



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DE LA SOSTENIBILIDAD
ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS SUPERIORES
RESTAURACIÓN AMBIENTAL

MÁS ALLÁ DE LAS MINAS: SUSTENTABILIDAD EN EL USO DE FÓSFORO EN
SISTEMAS AGRÍCOLAS

TESIS
QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS DE LA SOSTENIBILIDAD

PRESENTA:
JOSÉ ALBERTO MORÓN CRUZ

TUTOR PRINCIPAL
DRA. YUNUEN TAPIA TORRES
ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS SUPERIORES UNIDAD MORELIA

MIEMBROS DEL COMITÉ TUTOR
DRA. ANA ISABEL MORENO CALLES
ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS SUPERIORES UNIDAD MORELIA
DR. ERICK DE LA BARRERA MONTPELLIER
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES EN ECOSISTEMAS Y SUSTENTABILIDAD
DR. JORGE DIONISIO ETCHEVERS
COLEGIO DE POSTGRADUADOS

CIUDAD UNIVERSITARIA, CIUDAD DE MÉXICO, MARZO 2019



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Coordinación de Estudios de Posgrado
Ciencias de la Sostenibilidad
Oficio: CEP/PCS/761/19
Asunto: Asignación de Jurado

Lic. Ivonne Ramírez Wence
Directora General de Administración Escolar
Universidad Nacional Autónoma de México
Presente

Me permito informar a usted, que el Comité Académico del Programa de Posgrado en Ciencias de la Sostenibilidad, en su séptima sesión extraordinaria del 19 de octubre del 2019, aprobó el jurado para la presentación del examen para obtener el grado de **MAESTRO EN CIENCIAS DE LA SOSTENIBILIDAD**, del alumno **MORÓN CRUZ JOSÉ ALBERTO** con número de cuenta **517011209** con la tesis titulada "Más allá de las minas sustentabilidad en el uso de fósforo en sistemas agrícolas", bajo la dirección de la Dra. Yunuen Tapia Torres.

PRESIDENTE: DR. ROBERTO ANTONIO LINDIG CISNEROS
VOCAL: DR. ERICK DE LA BARRERA MONTPELLIER
SECRETARIO: DR. FELIPE FRANCISCO GARCÍA OLIVA
SUPLENTE 1: DR. JORGE DIONISIO ETCHEVERS BARRA
SUPLENTE 2: DRA. YUNUEN TAPIA TORRES

Sin más por el momento me permito enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE,

"POR MI RAZA HABLARA EL ESPIRITU"

Cd. Universitaria, Cd. Mx., 27 de marzo de 2019.


Dra. Marisa Mazari Hírlart
Coordinadora

Posgrado en Ciencias de la Sostenibilidad, UNAM

AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Al Posgrado en Ciencias de la Sostenibilidad, UNAM.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada por los estudios de Maestría en Ciencias de la Sostenibilidad (CVU 733814)

Al financiamiento del proyecto “Uso eficiente del fósforo en sistemas agroecológicos de México: ejemplos de sistemas áridos y templados” PAPIIT IA206617, del cual forma parte esta tesis.

Al proyecto “Uso eficiente del fósforo en sistemas agroecológicos de México: ejemplos de sistemas áridos y templados” PAPIIT IA206617, por la beca otorgada para la obtención del grado.

A la Dra. Yunuen Tapia Torres, por aceptar ser mi asesora y guiarme durante todo el proyecto.

A mi comité tutorial el cual me retroalimentó durante todo el proceso de maestría, la Dra. Ana Isabel Moreno Calles, Dr. Erick de la Barrera y Dr. Jorge Dionisio Etchevers.

A la fundación Flor de la Paz y a las personas que trabajan en ella, por todas las atenciones que tuvieron con nosotros al momento de desarrollar los muestreos.

Al Rancho “La Paz” y al Dr. Dieter Le Noir, por permitirnos usar su propiedad como sitio de estudio para llevar a cabo este trabajo y por todo el apoyo y la atención que nos brindaron en cada visita.

Al Dr. Felipe García Oliva por su apoyo, retroalimentación y consejos durante el proyecto.

Al M.C. Rodrigo Velázquez-Durán por su apoyo técnico en la realización de los análisis biogeoquímicos.

Al Laboratorio de Biogeoquímica de suelos, IIES-UNAM por permitirme realizar los análisis biogeoquímicos llevados a cabo durante la maestría.

Al laboratorio de Microbiómica de la ENES unidad Morelia por el apoyo en los análisis enzimáticos.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A mi familia por todo el apoyo durante todo el proceso, sin ellos todo esto no hubiera sido posible.

A Pam, por todo el apoyo durante estos 2 años, gracias por confiar y estar a mi lado siempre.

A Yun por tu confianza, por tu amistad y por siempre hacerme crecer profesionalmente.

ÍNDICE

Resumen	1
Abstract	2
Capítulo 1	3
INTRODUCCIÓN	4
PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	8
OBJETIVO	8
METODOLOGÍA	8
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	9
BIBLIOGRAFÍA	14
Capítulo 2	16
INTRODUCCIÓN	17
PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN	23
METODOLOGÍA	24
Área de Estudio	24
Escala municipio: Avándaro	24
Escala local: “Rancho la Paz”	27
Diseño muestreo - enero 2017.....	28
Caracterización Biogeoquímica del sitio.....	31
Humedad y pH	31
Análisis de nutrientes	31
Determinación de C, N y P totales	32
Determinación de C, N y P disueltos	32
Determinación de Nitrógeno disponible	33
Determinación de Fósforo disponible	34
Determinación de Nutrientes en biomasa microbiana.....	34
Actividad enzimática.....	36
Índices de Resiliencia y Resistencia.....	38
Fraccionamiento de P	39
Análisis de estadísticos.....	41
Análisis biogeoquímicos y análisis enzimáticos	42
Fraccionamiento de P	48
Resistencia y Resiliencia	50
DISCUSIÓN DE RESULTADOS	51
Cambios en la dinámica de nutrientes en un gradiente de manejo agrícola.....	51
Fraccionamiento de fósforo.....	57
Índices de resistencia y resiliencia	59
Capítulo 3	67
INTRODUCCIÓN	68

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN.....	74
OBJETIVOS.....	74
METODOLOGÍA.....	74
Diseño de muestreo -mayo 2017.....	74
Diseño de muestreo - agosto 2017.....	75
Experimento de incubaciones de suelo.....	76
Fraccionamiento secuencial de P.....	77
Evaluación del aumento en la disponibilidad de P y eficiencia económica.....	78
RESULTADOS.....	80
Experimento de Incubaciones de Suelo.....	80
DISCUSIÓN.....	84
Movimiento de P.....	84
Indicadores de eficiencia en el uso de P.....	86
Capítulo 4 Conclusiones Generales.....	92

LISTA DE ABREVIATURAS

MO: Materia Orgánica.
C: Carbono.
N: Nitrógeno.
P: Fósforo.
COT: Carbono Orgánico Total.
COD: Carbono orgánico disuelto en agua.
NOD: Nitrógeno Orgánico disuelto en agua.
POD: Fosforo Orgánico disuelto en agua.
NH₄⁺: Amonio.
NO₃⁻: Nitrato.
Cmic: Carbono microbiano.
Nmic: Nitrógeno microbiano.
Pmic: Fósforo microbiano.
CBH: Celuobiohidrolasa.
BG: β-glucosidasa.
PO: Polifenoloxidasa.
AP: Fosfomonoesterasa.
FD: Fosfodiesterasa.
FN: Fosfonatasa,
NAG: N-acetilglucosaminidasa.

