, México.

- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT),. (2006). Inventario nacional de emisiones de gases efecto invernadero 1990-2002. Descargado de <http://www.inecc.gob.mx/descargas/cclimatico/inegeiresejecutivo.pdf>.
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), 2013. Suelos. *Informe de la Situación del Medio Ambiente en México. Compendio de Estadísticas Ambientales. Indicadores Clave y de Desempeño Ambiental. Edición 2012*, pp.1–36.
- Seufert, V., Ramankutty, N., & Foley, J. A. (2012). Comparing the yields of organic and conventional agriculture. *Nature*, 485(7397), pp. 229-232.
- Sindhu, S.S., Parmar, P. & Phour, M., (2014). Novel Molecular Tools to Assess Microbial Activity in Contaminated Environments. In *Geomicrobiology and Biogeochemistry*. pp. 175–198. Available at: <http://link.springer.com/10.1007/978-3-642-41837-2>.
- Singh, J. & Kalamdhad, A.S., (2013). Reduction of bioavailability and leachability of heavy metals during vermicomposting of water hyacinth. *Environmental Science and Pollution Research*, 20(12), pp. 8974–8985.
- Sistema de Aguas de la Ciudad de México (SACMEX) 2012. *El gran reto del agua en la Ciudad de México*, Ciudad de México.
- Six, J., Conant, R. T., Paul, E. A., & Paustian, K. (2002). Stabilization mechanisms of soil organic matter: implications for C-saturation of soils. *Plant and soil*, 241 (2), pp. 155-176.
- Six, J. & Paustian, K., 2014. Aggregate-associated soil organic matter as an ecosystem property and a measurement tool. *Soil Biology and Biochemistry*.
- Sleutel, S., De Neve, S., Singier, B., & Hofman, G. (2007). Quantification of organic carbon in soils: a comparison of methodologies and assessment of the carbon content of organic matter. *Communications in soil science and plant analysis*, 38(19-20), pp. 2647-2657.
- Soussana, J. F., Tallec, T., & Blanfort, V. (2010). Mitigating the greenhouse gas balance of ruminant production systems through carbon sequestration in grasslands. *Animal*, 4(3), pp. 334-350.

- Soto, G., & Muñoz, C. (2002). Consideraciones teóricas y prácticas sobre el compost, y su empleo en la agricultura orgánica.
- Stefanowicz, A., 2006. The biolog plates technique as a tool in ecological studies of microbial communities. *Polish Journal of Environmental Studies*.
- Stewart, C. E., Paustian, K., Conant, R. T., Plante, A. F., & Six, J. (2007). Soil carbon saturation: concept, evidence and evaluation. *Biogeochemistry*, 86(1), pp. 19-31.
- Stewart, C. E., Moturi, P., Follett, R. F., & Halvorson, A. D., (2015). Lignin biochemistry and soil N determine crop residue decomposition and soil priming. *Biogeochemistry*, 124 (1-3), pp. 335-351.
- Stockmann, U., Adams, M. A., Crawford, J. W., Field, D. J., Henakaarchchi, N., Jenkins, M., & Wheeler, I. (2013). The knowns, known unknowns and unknowns of sequestration of soil organic carbon. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 164, pp. 80-99.
- TED, 2013. Allan Savory: Cómo reverdecer los desiertos del mundo y revertir el cambio climático.
- Thuille, A., Laufer, J., Höhl, C., & Gleixner, G. (2015). Carbon quality affects the nitrogen partitioning between plants and soil microorganisms. *Soil Biology and Biochemistry*, 81, pp. 266-274.
- Tiessen, H., Cuevas, E., & Chacon, P. (1994). The role of soil organic matter in sustaining soil fertility. *Nature*, 371(6500), pp. 783-785.
- Tilman, D., 1998. The greening of the green revolution. *Nature*, 396, pp. 211–212.
- Tilman, D., Cassman, K. G., Matson, P. A., Naylor, R., & Polasky, S. (2002). Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature*, 418(6898), pp. 671-677.
- United States Department of Agriculture (USDA), 1999. Soil Quality Test Kit Guide. *Soil Quality Institute*, (August).
- Van Loon, L. C., Bakker, P. A. H. M., & Pieterse, C. M. J. (1998). Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. *Annual review of phytopathology*, 36(1), pp. 453-483.

- van Rhijn, P., & Vanderleyden, J. (1995). The Rhizobium-plant symbiosis. *Microbiological reviews*, 59(1), pp. 124-142.
- Verchot, L. V., Van Noordwijk, M., Kandji, S., Tomich, T., Ong, C., Albrecht, A., & Palm, C., (2007). Climate change: linking adaptation and mitigation through agroforestry. *Mitigation and adaptation strategies for global change*, 12(5), pp. 901-918.
- Vitousek, P. M., Hättenschwiler, S., Olander, L., & Allison, S. (2002). Nitrogen and nature. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 31(2), pp. 97-101.
- Walkley, A., & Black, I. A. (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil science*, 37(1), pp. 29-38.
- Wang, F., Wang, Z., Kou, C., Ma, Z., & Zhao, D. (2016). Responses of wheat yield, macro-and micro-nutrients, and heavy metals in soil and wheat following the application of manure compost on the North China plain. *PloS one*, 11(1), e0146453.
- Warren, S. D., Blackburn, W. H., & Taylor Jr, C. A. (1986). Soil hydrologic response to number of pastures and stocking density under intensive rotation grazing. *Journal of Range Management*, pp. 500-504
- Williams, M. A., & Rice, C. W. (2007). Seven years of enhanced water availability influences the physiological, structural, and functional attributes of a soil microbial community. *Applied Soil Ecology*, 35(3), 535-545
- Withers, P. J., Sylvester-Bradley, R., Jones, D. L., Healey, J. R., & Talboys, P. J., (2014). Feed the crop not the soil: rethinking phosphorus management in the food chain.
- Whiting, G. J., & Chanton, J. P. (2001). Greenhouse carbon balance of wetlands: methane emission versus carbon sequestration. *Tellus B: Chemical and Physical Meteorology*, 53(5), pp. 521-528.
- Wong, J. W. C., Ma, K. K., Fang, K. M., & Cheung, C. (1999). Utilization of a manure compost for organic farming in Hong Kong. *Bioresource Technology*, 67(1), 43-46.

- Woods, W. I. (2003). Development of anthrosol research. *Lehmann, J; DC Kern; B Glaser & WI Woods*, pp. 3-14.
- Wu, S. C., Cao, Z. H., Li, Z. G., Cheung, K. C., & Wong, M. H. (2005). Effects of biofertilizer containing N-fixer, P and K solubilizers and AM fungi on maize growth: a greenhouse trial. *Geoderma*, 125(1), pp. 155-166.
- Yeomans, P.A., 1954. *The Keyline plan* Primera. P. A. Yeomans, ed. Yeomans, P. A.
- Zambrano, L., Contreras, V., Mazari-Hiriart, M., & Zarco-Arista, A. E. (2009). Spatial heterogeneity of water quality in a highly degraded tropical freshwater ecosystem. *Environmental management*, 43(2), pp. 249-263.
- Zhao, J., Shao, Y. Q., Zhao, Z. L., Liu, F., Zhou, H., & Li, Z. M., (2012). Diversity of fungi and actinomycetes in soil of enclosed and grazing wetland on Inner Mongolian Plateau. In *Advanced Materials Research* (Vol. 356, pp. 2703-2706). Trans Tech Publications.

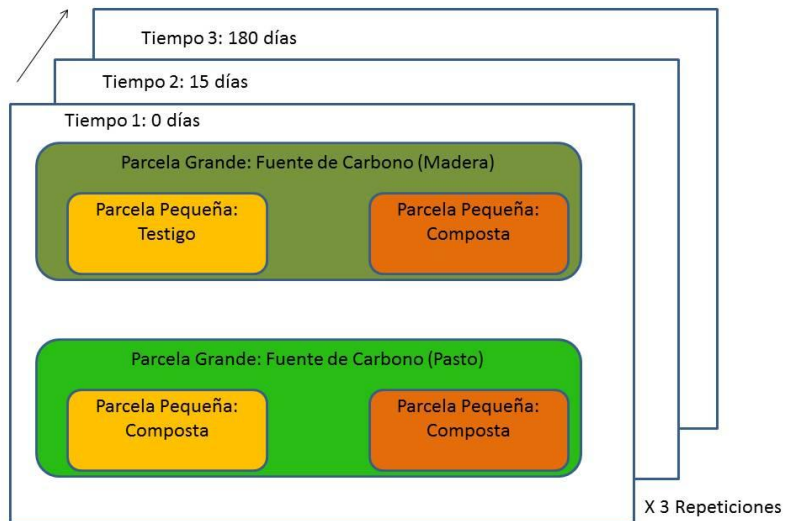
Anexos

Figura Suplementarias

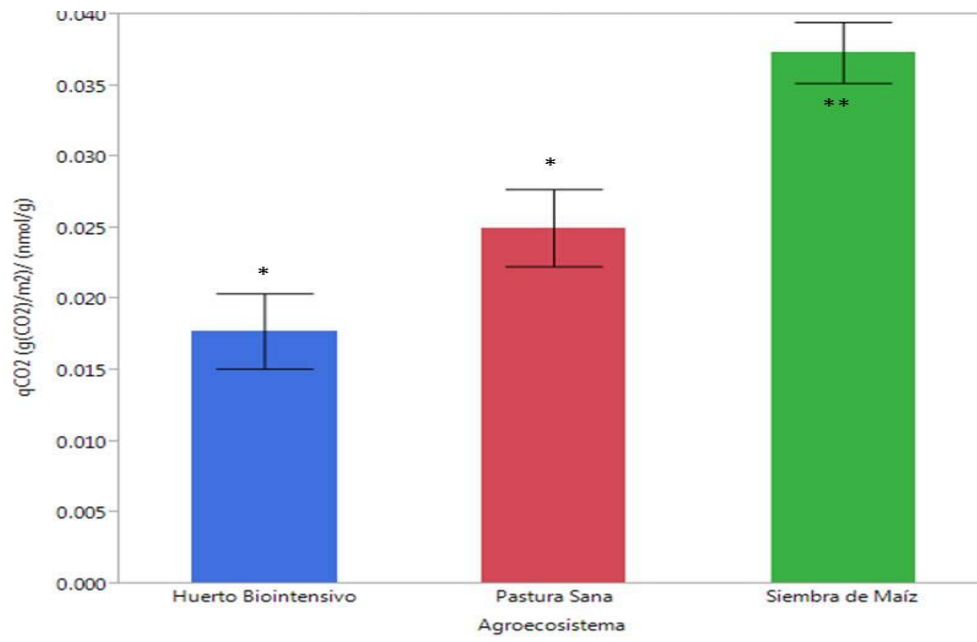
Fotos pastos



Diseño de Parcelas divididas



Cociente Metabólico



Fotografías



Milpa durante el experimento de las fuentes de Carbono.