ÍNDICE DE FIGURAS

Capítulo 1

<i>Figura 1.1. Evolución histórica en las publicaciones de Uso sustentable de P y Agricultura sustentable en México.</i>	11
<i>Figura 1.2 Clasificación de los principales países con artículos publicados sobre las categorías “phosphorus, soil and sustainability” y “sustainability and agriculture” de 1987 a la fecha.</i>	12
<i>Figura 1.3. Clasificación de las principales áreas de estudio donde han sido publicados artículos publicados sobre las categorías “phosphorus, soil and sustainability” y “sustainability and agriculture” de 1987 a la fecha en México; B: Bioquímica, G: Genética, BM: Biología Molecular, E: Energía, CS: Ciencias Sociales, CA: Ciencias Ambientales, A: Agricultura y CB: Ciencias Biológicas.</i>	12

Capítulo 2

<i>Figura 2.1 Grupos de suelo</i>	17
<i>Figura 2.2. Ecorregiones terrestres de México Nivel II (cca. 1997).</i>	18
<i>Figura 2.3. El mapa de suelos de la región fisiográfica del Cinturón Volcánico Transmexicano. Modificado de INEGI, 2002.</i>	19
<i>Figura 2.4. Ubicación de Avándaro localidad ubicada dentro del municipio de Valle de Bravo (Imagen capturada a partir de Google Maps, 2016).</i>	25
<i>Figura 2.5. Principales cultivos en Valle de Bravo (SIAP, 2015).</i>	26
<i>Figura 2.6. Imagen panorámica del rancho (https://youtu.be/-EVpb8DNhfA).</i>	27
<i>Figura 2.7. Recorrido y ubicación de las coordenadas donde se muestreó suelo y mantillo en el sitio conservado, además se muestra la distancia entre cada muestra.</i>	29
<i>Figura 2.8. Diseños de muestreo utilizados para la colecta de muestras de suelo y mantillo. Los puntos rojos representan los sitios de toma de muestra.</i>	29
<i>Figura 2.9. Diseño de muestreo utilizados para la colecta de muestras de suelo para el sitio agrícola y el sitio abandonado.</i>	30
<i>Figura 2.10. A) Sitio abandonado, B) Sitio agrícola.</i>	30
<i>Figura 2.11. Ordenación de las muestras de suelo del sitio conservado (E), parcela con manejo agrícola (M) y sitio abandonado (A) en los dos primeros componentes.</i>	47
<i>Figura 2.12. Valores de fraccionamiento de P para el suelo encinar.</i>	49
<i>Figura 2.13. Valores de fraccionamiento de P para el suelo agrícola.</i>	49
<i>Figura 2.14. Valores de resiliencia del sistema.</i>	50
<i>Figura 2.15. Valores de resistencia del sistema.</i>	50
<i>Figura 2.16. Diagrama de cajas del sitio encinar. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.</i>	51
<i>Figura 2.17. Diagrama de cajas del sitio agrícola con manzanilla. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.</i>	52
<i>Figura 2.18. Diagrama de cajas del sitio abandonado. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.</i>	52

Capítulo 3

<i>Figura 3.1 Crecimiento de la población mundial y el consumo de fertilizantes basados en N, P y K en millones de toneladas (Gráfica elaborada con los datos publicados por la FAO 2013).</i>	68
<i>Figura 3.2. Esquema de cuello de botella basado en Cordell y White (2009) que representa la cadena de pérdidas de P en procesos clave del procesamiento de P a nivel mundial, desde la extracción de la roca fosfórica hasta su aplicación como fertilizante y finalmente su consumo.</i>	71
<i>Figura 3.3. Mapa de las principales reservas de roca fosfórica globales (IFDC, 2010; Jasinski, 2012).</i>	73
<i>Figura 3.4. Ubicación de los sitios de colecta de muestra, y ubicación del rancho (Google Earth, 2017).</i>	75
<i>Figura 3.5. Diseño de muestreo de los sitios de colecta de muestra para el sitio agrícola.</i>	76
<i>Figura 3.6. Fraccionamiento de P para el suelo encinar control (área azul) comparado con el suelo encinar con hidroxipatita (gráfica izquierda área roja) y con abono orgánico (gráfica derecha área roja). La línea</i>	

<i>amarilla muestra las diferencias en concentraciones ($\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$) entre los tratamientos (hidroxiapatita y abono orgánico) y el control.</i>	82
<i>Figura 3.7. Fraccionamiento de P para el suelo agrícola control (sombra azul) comparado con el suelo agrícola con hidroxiapatita (gráfica izquierda área roja) y con abono orgánico (gráfica derecha área roja). La línea amarilla muestra las diferencias en concentraciones ($\mu\text{g} \cdot \text{g}^{-1}$) entre los tratamientos (hidroxiapatita y abono orgánico) y el control.</i>	82
<i>Figura 3.8. Gasto útil y pérdida de los tratamientos de hidroxiapatita y abono orgánico aplicados en el suelo agrícola y en el suelo encinar.</i>	84
<i>Figura 3.9. Porcentaje de eficiencia de recuperación de P por fertilización. La gráfica A corresponde al suelo encinar expuesto a hidroxiapatita, la gráfica B corresponde al suelo encinar expuesto con abono orgánico, la gráfica C corresponde al suelo agrícola expuesto a hidroxiapatita y la gráfica D corresponde al suelo agrícola expuesto con abono orgánico.</i>	87

ÍNDICE DE TABLAS

Capítulo 1

<i>Tabla 1.1 Resultados encontrados por base de datos y términos de búsqueda.</i>	9
<i>Tabla 1.2. Resultados encontrados por base de datos y términos de búsqueda.</i>	10

Capítulo 2

<i>Tabla 2.1 Enzima, sustrato, concentración del sustrato y tiempo de incubación.</i>	37
<i>Tabla 2.2. Extractantes utilizados para el fraccionamiento de P.</i>	39
<i>Tabla 2.3. Medias (error estándar) del porcentaje de humedad, pH y valores promedio y error estándar del contenido de nutrientes totales, nutrientes disueltos y disponibles y nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. Se midieron concentraciones de nutrientes totales (CT, NT y PT), nutrientes disueltos en sus formas orgánicas (CO-D, NO-D y PO-D), además de que se midieron las concentraciones de nutrientes inorgánicos disponibles: (NH_4^+ (amonio), NO_3^- (nitrato) y P disponible extraído por el método Olsen y cuantificado como PO_4^{3-} (ortofosfato)), así como los nutrientes inmovilizados por los microorganismos del suelo (Cmic, Nmic y Pmic). En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos ($p < 0.05$).</i>	43
<i>Tabla 2.4. Valores promedio y error estándar la actividad enzimática de las enzimas NAG (N-Acetylglucosaminidasa), AP (fosfomonoesterasa), BG (B-Glucosidasa), PO (Polifenol oxidasa), FD (fosfodiesterasa), CELLH (cellobiohidrolasa) y FN (fosfonatasa) que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos ($p < 0.05$).</i>	44
<i>Tabla 2.5. Mapa de calor que presenta los resultados del coeficiente de correlación de Pearson para todas las variables biogeoquímicas, enzimáticas y fisicoquímicas medidas. Con asterisco se indican las correlaciones significativas ($p < 0.05$). (H: Humedad; CT: Carbono Total; NT: Nitrógeno Total; PT: Fósforo Total; COD: Carbono Orgánico Disuelto; NOD: Nitrógeno Orgánico Disuelto; POD: Fósforo Orgánico Disuelto; NH_4disp: Amonio disponible; NO_3disp: Nitrato disponible; Pdsip: Fósforo disponible en forma de ortofosfato; Cmic: Carbono Inmovilizado en biomasa microbiana; Nmic: Nitrógeno inmovilizado en biomasa microbiana; Pmic: Fósforo inmovilizado en biomasa microbiana; NAG: N-acetilglucosaminidasa; AP: Fosfomonoesterasa; BG: B-glucosidasa; PO: Polifenol Oxidasa; FD: Fosfodiesterasa; CELLH: Cellobiohidrolasa y FN: Fosfonatasa).</i>	46
<i>Tabla 2.6. Valores promedio y error estándar del cociente de nutrientes totales en biomasa y nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos ($p < 0.05$).</i>	48

Tabla 2.7. Valores promedio y error estándar de los valores de fraccionamiento de P medidas en el suelo encinar y agrícola de Avándaro, Edo de México. El valor de p para determinar las diferencias significativas entre sitios se calculó con la prueba T para una muestra. _____ 48

Capítulo 3

Tabla 3.1. Coordenadas donde se recolectaron las muestras para el segundo muestreo. _____ 75

Tabla 3.2. Diseño experimental para experimento de incubación. _____ 77

Tabla 3.3. Medias (error estándar) del pH que se obtuvieron para el suelo agrícola y encinar expuestos a diferentes tratamientos de fertilización. Los superíndices muestran las diferencias significativas entre tratamientos con la prueba de Tukey. _____ 80

Tabla 3.4. Concentraciones de P en las diferentes fracciones del suelo de encinar y agrícola de Avándaro, Edo de México obtenidos al final de la incubación. _____ 81

Tabla 3.5. Cotizaciones hechas para la hidroxiapatita. _____ 83

Tabla 3.6. Costos de Hidroxiapatita y abono orgánico por contenido de P. _____ 83

Tabla 3.7. Valores de gasto total, gasto útil y pérdida en los tratamientos aplicados. _____ 84

Resumen

Uno de los nutrientes que es limitativo en el suelo y de uso común en los fertilizantes es el fósforo (P), elemento finito y no renovable, y esencial para la vida. Sin embargo, debido a que el P es altamente reactivo, las plantas utilizan menos del 20% del P que se aplica al suelo, y el resto puede quedar adsorbido en partículas de suelo o puede lixiviarse causando problemas de eutrofización, por lo que es necesario emplear técnicas agrícolas alternativas a las actuales, que busquen el reciclaje del P en el suelo. Los estudios sobre el uso sustentable del P son pocos en México, por lo que el objetivo del capítulo 1 fue identificar mediante una búsqueda en las plataformas SCOPUS y Scielo los artículos publicados sobre sostenibilidad en el uso de P y sostenibilidad agrícola en las que haya participado una institución académica mexicana. Los resultados indican que México tiene una productividad científica sobre sostenibilidad en el uso de P en suelos del 1.4% en comparación con las publicaciones a nivel mundial en los últimos 31 años. Con respecto a la producción científica sobre sostenibilidad y agricultura, México reporta un 2.3%. Basado en estos resultados, el objetivo del capítulo 2 fue analizar, con un enfoque experimental, el efecto del manejo agrícola en la dinámica y sostenibilidad del P en un suelo de origen volcánico en el centro de México. Se realizaron recolectas de suelo en sitios con: manejo agrícola, abandonado pero con historial de manejo agrícola intensivo y en uno conservado (bosque de encino), localizados en Avándaro Edo. de México. Se realizaron análisis biogeoquímicos y enzimáticos con la finalidad de caracterizar las modificaciones que se presentan con el cambio de uso de suelo. Las variables analizadas fueron utilizadas para determinar índices de resistencia y resiliencia. Además, se efectuaron análisis de fraccionamiento secuencial de P para los sitios con manejo agrícola y conservado. Los resultados nos indican que el nutriente limitativo en la zona es el P, además de que las prácticas de agricultura que se aplican actualmente favorecen los procesos de disponibilidad de N inorgánico, lo cual beneficia a los cultivos y a la inmovilización de P por parte de los microorganismos. Los índices de resiliencia y resistencia nos confirman la vulnerabilidad que tiene el sistema en torno al elemento P, además de que las variables que mostraron ser más vulnerables a las prácticas de cambio de uso de suelo fueron 5 de las 7 enzimas evaluadas y el P inmovilizado en biomasa microbiana. Los resultados del fraccionamiento de P nos indica que tanto el sitio conservado como el agrícola, cuentan con un alto porcentaje (25%) de aumento de P ocluido en compuestos unidos a calcio y magnesio en el sitio agrícola comparado con el encinar; por lo tanto, las prácticas de manejo agrícola empleadas están favoreciendo el proceso de adsorción de P. Estos resultados, nos llevaron a plantear el objetivo del capítulo 3 que fue evaluar con variables biogeoquímicas el aumento en la disponibilidad de P en suelos agrícolas y conservados al aplicarles fertilización orgánica e inorgánica. Lo anterior se realizó exponiendo tanto al suelo agrícola, como al suelo conservado a una fertilización con hidroxapatita y con abono orgánico, ambos aplicados en una dosis de 50 unidades de P elemental, con la finalidad de seguir el rastro de P aplicado mediante la técnica de fraccionamiento secuencial de P. Los resultados nos indicaron que la fertilización con hidroxapatita favoreció a la disponibilidad de P (en ambos suelos) comparada con la fertilización de abono orgánico, además de que económicamente es más rentable el usar este compuesto.

Nuestro trabajo permite entender el efecto de la fertilización sobre los procesos de disponibilidad y de oclusión del P en suelos de origen volcánico, por lo que permite generar estrategias para un manejo sustentable, tanto del P, como del suelo.

Abstract

Phosphorus (P) is one of the limiting nutrients in soil and of common use in fertilizers, a finite and non-renewable element, which is essential for life. Due to P high reactivity, plants use less than 20% of the P that is applied to soil, and the rest can be adsorbed in soil particles or it can be leached causing problems of eutrophication, which is why alternative agricultural techniques are necessary, looking for the increase of P recycling in soil. In Mexico there are few studies on sustainable P use, therefore the Chapter 1 of the current work aims to identify through a search using SCOPUS and Scielo platforms, published articles about sustainability in P usage and agriculture sustainability, where any Mexican academic institution had participated. Results indicate that Mexico has a productivity of 1.4% of scientific publications on sustainability in the use of P in soils, compared with worldwide publications in the last 31 years, and 2.3% with respect to a searching that contains the keywords sustainability and agriculture. On the basis of these results, the objective of Chapter 2 was to analyze with an experimental approach, the effect of agricultural management on P dynamics in a volcanic soil located at central Mexico. Soil sampling was realized in an agricultural managed site, an abandoned site with a history of intensive agricultural management and a conserved site (oak forest) in Avándaro, State of Mexico. Biogeochemical and enzymatic analyzes were carried out in order to characterize modifications that occur with the change in land use. The analyzed variables were used to determine resistance and resilience indexes. In addition, a P sequential fractionation analysis was performed, with the samples of the sites with agricultural management and the conserved site. The results indicate that the limiting nutrient in the area is the P, besides, agricultural practices currently used favor the processes of availability of inorganic N which benefits the crops and the immobilization of P by microorganisms. Resistance and resilience indexes confirm the vulnerability the system has about the P element. The most vulnerable variables to the land use change were five of the seven evaluated enzymes and P immobilized in microbial biomass. P sequential fractionation results show that both the conserved and the agricultural site have a high percentage (25%) of P occluded in secondary minerals with respect to total P extracted, so agricultural management practices are favoring the process of P adsorption. With these results, we propose the objective of the Chapter 3, that was to evaluate biogeochemically, the increase of P availability of agricultural and conserved soils, by applying an organic and inorganic fertilizations. This was done by exposing both the agricultural soil and the conserved soil to a fertilization with hydroxyapatite and organic fertilizer, both applied at 50 units of elemental P, in order to follow the trace of applied P with the technique of P sequential fractionation. Results indicate that fertilization with hydroxyapatite favored the availability of P (in both soils) compared to the fertilization of organic matter, besides, it is economically more profitable. Our work permits us to understand the effect of fertilization on the processes of P availability and occlusion on volcanic soils, allowing to generate strategies for a sustainable management of both, P and soil.