Tratamientos en el experimento en la Siembra de Maíz.



Pastura Degrada (Izquierda Superior), Siembra de Maíz (Izquierda Inferior), Huerto Biointensivo (Derecha Superior), Pastura Sana (Derecha Inferior).



Fotos del Huerto (Izquierda superior), el Canal (Izquierda Inferior), Composta (Derecha Superior), Huerto y Equipo de Siembra (Derecha Inferior).



Embarcadero de acceso (izquierda). Canal cubierto de Lirio (Derecha superior). Dueños del espacio en fogata para Temazcal (Derecha Inferior).



Estancia de Investigación: Espacio de Trabajo en el laboratorio del Dr. Davey Jones en la Universidad de Bangor Gales, Reino Unido.

Soil quality and management practices in a C saturated soil : The Chinampas in the Valley of Mexico

J. Espinasa^{1**}, G. Ramos-Espinosa¹, O. Arellano-Aguilar², D.L. Jones³, F. Payan-Zelaya^{1*}

¹Universidad Autonoma Metropolitana, Unidad Xochimilco, División de Ciencias Biologicas y de la Salud. Departamento

²Universidad Nacional Autonoma de Mexico. Facultad de Ciencias

³Bangor University, Wales, UK.

*fpayan@uam.xoc.mx

**juanepinasa@gmail.com

Keywords: SOM, CO₂, fertility, biodiversity, soil, climate change, sustainability, NO₃⁻, NH₄⁺, organic agriculture, PLFA

Summary

Introduction

Since the first industrial revolution the CO₂ concentration in the atmosphere have been increasing due to human activities going up to 400 ppm in 2013 (IPCC 2015). This increase in CO₂ concentrations has different results, the most relevant being the raise in Earth temperature, the melting of the north ice and the raise of sea level (IPCC 2015). Soil organic matter (SOM) is the biggest Carbon (C) reservoir on earth, (1500-3500 Pg C) (IPCC 2015; Lehman & Kleber 2015). Farmland, pasture and rangeland have an important role since it accounts for almost half (~50%) of land to a global scale (Foley et.al 2005) and is subject to changes in SOM content in relation with human practices (Tilman 1998). Moreover it is expected a raising population, demanding more land for farming activities in next years (Lal 2010). Current methods for food production, that become generalized since the Green Revolution have had an enormous impact on soil C stocks, biodiversity, fertility, water use and pollution showing a decrease in yields from early stages to present days (Evenson & Gollin 2003). Organic agriculture, which is characterized by not using chemically synthesized fertilizers, has shown to have lower yields than conventional methods in many of the crops studied showing the need to find novel strategies for food production (Seufert et.al 2012).

Soils have different capacities to store C that has been associated to mineral content (Six et.al 2002), associated vegetation, structure and C inputs (Stewart et.al

2007), climate (Doetterl et.al 2015), quality of the C input (Kong et.al 2005), soil microbial communities (Mau et.al 2014), aeration (Lal 1993) and nutrient limitation (Wieder et.al 2015). Now days it is recognized that the changes in land have an impact on the amount of carbon stored in phytomass and soils. It is estimated that 180 Pg C have been released to the atmosphere because of land-use changes since 1750 (IPCC 2015). Therefore strategies that raise the levels of C and improve yields in farmland, avoiding conversion from native ecosystems to food production will help to keep and store C out of the atmosphere and mitigate climate change. Relevance of this is now recognized and international and national incentives are occurring all over the world (Minansy et.al 2017). The most adopted practices to reduce C loss from soils, increase SOM stocks and increase fertility are the use of compost, increasing amounts of C inputs in to the soil and no tillage practices (Lal. 2010), improve pasture management (Machmuller et.al 2015), conversion from annual crops to perennial and the use of N fixing species (Paustian et.al 2016) , crop rotation, cover crops and agroforestry (Verchot et.al 2007), and in recent years the use of biochar (Kimetu & Lehman, 2010).

Research in the changes in SOM content in relation with management practices have been done before. Ellert studied an Orthic Gray Lluvisol and found that changes from native forest to cropland caused a 15% decreased in SOM content over an 80 year period (Ellert & Bettany 1995). A study in forestland reported that going from Forest to Cropland caused a shift from 61.5 g/kg to 15.3 g/kg in C in the top soil (0-30 cm)(Raiesi & Behesthi 2015). Increments in SOM content (8.9 g/kg to 12 g/kg) were found in the Loess Plateau related to different mulching practices (Chen et.al 2014). Insam found that forest soils compared with agricultural soils can store more carbon over a range of 50 years period ecosystems (Insam & Domsch 1988). An example of management practices that allowed to store C in the soil and improve pasture production was reported by Mechman showing an increase in C stock in a ten year period raising cattle density in pastured system with long rotational resting periods (Machmuller et.al 2015) and by Kong who find that sustainable agroecosystem management (characterized by the use N fixing species and C inputs in to the soil) improve C stocks in comparison with conventional techniques (Kong et.al 2005). An odd example of humans practices to raise C stock are “Terra pretas” that have been used for agricultural purposes over long periods, they are located in the basin of amazon jungle where normally low level of SOM is

found in the soil of native ecosystems (Downie et.al 2011). This particular farm soils present high C content due primarily to anthropogenic factors related to the use of black carbon or charcoal (a very recalcitrant form of C, a product of an incomplete combustion) in ancient civilization.

Different pools of SOM have been defined depending on their size and chemical protection (Six et.al 2002). Their properties regarding C stabilization and protection vary among all of these reservoirs, having residence times of centuries while others are more labile and can be mineralized in weeks. These fractions can be separated by physical and chemical extractions to see changes in specific reservoirs and have better insights in C dynamics (Stewart et.al 2009).

Evidence that high organic soils reach a saturation level in C storage. At some point even with high C inputs, no increase in C in the soil can be seen. That shows a limited capacity of soils to store C (Six et.al 2002) Paustian et.al 1997 reviewed evidence for a C saturation and found that reaching some point no changes in most C pools can be seen even with increasing C inputs. Another study (Chung & et.al 2010) in Canada evaluated different C inputs, and N fertilization in the presence or absence of tillage practices didn't find any change in SOM in the different treatments they tried even with very high C inputs. None the less It is important to mention that even when a saturation point in most of the pools is reached building of C content in the more labile pools continue, primarily LF inside macroaggregates and microaggregates (Kong et.al 2005). This is of importance on C mitigating practices but also in fertility as it is believed that the most labile pools can function as a nutrient reservoir for plants and microbial populations and is more accessible in short terms and for agricultural purposes. Regarding C dynamics in different pools a study in coffee farms showed that in the first two weeks after applying litter plants to the soil an increase in this fractions can be seen by the actions of decomposing organism, even when in SOM total content no change was visible (Payan et.al 2007). A study on sustainable practices reported different content of LF in macroaggregates in response to management practices of agroecosystem in temperate climate showing a constant increase of this fraction, depending on the amount of C incorporated into the soil and water regimes (Kong et.al 2005).

Microbial communities in the soil are a key player in regulating the faith of C residues, even when microbial biomass in the soil represents a very small fraction of C, being an interface between the plant residue applied and the organic matter

incorporated into the soil (Gougoulas et.al 2014). Studies relating the microbial biomass to the use of C source had been developing since 1970's. Showing that just the size of microbial biomass is not good enough to explain how a microbial community is behaving and how affect C turnover. The metabolic quotient (qCO_2), a measure respiration by unit microbial mass, represents a more precise measure of how C sources are being used in the soil, and efficiency in the microbial communities of microorganisms (Anderson & Domsch 1990). This approach has shown a very useful measure of disturbance of microbial populations into the soil in different experiments going from monoculture and crop rotation (Anderson & Domsch 1990), fertilization regimes (Nair & Ngouajio 2012) and heavy metal remediation (Kuperman et.al 1997) to the study of forest and natural ecosystems with different disturbances, species, times and pH (Anderson 2003). Despite the advantages in using the qCO_2 as measure of microbial communities little information in structure and composition of microbial communities can be obtain with this approach.

Advances in molecular biology and lipid identification allow to study microbial structure with a more profound insight in the composition of this communities (Fröstegard et.al 1991). Studies of microbial diversity in different ecosystems and agroecosystems have shown differences in diversity and function in relation with climate and vegetation, crop histories, C inputs, pH, management practices such as tillage, crop history and use of N fixing species (Buyer & Sasser 2012).

The chinampas (raised beds) represent a very unique ancient agroecosystem considered a sustainable high productive method that is characterized by the use of the lake sediments as fertilizer, high C inputs (coming from water species) and the use of agroforestry. Convining the use of native trees like *Salix bonpladiana* to contain soil in the raised beds and produce food . Now days the area has suffered many changes ranging from modifications in water supply (most of the rivers that went into the old lakes are no longer doing it, and the water source comes from a treatment plant causing salinization (Krasilnikov et.al 2011) and a reduction in the levels of the lake (Zambrano et.al 2009), changes to urban use causing heavy metal contamination and pollution of the water (Ramos & Cajuste 2001), adoption of new agricultural practices (use of chemical fertilization, the use of greenhouses for ornamental production and the introduction of exotic species such as grasses and livestock) (Merlin et.al 2013). The objectives of this job were: 1) to evaluate the different cropping systems (vegetable gardens, grassland and Maize plantation) that

occur in the chinampas, and their effects on soils C storage and nutrients availability and 2) to study the soil micro diversity associated with different cropping systems.

Material and Methods

Field Trial and sample recollection

The study was carried out within the Xochimilco and San Gregorio Atlapulco Protected Natural Area in the Valley of Mexico in the chinampas area, where three management regime were selected and monitored: Biointensive vegetable garden, Pasture (we evaluated two conditions in the pasture, some parts with heavy saline content and other with no signs of saline desertification (Supplementary Figure 1) and Maize plantation. The study was carried out in a farm located at 19 ° 16 '38,781 "N 99 ° 4' 54,939" W. The monitoring took place from July of 2016 to February of 2017.