Capítulo 1

“Revisión cronológica de la sostenibilidad agrícola en México”

INTRODUCCIÓN

El origen del término de sostenibilidad surge en el año 1962 cuando la bióloga Rachel Carson escribe el libro *Silent Spring* en el cual describe escenarios de un futuro con consecuencias irreversibles debido al proceso de degradación producido por la contaminación ambiental (Olmos y Gonzales, 2013; Calvente, 2007; Cordell, 2010). A partir de este episodio, en años posteriores surge el movimiento ambientalista que culmina con la creación de la EPA (Environmental Protection Agency de los EUA); la primera agencia gubernamental dedicada al cuidado del medio ambiente (Olmos y Gonzales, 2013).

Sin embargo, el concepto de sostenibilidad comienza a forjarse a partir del año 1972 en la Conferencia de las Naciones Unidas sobre el Medio Humano, cuando se funda el UNEP (United Nations Environmental Programme). El UNEP fue la base para que en el año 1983, la Comisión Mundial del Ambiente y Desarrollo identificara por primera vez la importancia de evaluar cualquier acción o iniciativa humana desde tres enfoques: el económico, el ambiental y el social, expresando las relaciones directas entre la economía y la ecología. Lo anterior, con la intención de que gobiernos y sociedades pudieran actuar responsablemente respecto al deterioro ambiental (Olmos y Gonzales, 2013).

Posteriormente, a partir del informe Brundtland en 1987, se construye el primer concepto aceptado de sostenibilidad. En el cual, se define a la sostenibilidad como la capacidad desarrollada por el humano para satisfacer las necesidades de las generaciones actuales sin comprometer los recursos y oportunidades para el crecimiento y desarrollo de las generaciones futuras (Bélanger et al., 2011; Olmos y Gonzales, 2013). Pero no fue sino hasta el 2001, cuando Kates y colaboradores proponen el término de Ciencia de la Sostenibilidad y la definieron como la “*ciencia que busca entender el carácter fundamental de las interacciones entre naturaleza y sociedad, donde tal entendimiento debe abarcar la interacción de procesos globales con características sociales y ecológicas de sitios particulares*”.

La implementación y medición de la sostenibilidad es un desafío para los investigadores y las partes interesadas en las organizaciones y asociaciones gubernamentales,

así como para los sectores productivos, como lo es el sector agrícola (Cordell, 2010). La evaluación de la sostenibilidad en campos agrícolas es una herramienta importante para generar evaluaciones que busquen el progreso del sector agrícola en las tres dimensiones: seguridad alimentaria, sostenibilidad ambiental y oportunidad económica. La evaluación de la sostenibilidad agrícola se debe considerar esencial para rastrear el progreso hacia la búsqueda de objetivos conjuntos de la sociedad, sector gubernamental, investigación y sector productivo (Willer y Lernoud, 2015).

La sostenibilidad aplicada en sistemas agrícolas es ampliamente discutida en la literatura internacional y es esencial que no dependa de grandes cantidades de insumos externos para que un sistema agrícola pueda ser considerado sostenible (Bezlepikina et al., 2011). La agricultura sostenible se basa en la producción de cultivos con bajo impacto al medio ambiente, que apoyan la viabilidad económica de la producción (Mohammad et al., 2007). Las técnicas empleadas en la agricultura sostenible usan concentraciones apropiadas de agroquímicos, basándose en el entendimiento de los procesos que ocurren en el suelo (asociados a factores bióticos y abióticos) y la modificación de estos procesos debida al uso de fertilizantes, pesticidas y rotaciones de cultivo, así como en el entendimiento de cómo estas modificaciones influyen en los rendimientos y en el ingreso económico del productor (Lowrance y Groffman, 1988).

La agricultura sostenible requiere que el sistema agrícola no esté orientado únicamente hacia la búsqueda de altos rendimientos de un producto en particular, sino a la optimización del sistema agrícola como un todo (Thrupp, 1996). Es decir, se debe poner atención de igual forma al manejo óptimo de nutrientes y materia orgánica, a la actividad biológica del suelo, a los mecanismos de control natural (eliminación de enfermedades, al control biológico de insectos, interferencia de malezas), a la conservación y regeneración de los recursos (suelo, agua, germoplasma, etc.). La idea es explotar las complementariedades y sinergias que surgen al combinar cultivos, nutrimentos, vegetación, suelo y animales en diferentes arreglos espaciales y temporales. Estos procesos son cruciales para condicionar la sostenibilidad de los sistemas agrícolas (Altieri y Nicholls, 2000).

La agricultura sostenible además, involucra el uso de distintas prácticas, por ejemplo, rotaciones de cultivo, manejo integrado de plagas, uso de biofertilizantes, técnicas de labranza de conservación, además de las técnicas empleadas en la agricultura orgánica (uso de abonos orgánicos y la aplicación eficiente de agroquímicos; Julca-Otiniano et al., 2006).

Las prácticas de agricultura orgánica confieren resiliencia biológica y económica al sistema (Johansson, 2004), ya que ayudan a la mejora y conservación de la fertilidad y productividad del suelo (Hansen, 1996; Acton y Gregorich, 1995). Además, mejoran las siguientes características: a) las características físicas del suelo, como lo son la formación de agregados y la capacidad de retención de agua; b) las características químicas como aumentar la incorporación de nutrientes, mejorar la capacidad de intercambio catiónico y estabilizar el pH del suelo, debido a su capacidad amortiguadora; c) las características biológicas como estimular el crecimiento de las comunidades microbianas (Wolkoski et al., 2003). Sin embargo, la agricultura dependiente de insumos externos en particular inorgánicos y sintéticos domina en el mundo a diferencia de la agricultura orgánica, ya que existen registros que en la década del 2010, las prácticas de agricultura orgánica se utilizaban únicamente en alrededor del 1% de la superficie agrícola mundial (Willer y Lernoud, 2015). La dependencia de insumos en el sector agrícola está dada principalmente por los elementos base que constituyen a los fertilizantes inorgánicos: N (nitrógeno), P y K (potasio). En el caso del P, su uso muestra una baja eficiencia en toda la cadena de la oferta y la demanda: exploración, minería, procesamiento, uso y distribución y reciclaje (Shoolz y Hellums, 2014; este punto se explica a detalle en el capítulo 3).

Ante la problemática expuesta, diversos autores proponen un manejo sostenible del P, el cual incluye la prevención de la contaminación de cuerpos de agua por este elemento, la conservación del recurso, el desarrollo de tecnología y la generación de conocimiento en una ruta en la que generaciones futuras puedan tener acceso al P (Scholz y Hellums, 2014). Para asegurar la sostenibilidad de este recurso, se debe considerar la manera más eficiente de usar el P, minimizar las pérdidas y los residuos, y promover el reciclaje tanto como sea económicamente factible. Los enfoques transdisciplinarios son especialmente adecuados para este emprendimiento, ya que permiten la integración del conocimiento científico con las ideas adquiridas en las prácticas cotidianas. El manejo sostenible de P busca, además, reducir

el consumo absoluto (disminuir las mega toneladas de P mineral que es agregado a los ecosistemas; reportadas en el 2011 en 25 MT año⁻¹; Scholz y Hellums, 2014; Cordell, 2010) y relativo (kg de P por persona anualmente). En el 2010, Cordell estimó que cada persona consume 3.2 kg de P año⁻¹, esto es aproximadamente 7 veces mayor al valor de ingesta de P recomendado al año que es de 0.4 kg de P año⁻¹.