Field variables were measured on land surfaces. The vegetation present (if any) was removed and the measurement was performed as indicated for each variable.

For laboratory samples (CO₂ Emission, organic matter, nitrogen mineralization, glucose consumption, Potassium (K), Phosphorus (P) and Phospholipid fatty acid (PLFA) content) the sample collection was carried out in the first 40 cm of soil by making a hole 40 cm X 40 cm X 40 cm (mini pit soil method) avoiding contamination with lower strata of the soil. Samples were collected in new plastic bags. Each sample is composed of 1 kg of soil in order to perform the experiments and have a backup in storage.

Finally we ask the farmer the different techniques used in the different agroecosystems: the use of machinery, tilling, use of compost, sludge, mulch, vegetation (Table 1).

Table 1. Management practices in the Chinampas.

Agroec.	Mulch	Compost	Sludge	Time	Species	Irrigation	Till	Weeding	Grass animal
Biointensive vegetable garden	+	+	+	5 years	Cabbage, lettuce, tomato, celery, pumpkin	+	+ Manual	+ Manual	-
Healthy pasture	-	-	-	~50 years	Grass and weeds	-	-	-	She Ducks pou
Maize plantation	+	+	-	2 years	Maize	- (Rainy season)	+ Manual	+/- Manual	-
Degraded pasture	-	-	-	~50 years	Grass	-	-	-	Cat

CO₂ emission

An EGM-4 model of pp-Systems was used for CO₂ measurement (Mills et.al 2011). For the monitoring of the different agroecosystems the measurements were made in the dates indicated in the graphs.

SOM, Phosphate, Potassium content

For the measurement of these variables samples were sent for analysis to the soil fertility and environmental chemistry laboratory of the College of Postgraduates in Texcoco, Mexico SOM was evaluated by the Walkley-Black Method and the results are presented as a percentage of total soil content (Walkley & Black 1934).

Nitrogen was evaluated by the Kjeldahl method. The content is expressed as a percentage of total soil weight (Mulvaney 1996).

The Phosphorous content was evaluated using the Olsen method (Pote et.al 1996).

The content of K was evaluated by an extraction with ammonium acetate (NH₄OAc at pH 7) of the secondary acids and alkalis (Schollenberg & Simon 1945).

Glucose uptake

Glucose kinetics experiments were carried out with 5 g of soil to which 100 µl of a 10 mM solution of ¹⁴C radioactively labeled glucose was added and its transformation to CO₂ was measured in NaOH traps for 380 hours. Results are presented as percentage of total glucose added (Conde et.al 2005).

NH₄⁺ and NO₃⁻

To measure the soil capacity of the producing NH₄⁺, incubation was carried out in an anaerobic medium for 7 days and the NH₄⁺ concentration was assessed at the beginning and at the end of the procedure (Christensen & Mellbye, 2006). Quantification an extraction was performed in 1M KCl, and changes were measured in a microplate reader (Bio-Rad[®]) at 667 nm (Mulvaney 1996).

The concentration of nitrates was measured by extraction in a 1 M solution of KCl and the changes in a colorimetric reaction were evaluated in a microplate reader at 540 nm (Miranda et.al 2001).

PLFA content

The analysis of PLFA's was done by Microbial ID Inc. in the United States. This consists of extracting the fatty acid fractions of phospholipids from the microorganisms and identifying them in a gas chromatography as (Frostegård et.al 1991).

Statistical Analysis

Statistical analysis was implemented in JMP SAS version 11 (SAS Institute Inc.). An analysis of the variance was performed using a mixed model of randomized blocks. The statistical differences were calculated for each treatment using the Tuckey test between the different groups. The statistical tests established an $\alpha = .05$ except for the formation of NH_4^+ where it was $\alpha = 0.1$.

For the analysis of main components SPSS was used to obtain the primary components and the graph with the different taxonomic groups obtained from the quantification of PLFA's.

Results

Physiochemical properties

We performed a functional characterization of soils in which EC and soil pH were measured in different agroecosystems. (Table 2) EC values ranged between: 2.75 ± 0.85 mS for the Biointensive vegetable garden; 3.06 ± 1.2 mS for Healthy pasture; and 2.5 ± 1.5 mS for the maize.

Table 2. Soil chemical parameters in the Chinampas.

Agroec.	MOS (%)	N Kjeldah (%)	P Olsen (ppm)	K (cmoles+Kg⁻¹)	CE (mS)	pH
Biointensive vegetable garden	10.32 $\pm 0.45^b$	0.48 $\pm 0.012^b$	96.66 $\pm 4.37^{ab}$	4.5 $\pm 0.45^a$	2.75 $\pm 0.85^a$	7.23 ± 0.85
Healthy pasture	13.85 $\pm 1.28^a$	0.71 $\pm 0.081^a$	144.66 $\pm 1.95^a$	5.16 $\pm 1.11^a$	3.02 $\pm 1.2^a$	7.62 ± 0.24
Maize plantation	10.43 $\pm 0.25^b$	0.48 $\pm 0.003^b$	74 $\pm 11.13^{ab}$	4.3 $\pm 0.25^a$	2.50 $\pm 1.5^a$	7.33 ± 0.45
Degraded pasture	10.32 $\pm 0.23^b$	0.41 $\pm 0.003^b$	13.33 $\pm 1.20^b$	1.4 $\pm 0.15^b$	0.61 $\pm 0.18^b$	**

The pH remained similar between the different agroecosystems between 7 and 8, slightly alkaline, corresponding to values reported for the area in previous publications (Ramos-Bello & Cajuste 2001).

The concentration of organic matter showed differences between the different evaluated agroecosystems, as can be seen in Table 2 where the degraded pasture presented a lower quantity of 10.32 ± 0.23 g * kg⁻¹, together with the Maize plantation sowing of $10.43 \pm$

0.25 g * kg⁻¹ and the Biointensive vegetable garden 10.32 ± 0.45 g * kg⁻¹ while the Healthy pasture showed a statistical difference in the SOM percentage of 13.85 ± 1.28 g * kg⁻¹ with respect to the other agroecosystems.

The concentration of phosphorus (P) showed very high. The different treatments showed significant differences between the degraded pasture, with a lower content of 13.33 ± 1.20 ppm and the values of the agroecosystems, which had the following values: biointensive vegetable garden 96.66 ± 4.37 ppm, Maize plantation 74 ± 11.13 ppm and the Healthy pasture values of 144.66 ± 51.95 ppm.

On the other hand, potassium (K) concentrations were relatively low. The values of the different agroecosystems were: for the Biointensive vegetable garden was 4.5 ± 0.45 cmoles + Kg⁻¹, the Maize plantation of 4.3 ± 0.25 cmoles + Kg⁻¹, the Healthy Pasture 5.16 ± 1.11 cmoles + Kg⁻¹. The degraded grassland showed significant differences with the other agroecosystems and its value was 1.4 ± 0.15 cmoles + Kg⁻¹.

The concentration of N is presented in Table 2. The healthy pasture was the only agroecosystem where significant differences were observed in the concentration of N. The healthy pasture presented values of 0.71 ± 0.081 % higher than that the other agroecosystems.

CO₂ formation and Glucose Consumption

The emission of CO₂ was evaluated during two seasons (rainy (June) and dry season (February)). Figure 1 shows the values obtained for the different agroecosystems. During the rainy season there was no significant difference between any of the different agroecosystems. The Biointensive vegetable garden had a value of 2.9 ± 1.11 mg (CO₂) * m⁻²h⁻¹, the degraded pasture 4.95 ± 1.23 mg (CO₂) * m⁻²h⁻¹, the Healthy pasture 3.61 ± .624 mg (CO₂) * m⁻²h⁻¹ and finally the Maize plantation of 1.09 ± 0.13 mg (CO₂) * m⁻²h⁻¹.

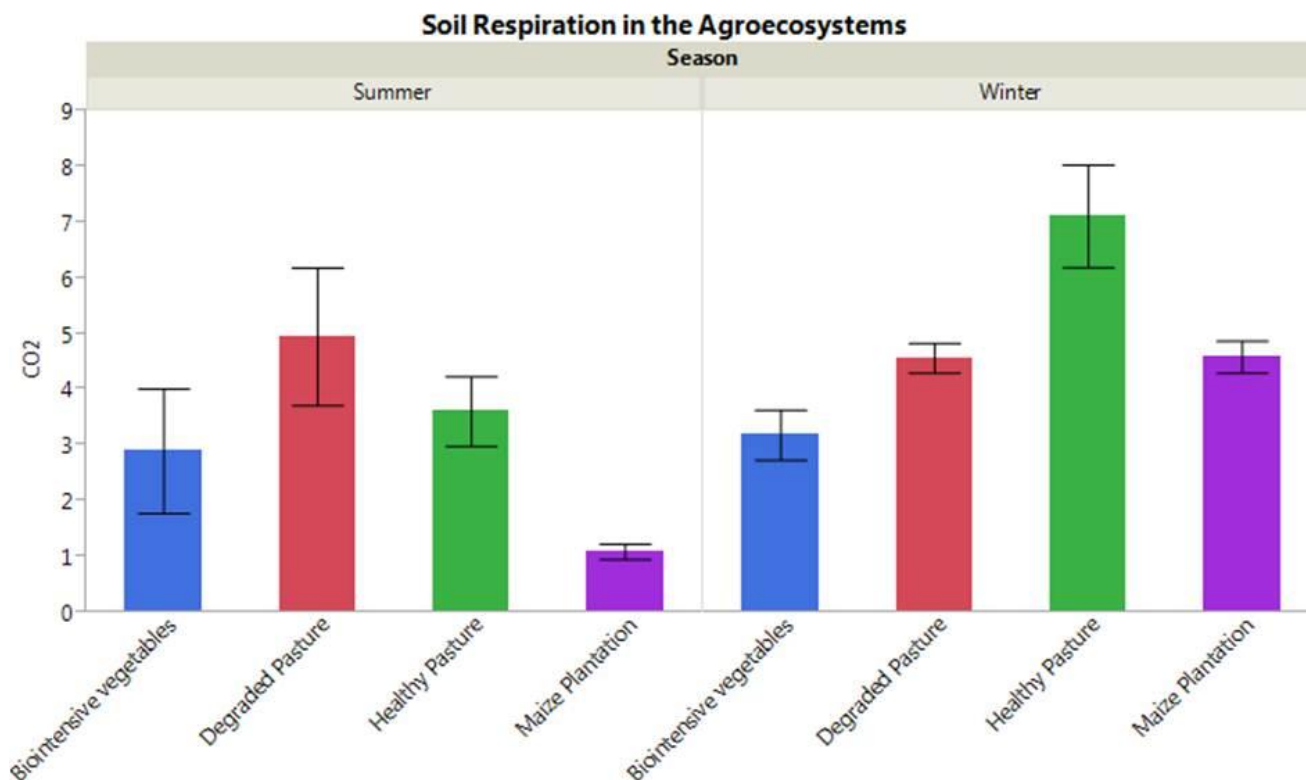


Figure 1. Soil respiration in Agroecosystems. (Blue) Biointensive vegetable garden, (red) Degraded Pasture, (green) Healthy Pasture and, (purple) Maize. The statistical analysis was carried out among the different agroecosystems with $\alpha = 0.05$; the asterisks indicate significant differences.

During the winter, more marked differences were observed in the emission of CO₂ from the soil of the different agroecosystems. Being the Healthy Pasture the one that presented a greater emission of CO₂ with a value of $7.11 \pm 0.44 \text{ mg (CO}_2\text{) * m}^{-2}\text{h}^{-1}$ while all the other agroecosystems did not show significant differences and presented lower values. The Biointensive vegetable garden was $3.19 \pm 0.44 \text{ mg (CO}_2\text{) * m}^{-2}\text{h}^{-1}$, the degraded Pasture and the Maize plantation $4.57 \pm 0.26 \text{ mg (CO}_2\text{) * m}^{-2}\text{h}^{-1}$ and $4.58 \pm 0.28 \text{ mg (CO}_2\text{) * m}^{-2}\text{h}^{-1}$ respectively.

In the grasslands, we observed a greater variability in the emission of CO₂ and decided to study this phenomenon more thoroughly. This led us to see a difference in the emission (Supplementary Figure 2) in response to the presence of the top layer of vegetation.

Values for ¹⁴C-labeled glucose mineralization are presented in Figure 2. All agroecosystems showed similar patterns of mineralization during the first hours after the addition of glucose (0-36 hr).

After this initial period of glucose consumption, it can be observed a minor mineralization of this by the soil of the Maize plantation. At 236 hr, values of 0.2696 ± .0038 are observed for Maize plantation; 0.2885 ± 0.0106 for the biointensive vegetable garden and 0.2866 ± 0.0038 for the Healthy pasture.

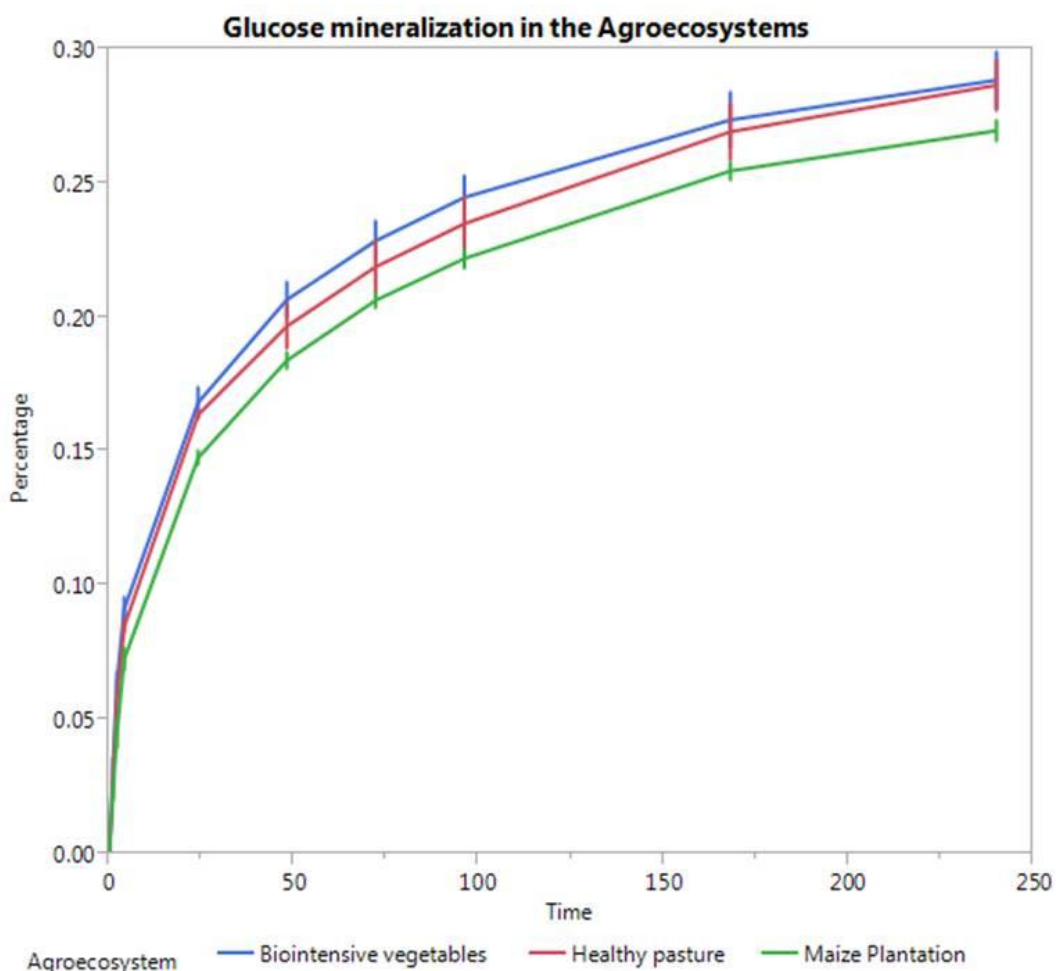


Figure 2. Glucose Mineralization in the Soil of the Chinampas. (Green) Maize plantation,

(blue) Biointensive vegetable garden and, (red) Healthy Pasture. An analysis of variance was carried out in the last time to evaluate statistical differences with $\alpha = 0.05$ (black arrow).

Ammonia Formation and Nitrate Content.

The capacity for the formation of NH_4^+ in the soil is presented in Figure 3, Green Bars. Small statistical differences ($\alpha = 0.1$) are observed between the healthy pasture with a value of $2.54 \pm 0.080 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ with the other agroecosystems, the Biointensive vegetable garden presented values of $0.41 \pm 0.45 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ and the Maize plantation of $0.43 \pm 0.28 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ respectively.

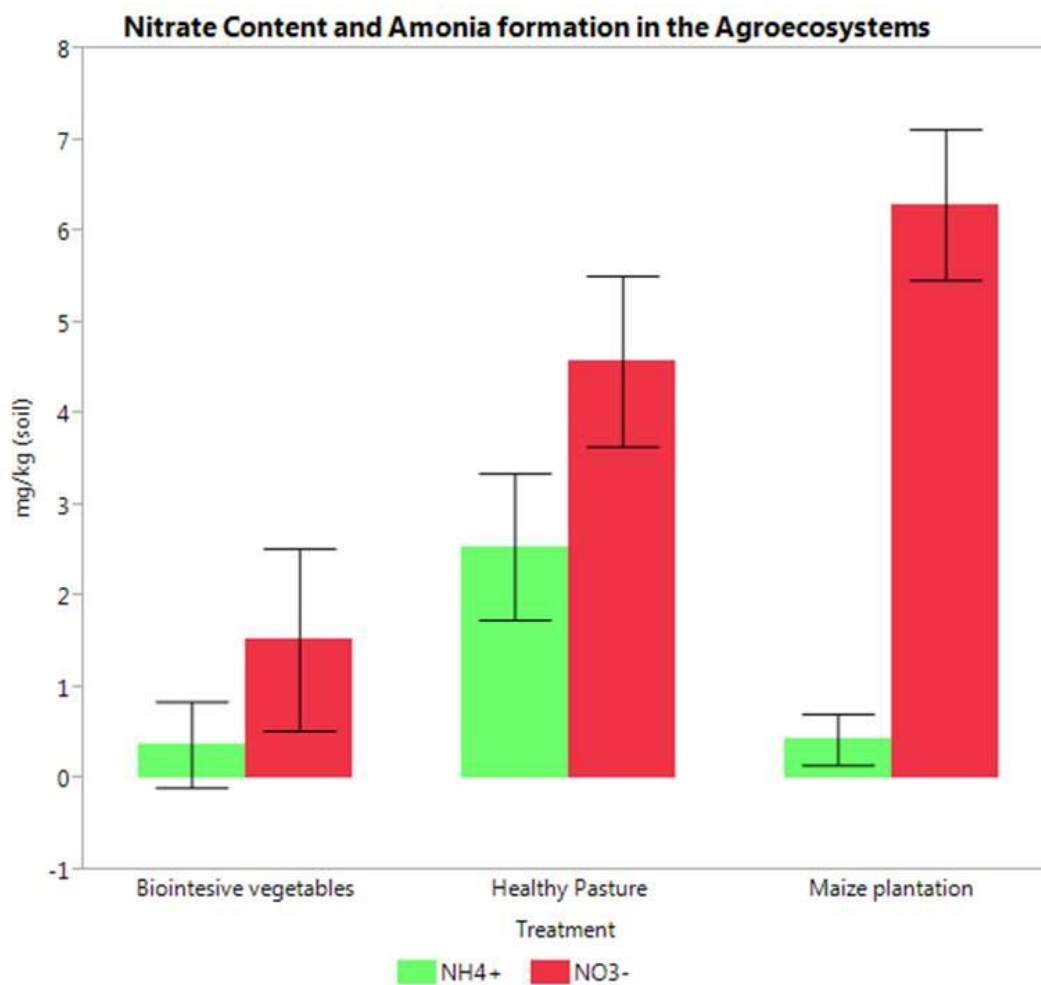


Figure 3. Content of Nitrate and Formation of Ammonium in Chinampas. The red bars represent the concentration of NO_3^- and the green bars represent the formation of NH_4^+ . The asterisks represent significant difference between agroecosystems with $\alpha = 0.05$ for the case

of NO₃⁻ and $\alpha = 0.1$ for NH₄⁺.

The concentration of nitrates in the soil is shown in Figure 3, Red Bars. The biointensive vegetable garden was the agroecosystem that presented a lower amount of NO₃⁻ of $1.52 \pm 0.99 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$, while the Healthy pasture and Maize plantation presented values of $4.57 \pm 0.93 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ and $6.29 \pm 0.82 \text{ mg} \cdot \text{Kg}^{-1}$ respectively.