Además, Cordell reporta en diversas publicaciones (2008, 2009 y 2010) la problemática del P, y propone los principios específicos de sostenibilidad en el uso de P. Estos se enfocan en buscar que las generaciones actuales y futuras tengan los mismos derechos para acceder a recursos clave, por lo tanto, las generaciones actuales tienen la responsabilidad de garantizar dicho acceso. Por su lado, Scholz y Hellums (2014) reportaron los puntos críticos del manejo sostenible del P, los cuales son la ineficiencia en la utilización de fertilizantes fosfatados, su distribución geográfica desigual, la transparencia de reservas, la escasez económica y la volatilidad en el precio del producto.

Mejorar la recuperación y eficiencia de uso de P y reducir los efectos ambientales negativos, son los objetivos urgentes a corto plazo, pero para reducir las pérdidas irreversibles de este recurso finito se deben ajustar las concentraciones en los suministros de P que se aplican actualmente en el sector agrícola. La mejora de la eficiencia del uso de P prolongaría la vida útil de las reservas minerales mundiales a largo plazo, por lo tanto, se favorecería la sostenibilidad del elemento (Scholz y Hellums, 2014).

En México, a pesar de que es un país agrícola (26 millones de hectáreas utilizadas en agricultura a nivel nacional; SAGARPA, 2017) y principal exportador de cultivos como aguacate a nivel mundial (28 estados de la república producen aguacate; SRE, 2015), la sostenibilidad agrícola es escasamente evaluada y aplicada y se observa en las grandes cantidades de fertilizante que se importa, entre los cuales destaca el P. Al cierre de 2013, el sector agroalimentario registró importaciones por el 32% de los requerimientos totales de P de ese año, lo cual involucro un gasto de 143.9 millones de dólares (SGM, 2015).

Por tal motivo, el objetivo de este capítulo es analizar cuanta investigación sobre sostenibilidad en el uso de P y sostenibilidad agrícola se ha realizado y publicado en colaboración con instituciones mexicanas. Para lo cual, se realizaron búsquedas en las

plataformas SCOPUS y Scielo de los artículos publicados sobre sostenibilidad en el uso de P y sostenibilidad agrícola en las que haya participado una institución académica mexicana en un periodo comprendido entre 1987-2018 y con esto conocer el desarrollo y el estado actual de la investigación en este campo en el país.

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Cuántos trabajos científicos se han publicado sobre sostenibilidad en el uso del P y sostenibilidad agrícola a nivel mundial en colaboración con instituciones mexicanas?

OBJETIVO

Identificar mediante una búsqueda en las plataformas SCOPUS y Scielo los artículos publicados sobre sostenibilidad en el uso de P y sostenibilidad agrícola en las que haya participado una institución académica mexicana.

METODOLOGÍA

La búsqueda de la literatura científica se realizó en dos bases de datos: Scopus (<https://www.scopus.com>) y Scielo (<http://www.scielo.org>). Para identificar las publicaciones relacionadas con sostenibilidad en el uso de P, se realizó una búsqueda en junio de 2018 utilizando las bases de datos mencionadas y se seleccionaron artículos de investigación y revisiones, tanto en inglés como en español, haciendo uso de las palabras clave *phosphorus, soil and sustainability*. Así mismo, para identificar las publicaciones generadas en México, relacionadas con sostenibilidad agrícola, se realizó una búsqueda en junio de 2018 utilizando las mismas bases de datos y se indagaron artículos de investigación y revisiones científicas utilizando las palabras clave *sustainability and agriculture*.

De los resultados obtenidos de cada base de datos, se seleccionaron los potenciales artículos y revisiones que tuvieran como país de afiliación a México; es decir que algún autor o coautor del artículo se encontrara en una institución mexicana. El periodo de la búsqueda fue del año 1987 que es cuando surge el concepto de desarrollo sostenible (Brundtland, 1987)

al 2018. Finalmente, los resultados obtenidos fueron analizados y clasificados por su año de publicación, título, autores, revista e idioma, posteriormente se eliminaron los artículos repetidos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos de las bases de datos de Scopus y Scielo se resumen en la tabla 1. En cuanto a los resultados encontrados para la búsqueda con las palabras clave “*phosphorus AND sustainability AND soil*”, se encontraron más artículos y revisiones científicas que tuvieron alguna institución mexicana como afiliación en las bases de datos Scopus comparadas con las reportadas en la base de datos Scielo. No se encontraron coincidencias o artículos repetidos entre las dos bases de datos a nivel nacional. Se localizaron 12 publicaciones en total en las que participó alguna institución académica mexicana con las palabras clave “*phosphorus AND sustainability AND soil*” (Tabla 1.1).

A nivel mundial, los resultados nos mostraron 796 artículos para la plataforma Scopus y 42 para la plataforma Scielo, encontrando 10 artículos que coincidieron estar en ambas plataformas. Por lo tanto, a nivel mundial se obtuvieron 828 artículos diferentes en los que se encontraron las palabras clave “*phosphorus AND sustainability AND soil*” (Tabla 1.1).

Tabla 1.1 Resultados encontrados por base de datos y términos de búsqueda.

<i>Base de datos</i>	<i>Términos de búsqueda</i>	<i>Resultados encontrados</i>	<i>País</i>
<i>Scopus</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	796	Nivel Mundial
<i>Scopus</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	7	México
<i>Scielo</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	42	Nivel Mundial
<i>Scielo</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	5	México
<i>TOTAL Sin repeticiones</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	12	México
<i>TOTAL Sin repeticiones</i>	Phosphorus AND sustainability AND soil	828	Nivel Mundial

La búsqueda con las palabras clave “*sustainability AND agriculture*” arrojó un total de 224 artículos publicados en alguna institución mexicana. Del total, un 84% de los artículos se encontraban en la plataforma Scopus y el resto en la plataforma Scielo y únicamente nueve artículos se repitieron en ambas plataformas (Tabla 1.2). La búsqueda realizada a nivel mundial mostró 9454 artículos publicados en la plataforma Scopus y 297 en la plataforma Scielo, y se encontraron 39 publicaciones en ambas plataformas (Tabla 1.2).

Tabla 1.2. Resultados encontrados por base de datos y términos de búsqueda.

<i>Base de datos</i>	<i>Términos de búsqueda</i>	<i>Resultados encontrados</i>	<i>País</i>
<i>Scopus</i>	Sustainability AND agriculture	9484	Nivel Mundial
<i>Scopus</i>	Sustainability AND agriculture	197	México
<i>Scielo</i>	Sustainability AND agriculture	307	Nivel Mundial
<i>Scielo</i>	Sustainability AND agriculture	36	México
<i>TOTAL Sin repeticiones</i>	Sustainability AND agriculture	224	México
<i>TOTAL Sin repeticiones</i>	Sustainability AND agricultura	9752	Nivel Mundial

Los resultados sugieren que a partir de 1987 que fue el año en el cual surge el concepto de desarrollo sostenible (Comisión Mundial sobre Medio Ambiente y Desarrollo, 1987) se han publicado 12 artículos diferentes sobre uso sostenible de P en los que participa alguna institución mexicana, de los cuales el año más productivo fue el año 2012 (3 artículos). Esto nos indica que la investigación entorno a estrategias que evalúen la sostenibilidad dentro de su marco de trabajo son pocos y la mayoría son recientes (Figura 1.1). Las publicaciones sobre el uso sostenible del P han ido en aumento en los últimos años, al igual que las publicaciones sobre agricultura sostenible, de las cuales se encontraron 224 artículos de investigación y revisiones bibliográficas, teniendo un pico de productividad en el año 2017 con 43 artículos reportados. En ambas búsquedas se puede observar en la Figura 1.1 que aumentan los resultados a partir del año 2000, posiblemente por el artículo publicado por Kates y

colaboradores (2001) en el cual dan a conocer el concepto sobre Ciencias de la Sostenibilidad, lo cual sin duda, ha ayudado a esclarecer el concepto.