Microbial Analysis

Table 3 shows the indicators of microbial populations and significant differences can be observed between the microbial biomass, the relationship between prey-predators, and the stress of Gram-negative bacteria. In the other microbial indicators no significant differences were observed between the different agroecosystems.

Agro	Microbial biomass (nmol/g)	Fungi/ Bacteria	Predator/ prey	Gram+/ Gram-	Sat/ Unsat	Mono/Poly	G Neg estrés
Biointensive vegetable garden	180.24±10.08 ^a	0.55±0.20 ^a	0.15 ± 0.02 ^a	6.59±1.16 ^a	5.58± 0.91 ^a	74.99± 4.04 ^a	12.13± 1.97 ^a
Healthy Pasture	184.63±16.93 ^a	0.34±0.03 ^a	0.08 ± 0.01 ^b	4.90 ± 0.77 ^a	4.31± 0.87 ^a	81.44 ± 1.14 ^a	8.93± 1.71 ^{ab}
Maize plantation	162.67±11.05 ^b	0.27±0.04 ^a	0.08 ± 0.01 ^b	5.58± 0.60 ^a	4.92 ± 0.57 ^a	81.55 ± 1.86 ^a	7.60 ± .68 ^b
Media	162.67 ± 31.7	0.38± 0.16	0.10 ± 0.03	5.69± 1.05	4.93± 0.886	79.32 ± 3.98	9.55± 2.44

The values of microbial biomass showed differences between the Maize plantation with a value of $162.67 \pm 11.0 \text{ nmol} \cdot \text{g}^{-1}$ while the Biointensive vegetable and Healthy Pasture had higher values of $180.24 \pm 10.8 \text{ nmol} \cdot \text{g}^{-1}$ and of $184.63 \pm 16.9 \text{ nmol} \cdot \text{g}^{-1}$, respectively.

There were significant differences in the protozoa / bacteria radius between the different agroecosystems, with a higher proportion of protozoa in the biointensive vegetable garden of 0.15 ± 0.02 ; while the Healthy pasture and the Maize plantation presented a similar

radius of 0.08 ± 0.01 .

The radius between fungi and bacteria did not have significant differences between the different agroecosystems with an average of 0.38 ± 0.16 between the different managements of the chinampas of the Valley of Mexico. To itself in the proportion of Gram positive and Gram negative bacteria could not be observed significant differences with an average value of the different agroecosistemas of 5.69 ± 1.05 . For the relationship between saturated and Instaurated acids as well as in the case of monounsaturated and polyunsaturated, no significant differences were observed among agroecosystems with an average value of 4.93 ± 0.88 and 79.32 ± 3.98 .

Finally, in Table 3 in the column of stress in Gram-negative we saw differences between agroecosystems. The biointensive vegetable garden showed a value of 12.13 ± 1.97 that differs with the Maize plantation with a value of 7.60 ± 0.68 while it did not have differences with the healthy pasture that presented a value of 8.93 ± 1.71 .

As can be seen in Figure 4, the bacterial community of the different agroecosystems is formed mainly by Gram Negative (G-) and Gram Positive (G +) bacteria. In the case of the Biointensive vegetable garden, they were $39.84 \pm 0.50\%$ (G-) and $38.8 \pm 3.8\%$ (G +); in the Healthy Grassland of $40.65 \pm 0.88\%$ (G-) and $35.06 \pm 0.44\%$ (G +); Maize plantation had values of around $38.86 \pm 0.29\%$ (G-) and $35.66 \pm 0.15\%$ (G +) (Figure 4, Red and Orange Bars).

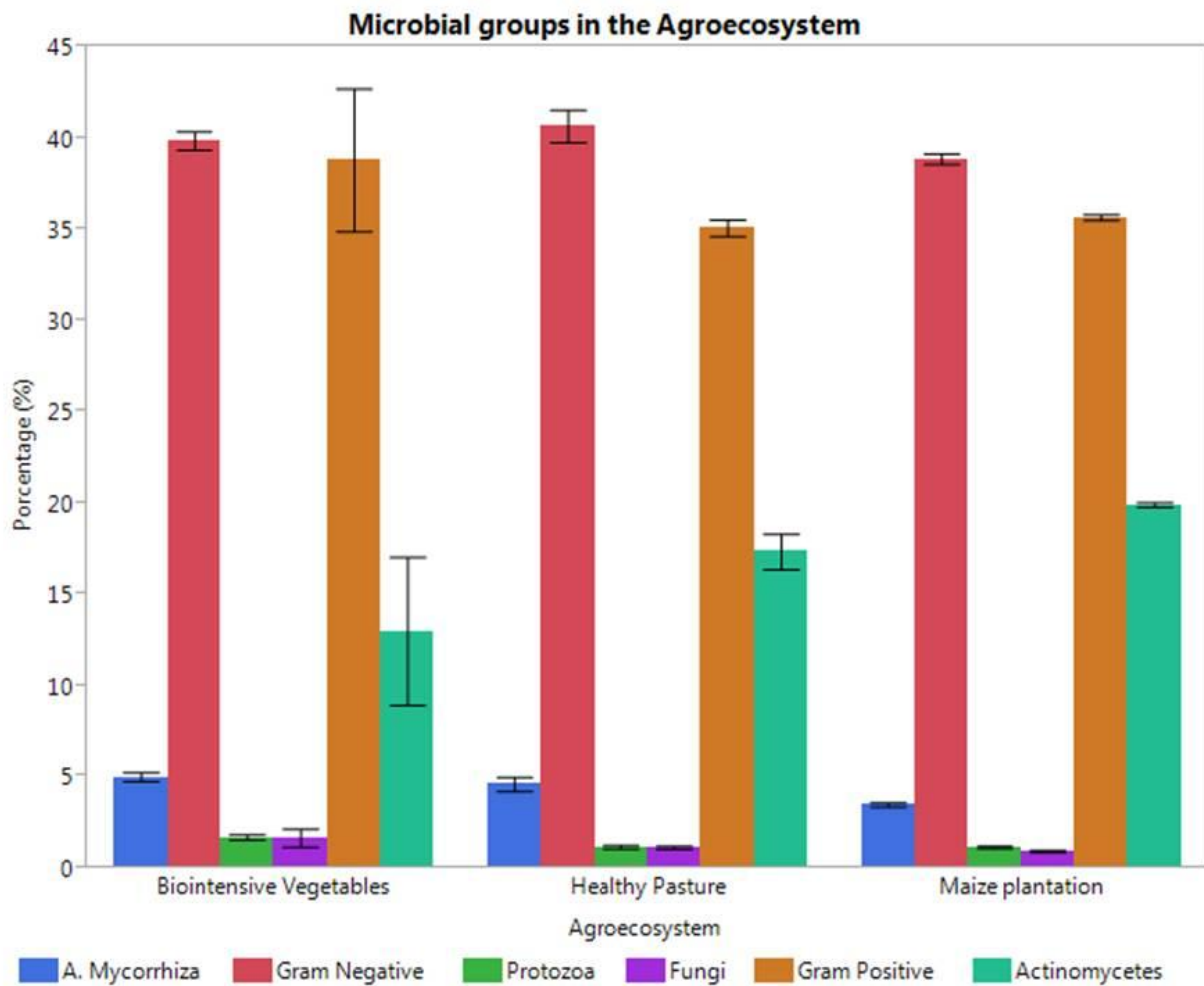


Figure 4. Microbial groups in the Chinampa soils. (Blue) A. Mycorrhizae, (red) bacteria Gram Negative, (green) the Protozoa, (purple) Fungi, (orange) the Gram Positives and, (green-blue) the Actinomycetes. The statistical analysis was carried out among the different agroecosystems with $\alpha = 0.05$; the asterisks indicate significant differences among the microbial populations.

To a lesser extent, the presence of actinomycetes is detected, with values of $13 \pm 4.04\%$ in the case of the Biointensive vegetable garden, $17.35 \pm 0.96\%$ in the case of the Healthy Pasture and 19.91 ± 0.13 in the case of Maize plantation (Figure 4, Blue-green bars).

Mycorrhizal Arbuscular Fungi (AM) is found in a lower abundance within microbial populations with significant differences between the different management forms. The Biointensive vegetable garden presented the highest values of $4.99 \pm 0.24\%$ and there was

no statistical difference with the healthy pasture of 4.60 ± 0.38 but with the seeding of pasture with a value of $3.48 \pm 0.11\%$ (Figure 4, Blue Bars).

The content of protozoa also showed differences between different agroecosystems. They exhibit a behavior similar to AM where the biointensive vegetable garden showed a higher percentage with a value of $1.69 \pm 0.14\%$; while healthy pastures and rainfed crops showed values of $1.17 \pm 0.09\%$ and $1.15 \pm 0.06\%$, respectively.

The content of protozoa also showed differences between different agroecosystems. They exhibit a behavior similar to AM where the biointensive vegetable garden showed a higher percentage with a value of $1.69 \pm 0.14\%$; while healthy pastures and rainfed crops showed values of $1.17 \pm 0.09\%$ and $1.15 \pm 0.06\%$ respectively.

Figure 4, purple column shows the least abundant group of microorganisms that were fungi that did not show significant differences between the agroecosystems. With values of $1.66 \pm 0.48\%$ in the case of the Biointensive Garden, $1.13 \pm 0.08\%$ for the Healthy Pasture and $0.94 \pm 0.06\%$ in the case of the Maize plantation.

The outcome of the principal component analysis, we observed differences in the composition of the agroecosystems where the Biointensive vegetable garden presented a higher content of Gram-positive bacteria, protozoa, AM and fungi while the Maize plantation showed a greater inclination towards actinomycete populations.