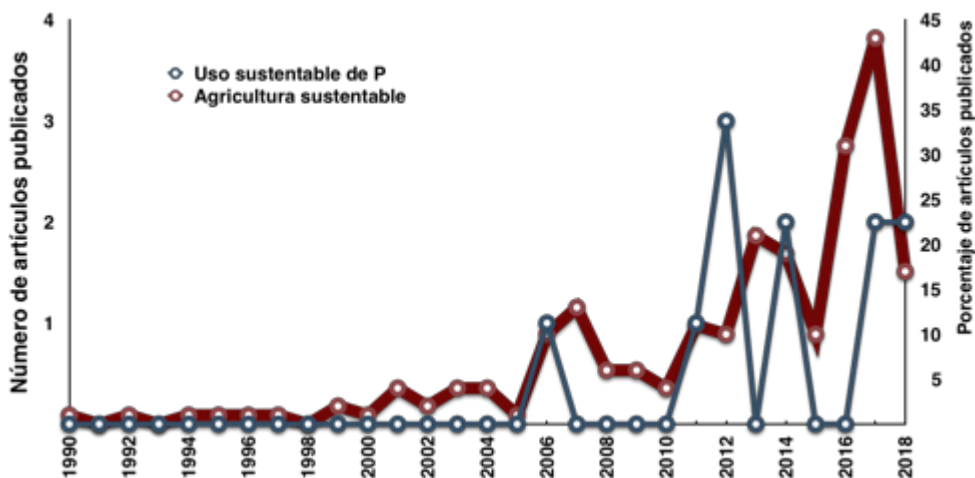


Figura 1.1. Evolución histórica en las publicaciones de Uso sustentable de P y Agricultura sustentable en México.

De los 12 artículos revisados sobre uso sustentable de P, 10 utilizaron alguna de las técnicas analíticas empleadas en esta tesis: determinación de carbono orgánico total, nitrógeno total (análisis micro-Kheldal), determinación de la tasa potencial de mineralización, cuantificación de nitratos por técnicas de colorimetría y cuantificación de P extraíble por el método Olsen.

Se obtuvieron un total de 828 publicaciones a nivel mundial considerando ambas plataformas de artículos publicados acerca de las categorías “*phosphorus, soil and sustainability*” de 1987 a la fecha. Los resultados obtenidos a nivel mundial muestran que en México contamos con una producción científica del 1.4% del total de artículos y revisiones científicas registradas en Scopus y Scielo asociadas a la evaluación de la sostenibilidad en el uso de P en suelos. Los países con mayor producción de artículos sobre este tema fueron Estados Unidos, China, India y Australia (Figura 1.2). Además, en la búsqueda con las palabras clave “*agriculture*” y “*sustainability*”, se obtuvieron un total de 9752 publicaciones a nivel mundial en ambas bases de datos, lo que nos indica que en México contamos con una producción científica del 2.3% del total de artículos publicados con estas categorías de 1987

a la fecha. Los países con mayor producción de artículos son Estados Unidos, China, Reino Unido e India (Figura 1.2).

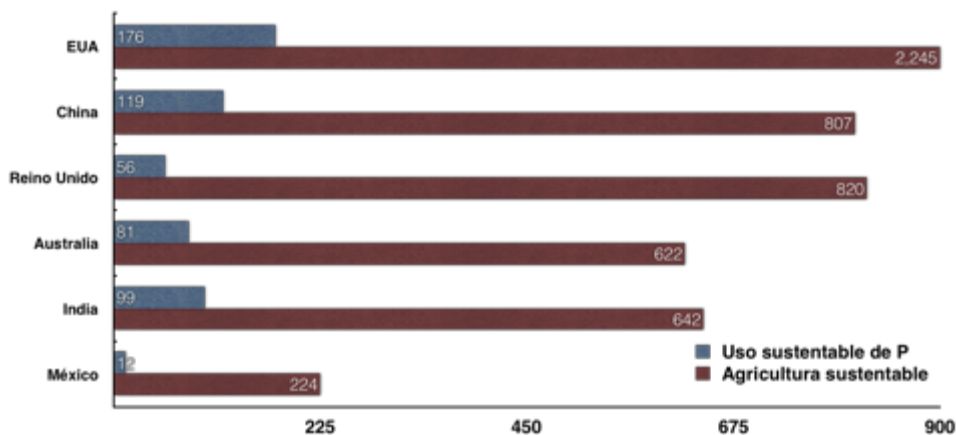


Figura 1.2 Clasificación de los principales países con artículos publicados sobre las categorías “phosphorus, soil and sustainability” y “sustainability and agriculture” de 1987 a la fecha.

En cuanto a las disciplinas donde se publicaron los estudios, para las búsquedas relacionadas con las palabras clave “*phosphorus AND sustainability AND soil*” y “*sustainability AND agriculture*” se observó que en las áreas de “Agricultura y Ciencias Biológicas” y “Ciencias ambientales” es donde destacan más artículos y revisiones científicas, mientras que en las áreas de “Bioquímica, Genética y Molecular”, “Energía” y “Ciencias sociales se tienen menos trabajos publicados (Figura 1.3).

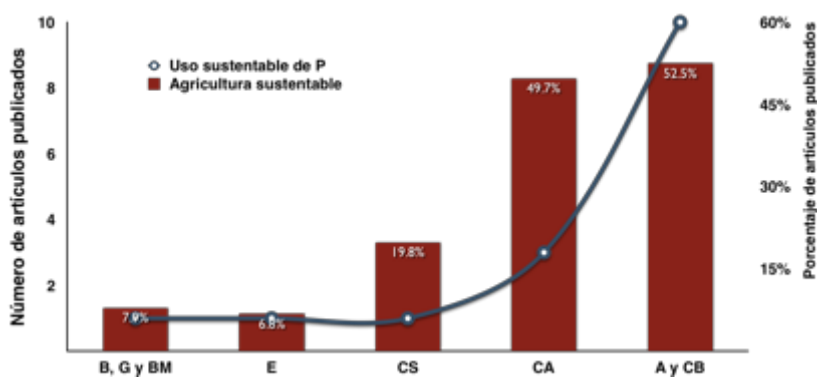


Figura 1.3. Clasificación de las principales áreas de estudio donde han sido publicados artículos publicados sobre las categorías “phosphorus, soil and sustainability” y “sustainability and agriculture” de 1987 a la fecha en México; B: Bioquímica, G: Genética, BM: Biología Molecular, E: Energía, CS: Ciencias Sociales, CA: Ciencias Ambientales, A: Agricultura y CB: Ciencias Biológicas.