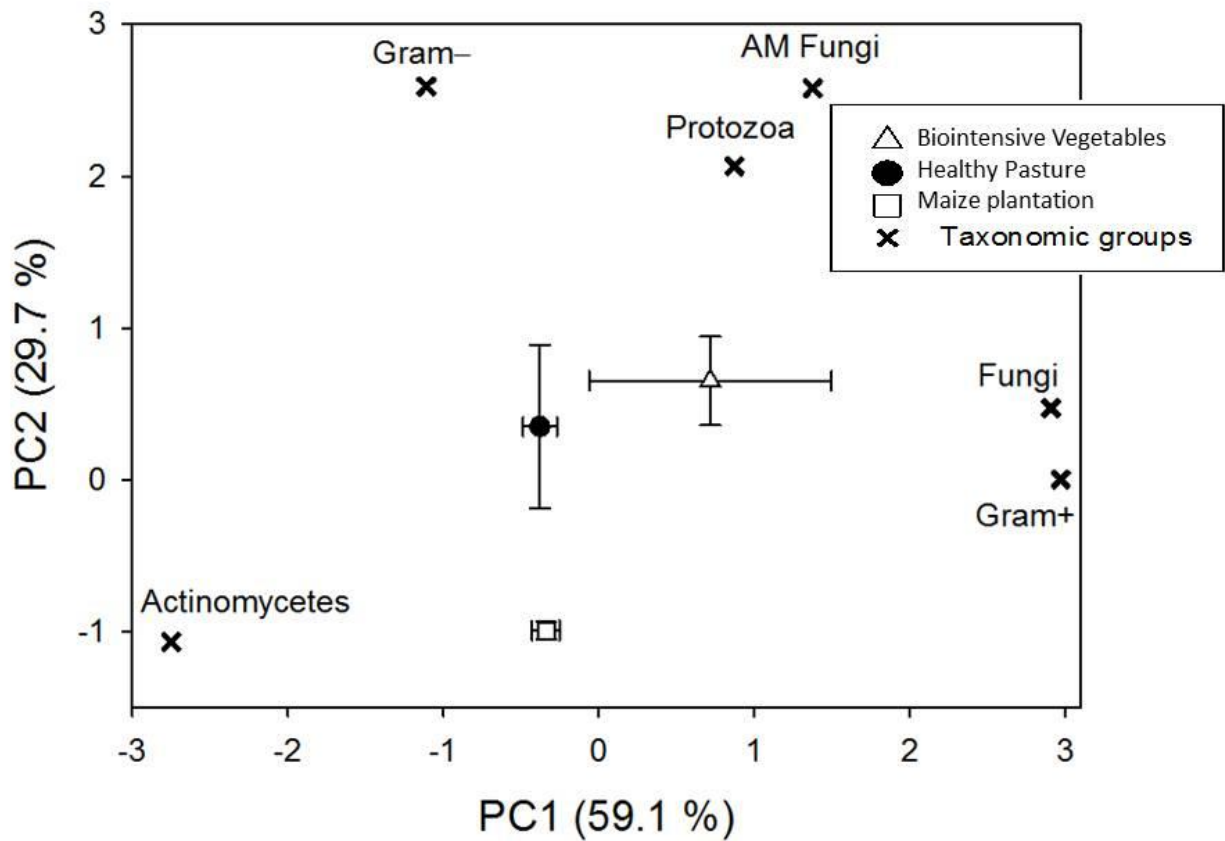


Figure 5. Primary Component Analysis. The Biointensive Orchard is represented by a white triangle, the healthy pasture with a black circle, the Maize plantation with a white square and the taxonomic groups that make up PC1 and PC2 with an “X”.

Both the pasture and the biointensive garden (Figure 5, white triangle and black circle) showed greater variability in both components (PC1, with a variability of 59.1%, and PC2 with variability of 29.7%) unlike the maize plantation that presented a much more homogeneous population (Figure 5, White Box).

Discussion

Considerations for fertility in the Chinampas

In our work we saw a high content of SOM, above 5%, in the different agroecosystems, so we can consider that we have a soil with a high content of organic matter (Chung et.al 2010). In previous works where they evaluated agricultural systems in comparison with pastures and with native ecosystems, a lower amount of SOM was seen in a soil of agricultural systems (Ellert & Bettany 1995). These differences reinforce the idea of fluctuation in storage capacity of C in different agroecosystems even with the same type of soil. We believe that these differences in the SOM content between the healthy pasture and the biointensive vegetable garden and the Maize plantation are related to the presence of a plow (Table 1 & 2) in these agroecosystems compared to the Healthy pasture. This decrease in organic matter is probably associated with greater mineralization due to aeration (Lal, R. 1993) (Table 1 & 2). In the other hand we believe that the differences between the two grasslands may be associated with the animal load, the rotation of the cattle and the recovery time of the grass (Table and). Generating a greater mineralization of the SOM to maintain a greater availability of nutrients (Hilimire, K. 2012; Soussana, JF et al., 2010; Machmuller, MB et al., 2015).

With respect to nutrients we saw values of P above those considered optimal in all agroecosystems, except for the degraded pasture. This increase in P concentration is believed to be associated with eutrophication of water sources and soil, emphasizing the need for precise management of fertilizers within farms (Whiters et.al 2014). In the degraded pasture we observed a lower concentration of P that we believe is associated with a less widespread root system, which means that it has less possibility of transporting nutrients from lower areas of the soil (Picek, T. et al., 2008), which leads us to think, along with a change in the rate of growth in winter that the root system has less contact with the water source (Rapport, D. J., 1999).

Another nutrient where we observed differences was in the case of K. Where very low concentrations were found in all agroecosystems compared to what is considered optimal (SEMARNAT, 2002), this difference may be causing decrease and atrophy of certain crops so

that addressing the present deficiency can be a strategy to improve the agricultural unit in this area.

As a consideration in the nutrient management of the different agroecosystems it is very important to consider the contribution of nutrients from the water used for irrigation since in the case of many chinampas the water of the channels has a high content of N (Zambrano et.al 2009) and P, so the application of extra fertilization doses can represent a source of eutrophication of water sources and the ecosystem in general (Whiters et.al 2014).

On the other hand, by making an analysis of the different variables, we consider that the planting of corn and having a degraded pasture have a negative impact on the quality of the soil: Decreasing the SOM content, the concentration of nutrients such as K and P, the size and diversity of the microbial populations.

Agroecosystems and their management in the C cycle

Due to the limitations of the study, this behavior should be evaluated with broader determination in other areas of the ANP to see if they present a similar behavior, trying to find determinants similar to those identified in the healthy pasture as possible practices of relevance in the behavior of the soil.

In this case we believe that the difference between the SOM in the healthy and degraded pasture is due to a management issue (Table 2) where the degraded pasture is grazed by cattle without controlled grazing while the healthy pasture has had sheep and grazing poultry and for some time receives periodic cuts with a space of months for its recovery and the presence of weeds. The constant presence of livestock and the lack of diversity in the degraded pasture is what we believe has led to a decrease in SOM in the surface layer of the degraded pasture that we associate with mineralization for the use of nutrients under a constant cut, which in turn, it leads to atrophy in root formation in the pasture (Follet & Kimble 2000; Conant et.al 2001) which prevents access to nutrients in lower layers (Hilimire 2012; Soussana et.al 2010) as well as a lower flow of nutrients in the soil associated with the decrease in rhizosphere diversity. Evidence of this phenomenon can be seen in the concentration of N, P and K where It presented lower values as well as a

decrease in the percentage of SOM among the two pastures (Table 2).

The different agroecosystems evaluated showed some differences in the concentration of organic matter (Table 2). In particular, the healthy pasture showed a percentage of SOM of 13%. This value is higher than previous reports for the layer 0-40 cm of the soil. They studied different areas where the Chinampas exist and found a 10% in this kind of soil (Ramos-Bello et.al 2001). This increase, in about 3-4%, in the amount of C stored in soils is of importance for the mitigation of CO₂ concentrations (Minasny et.al 2017). This phenomenon shows the possibility of having different limits or (levels) in the SOM content in relation to the type of agroecosystem (Grassland vs Biointensive vegetable garden and Maize plantation) and to the type of management within the same agroecosystem (Healthy Pasture vs degraded Grassland) (Ingram & Fernandes 2001).

Understanding relevant management practices for the development of sustainable production systems, in this case in relation to the fixation and stabilization of CO₂ in plant structures and later in the SOM, will help the development of policies and support to producers that are generating an increase in the percentage of SOM in the soil as they already occur in some countries such as Australia or China. Doing that will help to reduce CO₂ concentrations and mitigate pollution in the Valley of Mexico and be a factor in mitigating climate change, working in the objectives of the United Nations Convention to Discuss Climate Change (COP21) in order to reduce the concentration of CO₂ below 300 ppm (Minasny et.al 2017).

Within the Maize plantation and the Biointensive vegetable garden we believe that the decrease in the SOM in comparison with the healthy pasture is associated to the realization of a plow Table 2. Even though the plow is manual and has a lower impact than a conventional plow with agricultural machinery or a subsoiler, probably the aeration and loss of structure leads to a greater fraction of the SOM available for its mineralization and the use of stored nutrients (Lal 1993).

Microbial metabolism and CO₂ emission

We observed differences in emission of the different agroecosystems in relation to the season, this according to a previous work done in the Ecological Park of Xochimilco (an exclusive conservation area), where it was possible to evaluate a difference in the emission of

CO₂ by the of the soil during the winter that corresponds to the season and we could observed a similar phenomenon (Ortiz-Cornejo et.al 2015).

Another phenomenon of importance for the management of pastures was the frequency of disturbances. In the Supplementary Figure 2, we evaluated the emission of CO₂ in response to the cut of the surface layer of the pastureland where we observed a greater emission in response to this disturbance (Follet et.al 2000). So, we believe that fewer cutting events probably will cause less emission than having constant cuts because uncontrolled grazing. It is worth mentioning the need to study this phenomenon in greater depth to have greater clarity in the cutting effects on the grassland in different seasons, with different cutting frequencies, pasture development times, type of animal in pasture, etc.

The emission of CO₂ by the Healthy pasture showed a greater exchange compared to the other agroecosystems studied (Figure 1). We believe that this is associated with a greater emission from the roots and not from the microbial populations. Microbial biomass of the grassland, although it presented higher values than the other agroecosystems, does not explain the increase in the emission. In addition to this, the glucose mineralization experiments did not show a microbial community that consumed a very labile carbon source such as glucose in a differential way to the Biointensive vegetable garden, which had a lower field CO₂ emission than the pasture (Figure 1 & 2).

On the other hand, the mineralization of glucose marked with ¹⁴C showed that the soil of the Maize plantation was grown by a bacterial community that presents a less aggressive use of glucose, which we believe was associated with a lower microbial biomass (Figure 2).

Microbial populations and their benefits

The composition of most of the agroecosystems was formed mostly by Gram-positive and Gram-negative bacteria. To a lesser extent, but being an important component we found the Actinomycetes. These have been related to processes of decomposition of organic matter and are an organism present in wetland soil (Zhao et.al 2012). They are also considered organisms highly sensitive to changes in soil conditions, which is why they are an indicator that microbial communities are not disturbed (Figure 4) (Anderson, T. H. 2003).

The agroecosystem that showed a smaller size of the microbial community as well as a lower diversity in the groups that comprise it was the Maize plantation (Figure 5). The

presence of mycorrhizal AM was associated with advantages in agricultural production and in the stabilization of C in the soil (Rillig & Mummey 2006), Micorrizal populations are a good indicator of soil quality and production, improving plant resistance through different processes such as: the synthesis of hormones and organic substances that promote growth, the solubilization of non-phosphate compounds and protection against pathogenic microorganisms and water stress (Evelin 2009; Fritz et.al 2006).

In the case of the biointensive vegetable garden, the bacterial community seems to be immobilizing part of the nutrients that are free in the other agroecosystems. Figure 2 shows a lower amount of NO_3^- although the content of total N does not differ with the Corn Seed and the Gradient Grass (Table 10). While the healthy pasture showed higher values in the N content, the size of the microbial population was higher and its concentration of NO_3^- was similar to that of the Maize plantation (Figure 2, Table 3). We believe that this increase in microbial biomass by the Biointensive vegetable garden is causing a decrease in the concentration of NO_3^- and NH_4^+ in comparison with the Maize plantation (Table 3). This, as well as the presence of a greater number of protozoa, relate to the recycling and movement of nutrients in the food chain (Bonkowski 2004) are considerations in the management of nutrients in the biointensive vegetable garden that could be affecting The availability of N. Another possibility is that the microbial community is functioning as a reservoir of nutrients that promotes a slow and constant release throughout the crop life.

In previous works by means of DNA techniques they identified the presence of groups of bacteria present (Embarcadero-Jiménez et.al 2014). The analysis of PLFA's and physiological parameters of the microbial community had not been previously explored in this type of soil. This is, to our knowledge, the first report of PLFA from a chinampa soil.

Future possibilities

As a possibility to try to improve the capacity of the pastures to store C, the application of compost, sludge and organic waste would be interesting. One of the pastures was the one that showed the highest C stabilization potential in soil, unlike the other management (Table 2), showing the possibility of management practices with greater influence in the storage capacity of C in the soil (Foster & Gross 1998; Ryals & Silver 2011).

Another factor that would be interesting to evaluate and implement to improve the

capacity of the Biointensive vegetable garden is the application of non-plow systems for its development. There are strategies with large applications of composting and plowing widely spaced. Following the same strategies of a Biointensive Garden without the use of double excavation for bed preparation (Baker et.al 2007) and see if a strategy of zero plowing over time leads to an increase in the percentage of SOM (Lal 2010).

Our results showed the importance of nutrients in systems that have been used for food production for such long periods as the chinampas (centuries, in the case of the Valley of Mexico.) Where a monitoring of the physical-chemical parameters and the nutrients would help to generate strategies for a better use and fertilizations specific to the needs of each production unit, emphasizing the importance of organic strategies required by the regulation on the use of chemical fertilizers and pesticides in Mexico City for the restoration of levels optimal in certain nutrients: as in this case the K and P (Table 2) (SEMARNAT 2002, GDF, 2000).

A deeper analysis of the different fractions of SOM associated with soil aggregates (Lehmann, & Kleber 2015) would help to provide a response to the decrease in the SOM fraction and to know if it is due to the loss of aggregation and greater access to labile sources or to a greater consumption of recalcitrant SOM (Lehman & Kleber 2015), clarifying which fractions of the SOM are those that are decreasing in the case of the Biointensive vegetable garden, Maize plantation and the degraded pasture in comparison with the Healthy pasture.

An ecosystem that was not evaluated due to methodical difficulties was the channel and because traditional chinampería is closely related to this by the active translocation of sludge and sediments rich in nutrients and aquatic plants to the earth's surface. These allows to fertilize the crops as well as increase some of the environmental services and maintain infrastructure for the water transit (Zambrano et.al 2009). The canals represent an important part of the ecosystem and their cleanliness and use is fundamental for the conservation of the area. Knowing their participation in the C cycle, especially in the formation of CH₄ as a product of the anaerobic decomposition of organic matter at the bottom of the channel (Whiting & Chanton 2001) it would give us a more integral vision of the role that the soil in the Chinampas are playing in the emission of several greenhouse gases and not only of CO₂.

Finally, it is important in the future to study the C that is stored in the forest phytomass

and in the rhizosphere (during this work it was impossible to make these estimates) and contemplate these values when considering the capacity of a system to store C (Tilman et.al 2002; Verchot et.al 2007; Nair 2011) would give us a more comprehensive view of the role they can play in the cycle of C. It is also worth mentioning the social component that influences the practices carried out in the ANP. In the first place, most of the producers within the area are small producers, livestock has had a progressive increase in the area due to abandonment and lack of supervision since this activity is prohibited in the management guidelines of this protected area. It is also important to consider that the production method most closely related to the prehispanic cultural practices are within the Biointensive vegetable garden where the use of sludge from the canal as fertilizer and the use of aquatic species for mulch and elaboration of agricultural inputs generate a greater similarity between these methods and maintain a greater diversity in the ecosystem than the pasture (Table 1, Figure 4).

Conclusions

The Healthy pasture presented a higher percentage of SOM compared to the Biointensive vegetable garden, the Maize plantation and the Gradient Grassland agroecosystems. There are differences in the emission of CO₂ by the soil in the agroecosystems that are related to the season of the year.

The nutrient profile showed similar values for the systems except in the case of the degraded pasture that presented a lower content of SOM, N, P, K than the other Agroecosystems. All the agroecosystems showed very low contents of K. The Biointensive vegetable garden, Maize plantation and Healthy Pasture showed very high P concentration values compared to soil quality recommendations.

There are differences in nitrate content in different agroecosystems. The Maize plantation was the one that presented the greatest amount of NO₃⁻ and the pasture increased the capacity for NH₄⁺ formation.

The microbial populations were modified with the type of agroecosystem, being the Biointensive vegetable garden the one that presented better microbial markers with a greater diversity and presence of beneficial organisms for the agricultural production. The vegetable garden showed a higher content of AM that are of particular interest for the C cycle in the soil

as well as a higher rate in the prey-predator relationship which are good indicators of nutrient cycling between these microbial populations.

Maize plantation had lower values of diversity and microbial biomass compared to the biointensive vegetable garden and healthy pasture. The microbial populations found to a greater extent in all agroecosystems are Gram N., Gram P and Actinomycetes.

There are differences between AM and protozoa among the agroecosystems where the biointensive garden was the one with the highest proportion.

In an experiment with glucose radioactively labeled S. maize, the soil showed a lower capacity to mineralize glucose after 100 hours of starting the assay.

Bibliography

1. Anderson, J. P. E., & Domsch, K. H. (1978). A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils. *Soil biology and biochemistry*, 10(3), 215-221.
2. Anderson, T. H., & Domsch, K. H. (1990). Application of eco-physiological quotients (qCO₂ and qD) on microbial biomasses from soils of different cropping histories. *Soil Biology and Biochemistry*, 22(2), 251-255.
3. Anderson, T. H., (2003). Microbial eco-physiological indicators to assess soil quality. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 98 (1-3), pp.285–293.
4. Baker, J. M., Ochsner, T. E., Venterea, R. T., & Griffis, T. J. (2007). Tillage and soil carbon sequestration—What do we really know?. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 118(1), 1-5.
5. Bonkowski, M. (2004). Protozoa and plant growth: the microbial loop in soil revisited. *New Phytologist*, 162(3), 617-631.
6. Buyer, J.S. & Sasser, M. (2012). High throughput phospholipid fatty acid analysis of soils. In *Applied Soil Ecology* 61, pp. 127-130.
7. Chen, R., Senbayram, M., Blagodatsky, S., Myachina, O., Dittert, K., Lin, X., & Kuzyakov, Y. (2014). Soil C and N availability determine the priming effect: microbial N

- mining and stoichiometric decomposition theories. *Global change biology*, 20 (7), pp. 2356-2367.
8. Conant, R. T., Paustian, K., & Elliott, E. T. (2001). Grassland management and conversion into grassland: effects on soil carbon. *Ecological applications*, 11(2), 343-355.
 9. Conde, E., Cardenas, M., Ponce-Mendoza, A., Luna-Guido, M. L., Cruz-Mondragón, C., & Dendooven, L. (2005). The impacts of inorganic nitrogen application on mineralization of 14 C-labelled maize and glucose, and on priming effect in saline alkaline soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(4), 681-691.
 10. Doetterl, S., Stevens, A., Six, J., Merckx, R., Van Oost, K., Pinto, M. C., ... & Boeckx, P. (2015). Soil carbon storage controlled by interactions between geochemistry and climate. *Nature Geoscience*, 8(10), 780-783.
 11. Downie, A. E., Van Zwieten, L., Smernik, R. J., Morris, S., & Munroe, P. R. (2011). Terra Preta Australis: Reassessing the carbon storage capacity of temperate soils. *Agriculture, ecosystems & environment*, 140 (1), pp. 137-147.
 12. Ellert, B. H., & Bettany, J. R. (1995). Calculation of organic matter and nutrients stored in soils under contrasting management regimes. *Canadian Journal of Soil Science*, 75 (4), pp. 529-538.
 13. Embarcadero-Jiménez, S., Yang, F. L., Freye-Hernández, R., Trujillo-Cabrera, Y., Orduña, F. N. R., Yuan, H. L., & Wang, E. T. (2014). An Improved Protocol for Extraction of Metagenomic DNA from High Humus, Alkaline and Saline Soil of Chinampa for T-RFLP Fingerprinting Analysis.
 14. Evelin, H., Kapoor, R., & Giri, B. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of botany*, 104(7), 1263-1280.
 15. Evenson, R. E. & Gollin, D., (2003). Assessing the Impact of the Green Revolution, 1960 to 2000, pp. 758.