Evolución del concepto de sostenibilidad agrícola

A partir de la búsqueda realizada, se utilizaron los artículos y revisiones científicas que contenían las palabras clave “sustainability” y “agriculture” y se rastrearon las definiciones utilizadas de 1990 a la fecha. El término agricultura sostenible surge a partir de distintos movimientos en E.U.A., Canadá y Europa occidental en donde se desarrollaron estos conceptos como respuesta a las preocupaciones sobre los impactos de la agricultura: agotamiento de recursos no renovables, degradación del suelo, salud humana, los efectos ambientales de los productos químicos utilizados, entre otros. Todos estos problemas fueron asociados a una agricultura convencional intensiva que se percibía como insostenible (Francis, 1987; Hansen, 1996). A partir de esto han surgido diversos conceptos de agricultura sostenible con distintos enfoques.

Sin embargo, de acuerdo con Binder et al. (2010) la investigación que comprende la evaluación de la sostenibilidad en la agricultura se ha abordado de manera deficiente, ya que no se ha tomado en cuenta la multifuncionalidad en la agricultura (seguridad alimentaria, biodiversidad, conservación de recursos naturales, mantenimiento del paisaje). Además, se ha favorecido la investigación en el aspecto ecológico en lugar de buscar un equilibrio entre las dimensiones ecológica, económica y social de la sostenibilidad, lo cual dificulta la implementación de los productos de las investigaciones en la toma de decisiones (Morse et al., 2001).

La información revisada nos permitió prestar atención al hecho que las distintas definiciones de sostenibilidad agrícola se enfocan en distintos objetivos, estrategias, visiones e ideologías, lo cual depende de la aplicación que se le quiera dar. Sin embargo, es importante mencionar que todos los conceptos deben contemplar La Nueva Visión para la Agricultura, definida por los Socios del Foro Económico Mundial en 2010 (Rahmann et al., 2017). Esta visión menciona que la agricultura mundial moderna debe sostener y satisfacer las necesidades mundiales de forma sostenible, debe brindar al mismo tiempo seguridad alimentaria, sostenibilidad ambiental y oportunidades económicas. Para lograr esto es importante establecer indicadores para medir el impacto, ya que es una herramienta importante para generar eva-

luaciones que busquen el progreso en seguridad alimentaria, sostenibilidad ambiental y oportunidad económica y se debe considerar esencial para rastrear el progreso hacia la búsqueda de objetivos conjuntos (sociedad, sector gubernamental, investigación, sector productivo).

BIBLIOGRAFÍA

- Acton, D. F. y Gregorich, L. J. (1995). The health of our soils: toward sustainable agriculture in Canada., *Understanding soil health*. pp. 5-10.
- Altieri, M., y Nicholls, C. I. (2000). Teoría y práctica para una agricultura sustentable. *Serie Textos Básicos para la Formación Ambiental*, pp.1-147.
- Bélanger, V., Vanasse, A., Parent, D., Allard, G., y Pellerin, D. (2012). Development of agro-environmental indicators to assess dairy farm sustainability in Quebec, Eastern Canada. *Ecological Indicators*, 23, pp. 421-430
- Bezlepina, I., Reidsma, P., Sieber, S., y Helming, K. (2011). Integrated assessment of sustainability of agricultural systems and land use: methods, tools and applications. *Agricultural Systems*, 104(2), pp. 105.
- Binder, C. R., Feola, G., y Steinberger, J. K. (2010). Considering the normative, systemic and procedural dimensions in indicator-based sustainability assessments in agriculture. *Environmental impact assessment review*, 30(2), pp. 71-81.
- Brundtland, G. H. (1987). Informe de la Comisión Mundial sobre el Medio Ambiente y el Desarrollo. *PNUMA*.
- Calvente, A. M. (2007). El concepto moderno de sostenibilidad. *UAIS sostenibilidad*. Universidad Abierta Interamericana, 1(1), pp. 1-7.
- Cordell, D. (2008), Phosphorus, food and 'messy' problems: A systemic inquiry into the management of a critical global resource, *ANZSYS 2008, Edith Cowan University, December 2008 in Proceedings of the 14th ANZSYS Australia New Zealand Systems Society Conference*, ed David Cook, SECAU - Security Research Centre, Edith Cowan University, Perth, pp. 1-15.
- Cordell, D. (2010). The Story of Phosphorus: Sustainability implications of global phosphorus scarcity for food security (*Doctoral dissertation*).
- Cordell, D., Drangert, J.-O., y White, S. (2009), The story of phosphorus: Global food security and food for thought. *Global Environmental Change*, 2009. 19(2009) pp. 292-305.
- Cordell, D., Neset, T. S. S., Drangert, J.-O. y White, S. (2009), Preferred future phosphorus scenarios: A framework for meeting long-term phosphorus needs for global food demand. *International Conference on Nutrient Recovery from Wastewater Streams*, Vancouver, 2009. Edited by Don Mavinic, Ken Ashley and Fred Koch. ISBN: 9781843392323. Published by IWA Publishing, London, UK. pp.23-44
- Francis, C. A., Sander, D. y Martin, A. (1987). Search for a sustainable agriculture: reduced inputs and increased profits. *Crops and Soils*, 39(9), pp. 12-14.
- Hansen, J. W. (1996). Is agricultural sustainability a useful concept? *Agricultural systems*, 50(2), 117-143.
- Johansson, J. F., Paul, L. R., y Finlay, R. D. (2004). Microbial interactions in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. *FEMS microbiology ecology*, 48(1), pp. 1-13.
- Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., y Bello-Amez, S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura. *Idesia (Arica)*, 24(1), pp. 49-61.
- Kates, R. W., Clark, W. C., Corell, R., Hall, J. M., Jaeger, C. C., Lowe, I., y Faucheux, S. (2001). *Sustainability science*. *Science*, 292(5517), pp. 641-642.
- Lowrance, R. y Groffman, P. (1988). Impact of low and high input agriculture on landscape structure and function. *American Journal of Alternative Agriculture*. (4): pp. 175-183.
- Mohammad Saghir Khan, Almas Zaidi y Parvaze A. Wani. (2007). Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture - A review. *Agronomy for Sustainable Development, Springer Verlag/EDP Sciences/INRA*, 2007, 27 (1), pp.29-43.
- Morse S, McNamara N, Acholo M y Okwoli B. (2001). Sustainability indicators: the problem of integration. *Sust Dev* 2001; 9: pp. 1-15.

- Olmos, M. A., y González-Santos, W. (2013). El valor de la sostenibilidad. *Revista Ciencia y Agricultura*, 10(1), pp. 91-100.
- Rahmann, G., Ardakani, M. R., Bàrberi, P., Boehm, H., Canali, S., Chander, M., y Hamm, U. (2017). Organic Agriculture 3.0 is innovation with research. *Organic Agriculture*, 7(3), pp. 169-197.
- SAGARPA. (2017). Planeación agrícola nacional pp. 2017-2030.
- Scholz, R. W., Roy, A. H., y Hellums, D. T. (2014). Sustainable phosphorus management: a transdisciplinary challenge. In *Sustainable phosphorus management*. pp. 1-128.
- SGM. (2016). Anuario Estadístico de la Minería Mexicana, 2015. Edición 2016. Publicación No. 45.
- SRE. (2015). Aguacate: el oro verde mexicano. Publicación No. 45. pp-1.
- Thrupp, L. (1996). New Partnership for Sustainable Agriculture. USA. *World Resources Institute*.
- Willer, D. H., y Lernoud, J. (2015). Research Institute of Organic Agriculture (FiBL). *Frick, and IFOAM-Organics International: Bonn*. pp. 300.
- Wolkowski, R. P. (2003). Nitrogen management considerations for landspreading municipal solid waste compost. *Journal of environmental quality*, 32(5), pp. 1844-1850.