16. Foley, J. A., DeFries, R., Asner, G. P., Barford, C., Bonan, G., Carpenter, S. R., & Helkowski, J. H. (2005). Global consequences of land use. *Science*, 309(5734), 570-574.
17. Follett, R. F., & Kimble, J. M. (Eds.). (2000). *The potential of US grazing lands to sequester carbon and mitigate the greenhouse effect*. CRC press.
18. Fritz, M., Jakobsen, I., Lyngkjær, M. F., Thordal-Christensen, H., & Pons-Kühnemann, J. (2006). Arbuscular mycorrhiza reduces susceptibility of tomato to *Alternaria solani*. *Mycorrhiza*, 16(6), 413.
19. Frostegård, Å., Tunlid, A., & Bååth, E. (1991). Microbial biomass measured as total lipid phosphate in soils of different organic content. *Journal of Microbiological Methods*, 14(3), 151-163.
20. Gougoulias, C., Clark, J. M. & Shaw, L. J., (2014). The role of soil microbes in the global carbon cycle: Tracking the below-ground microbial processing of plant-derived carbon for manipulating carbon dynamics in agricultural systems. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94 (12), pp. 2362–2371.
21. Hilimire, K. (2012). The grass is greener: Farmers' experiences with pastured poultry. *Renewable Agriculture and Food Systems*, 27(3), 173-179.
22. Insam, H. & Domsch, K.H., (1988). Relationship Between Soil Organic Carbon and Microbial Biomass Chronosequences of Reclamation Sites J. Sobocka, ed. *Microbial Ecology*, 15 (1), pp. 177–188.
23. Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC). (2015). *Climate Change 2014: Mitigation of Climate Change (Vol. 3)*. Cambridge University Press.
24. Kimetu, J. M., & Lehmann, J. (2010). Stability and stabilisation of biochar and green manure in soil with different organic carbon contents. *Soil Research*, 48(7), pp. 577-585.
25. Kong, A. Y., Six, J., Bryant, D. C., Denison, R. F., & Van Kessel, C. (2005). The relationship between carbon input, aggregation, and soil organic carbon stabilization in

- sustainable cropping systems. *Soil Science Society of America Journal*, 69(4), pp. 1078-1085.
26. Krasilnikov, P., García-Calderón, N.E. & Ramos-Bello, R., (2011). Artificial chinampas soils of Mexico city: their properties and salinization hazards. *Spanish Journal of Soil Science*, 1(1), pp.70–85.
27. Kuperman, R. G., & Carreiro, M. M. (1997). Soil heavy metal concentrations, microbial biomass and enzyme activities in a contaminated grassland ecosystem. *Soil biology and biochemistry*, 29(2), 179-190.
28. Lal, R. (1993). Tillage effects on soil degradation, soil resilience, soil quality, and sustainability. *Soil and Tillage Research*, 27 (1-4), pp. 1-8.
29. Lal, R., (2010). Enhancing Eco-efficiency in Agro-ecosystems through Soil Carbon Sequestration. *Crop Science*, 50(Supplement 1), p.S–120–S–131.
30. Lehmann, J., & Kleber, M. (2015). The contentious nature of soil organic matter. *Nature*, 528(7580), pp. 60-68.
31. Machmuller, M. B., Kramer, M. G., Cyle, T. K., Hill, N., Hancock, D., & Thompson, A. (2015). Emerging land use practices rapidly increase soil organic matter. *Nature communications*, 6, p. 6995.
32. Mau, A. E., & Utami, S. R. (2014). Effects of biochar amendment and arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on availability of soil phosphorus and growth of maize. *Journal of Degraded and Mining Lands Management*, 1(2), 69-74.
33. Meijboom, F.W., Hassink, J. & Van Noordwijk, M., (1995). Density fractionation of soil macroorganic matter using silica suspensions. *Soil Biology and Biochemistry*.
34. Merlín-Uribe, Y., González-Esquivel, C. E., Contreras-Hernández, A., Zambrano, L., Moreno-Casasola, P., & Astier, M. (2013). Environmental and socio-economic sustainability of chinampas (raised beds) in Xochimilco, Mexico City. *International Journal of Agricultural Sustainability*, 11(3), 216-233.

35. Mills, R., Glanville, H., McGovern, S., Emmett, B., & Jones, D. L. (2011). Soil respiration across three contrasting ecosystem types: comparison of two portable IRGA systems. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 174(4), 532-535
36. Minasny, B., Malone, B. P., McBratney, A. B., Angers, D. A., Arrouays, D., Chambers, A., & Field, D. J. (2017). Soil carbon 4 per mille. *Geoderma*, 292, 59-86.
37. Mulvaney, R.L. (1996) Nitrogen - inorganic forms. In *Methods of Soil Analysis. Part 3. Chemical Methods* (D.L. Sparks Ed.). pp 1123-1184, SSSA, Madison, WI, USA
38. Nair, P. R. (2011). Methodological challenges in estimating carbon sequestration potential of agroforestry systems. In *Carbon sequestration potential of agroforestry systems* (pp. 3-16). Springer Netherlands.
39. Nair, A. & Ngouajio, M., 2012. Soil microbial biomass, functional microbial diversity, and nematode community structure as affected by cover crops and compost in an organic vegetable production system. *Applied Soil Ecology*, 58, pp.45–55.
40. Ortiz-Cornejo, N. L., Luna-Guido, M., Rivera-Espinoza, Y., Vásquez-Murrieta, M. S., Ruíz-Valdiviezo, V. M., & Dendooven, L. (2015). Greenhouse gas emissions from a chinampa soil or floating gardens in Mexico. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 31(4), 343-350.
41. Paustian, K., Andrén, O., Janzen, H. H., Lal, R., Smith, P., Tian, G., & Wooster, P. L. (1997). Agricultural soils as a sink to mitigate CO₂ emissions. *Soil use and management*, 13(s4), 230-244.
42. Paustian, K., Lehmann, J., Ogle, S., Reay, D., Robertson, G. P., & Smith, P. (2016). Climate-smart soils. *Nature*, 532(7597), pp. 49-57.
43. Payán, F., Jones, D. L. & Beer, J., 2007. Dynamics of size-density fractions of soil organic matter following the addition of tree litter to organic coffee farms. *Geoderma*, 141(1-2), pp.15–22.

44. Picek, T., Kaštovská, E., Edwards, K., Zemanova, K., & Dušek, J. (2008). Short term effects of experimental eutrophication on carbon and nitrogen cycling in two types of wet grassland. *Community Ecology*, 9(Supplement 1), 81-90.
45. Raiesi, F., & Beheshti, A. (2015). Microbiological indicators of soil quality and degradation following conversion of native forests to continuous croplands. *Ecological Indicators*, 50, pp. 173-185.
46. Ramos-Bello, R. & Cajuste, L., (2001). Metales pesados, sales y sodio en suelos de chinampa en México. *Agrociencia*, 35, pp.385–395.
47. Rapport, D. J., & Whitford, W. G. (1999). How ecosystems respond to stress: common properties of arid and aquatic systems. *BioScience*, 49(3), 193-203.
48. Rillig, M. C., & Mummey, D. L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*, 171(1), 41-53.
49. Robertson, G. P., & Groffman, P. M. (2007). Nitrogen transformations. *Soil microbiology, ecology, and biochemistry*, 3, pp. 341-364.
50. Ryals, R., Kaiser, M., Torn, M. S., Berhe, A. A., & Silver, W. L. (2014). Impacts of organic matter amendments on carbon and nitrogen dynamics in grassland soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 68, 52-61.
51. Schollenberger, C. J., & Simon, R. H. (1945). Determination of exchange capacity and exchangeable bases in soil-ammonium acetate method. *Soil Science*, 59(1), 13-24.
52. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), 2002. *Norma oficial mexicana Nom-021-Semarnat-2000 que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis*, México
53. Seufert, V., Ramankutty, N., & Foley, J. A. (2012). Comparing the yields of organic and conventional agriculture. *Nature*, 485(7397), pp. 229-232.
54. Six, J., Conant, R. T., Paul, E. A., & Paustian, K. (2002). Stabilization mechanisms of soil organic matter: implications for C-saturation of soils. *Plant and soil*, 241 (2), pp. 155-176.

55. Sleutel, S., De Neve, S., Singier, B., & Hofman, G. (2007). Quantification of organic carbon in soils: a comparison of methodologies and assessment of the carbon content of organic matter. *Communications in soil science and plant analysis*, 38(19-20), pp. 2647-2657.
56. Soussana, J. F., Tallec, T., & Blanfort, V. (2010). Mitigating the greenhouse gas balance of ruminant production systems through carbon sequestration in grasslands. *Animal*, 4(3), 334-350.
57. Stewart, C. E., Paustian, K., Conant, R. T., Plante, A. F., & Six, J. (2007). Soil carbon saturation: concept, evidence and evaluation. *Biogeochemistry*, 86(1), pp. 19-31.
58. Stewart, C. E., Follett, R. F., Pruessner, E. G., Varvel, G. E., Vogel, K. P., & Mitchell, R. B. (2015). Nitrogen and harvest effects on soil properties under rainfed switchgrass and no-till corn over 9 years: implications for soil quality. *Gcb Bioenergy*, 7(2), 288-301.
59. Tilman, D., 1998. The greening of the green revolution. *Nature*, 396, pp. 211–212.
60. Tilman, D., Cassman, K. G., Matson, P. A., Naylor, R., & Polasky, S. (2002). Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature*, 418(6898), 671-677.
61. Verchot, L. V., Van Noordwijk, M., Kandji, S., Tomich, T., Ong, C., Albrecht, A., & Palm, C., (2007). Climate change: linking adaptation and mitigation through agroforestry. Mitigation and adaptation strategies for global change, 12(5), pp. 901-918.
62. Vitousek, P. M., Hättenschwiler, S., Olander, L., & Allison, S. (2002). Nitrogen and nature. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 31(2), pp. 97-101.
63. Walkley, A., & Black, I. A. (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil science*, 37(1), 29-38.
64. Withers, P. J., Sylvester-Bradley, R., Jones, D. L., Healey, J. R., & Talboys, P. J. (2014). Feed the crop not the soil: rethinking phosphorus management in the food chain.

65. Whiting, G. J., & Chanton, J. P. (2001). Greenhouse carbon balance of wetlands: methane emission versus carbon sequestration. *Tellus B: Chemical and Physical Meteorology*, 53(5), 521-528.
66. Zambrano, L., Contreras, V., Mazari-Hiriart, M., & Zarco-Arista, A. E. (2009). Spatial heterogeneity of water quality in a highly degraded tropical freshwater ecosystem. *Environmental management*, 43(2), 249-263.
67. Zhao, J., Shao, Y. Q., Zhao, Z. L., Liu, F., Zhou, H., & Li, Z. M. (2012). Diversity of fungi and actinomycetes in soil of enclosed and grazing wetland on Inner Mongolian Plateau. In *Advanced Materials Research* (Vol. 356, pp. 2703-2706). Trans Tech Publications.