Capítulo 2

“Vulnerabilidad de los procesos biogeoquímicos en suelos volcánicos debido al cambio de uso de suelo”

INTRODUCCIÓN

De acuerdo con el INEGI (2007) en México existen 26 de los 32 grupos de suelo reconocidos por el Sistema Internacional Base Referencial Mundial del Recurso Suelo (IUSS, 2007). Sin embargo seis grupos abarcan el 81.7% de la superficie nacional, los Leptosoles (28.3% del territorio), Regosoles (13.7%), Phaeozems (11.7%), Calcisoles (10.4%), Luvisoles (9%) y Vertisoles (8.6%) (INEGI, 2007; Figura 2.1).

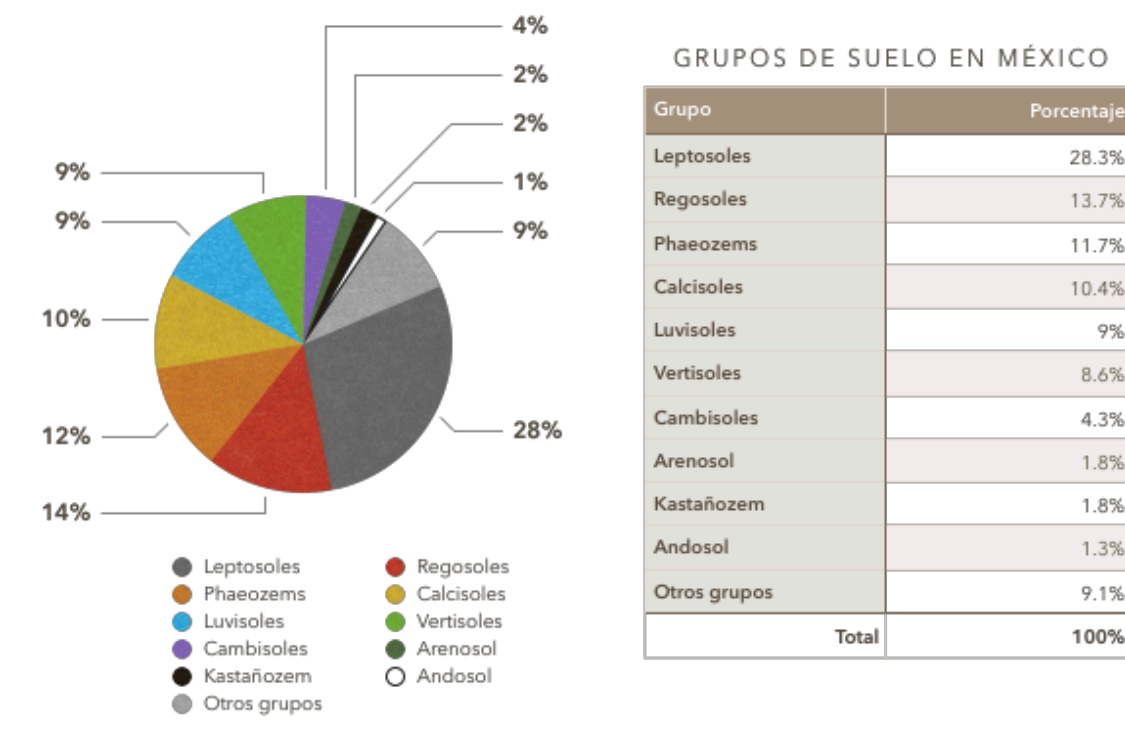


Figura 2.1 Grupos de suelo

Elaboración propia con datos de:
 INEGI. *Conjunto de Datos Vectorial Edafológico*. México. 2007.

Los suelos derivados de productos volcánicos cubren aproximadamente el 0.84% de la superficie terrestre mundial (Takahashi y Shoji, 2002) y el 1.2% del territorio mexicano (INEGI, 1999; *FAO-UNESCO-ISRIC*, 1998), los cuáles se encuentran situados principalmente en el Eje Volcánico Transmexicano (Aguilera, 1963; Gómez-Tagle-Rojas, 1985). Sin embargo, también podemos encontrarlos en las costas de Los Tuxtlas, en las

Sierras de Chiapas y en la península de Baja California alrededor del volcán Tres Vírgenes (Aguilera-Herrero, 1969; Figura 2.2).



Figura 2.2. Ecorregiones terrestres de México Nivel II (cca, 1997).

Los suelos volcánicos incluyen todos los suelos formados a partir de sedimentos piroclásticos, desde suelos jóvenes en tobas volcánicas depositadas recientemente y cenizas,

hasta los suelos bien desarrollados en sedimentos volcánicos más antiguos con arcillas parcialmente cristalizadas (Krasilnikov et al., 2013).

El grupo de suelo de origen volcánico más abundante en México es el Andosol, que ocupa un 1.2% del territorio nacional y los podemos encontrar principalmente en el Eje Volcánico Transmexicano (Figura 2.3), mientras que los Acrisoles, ubicados principalmente en la cuenca de Coahuila (Michoacán, México) cubren solamente 10,000 km² del territorio nacional (INEGI, 2012). Los Andosoles los podemos encontrar en grandes abanicos aluviales y en las laderas de Xinantécatl (Nevado de Toluca), Nevado de Colima y Volcán de Fuego en los estados de Colima y Jalisco. En el estado de Michoacán, ocupan grandes áreas de la Sierra Purépecha, Angangueo y en el estado de Hidalgo, en la región de la Huasteca y la Sierra Norte de Puebla (Krasilnikov et al., 2013).

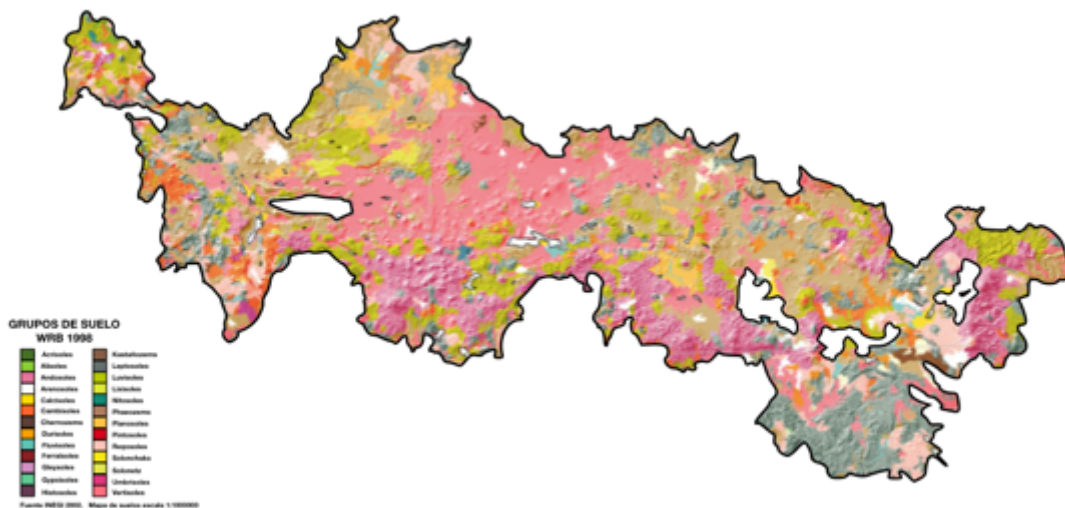


Figura 2.3. El mapa de suelos de la región fisiográfica del Cinturón Volcánico Transmexicano. Modificado de INEGI, 2002.

Los Andosoles son suelos superficiales ricos en humus, con un horizonte A de color oscuro relativamente profundo, son suelos livianos, esponjosos y fáciles de romper (Krasilnikov et al., 2013; Nanzzyo, 2002), cuentan con una cantidad de MO presente en el horizonte A que varía entre 8 a 28% (Aguilera, 1965; Palencia, 1969), contienen más de 60 % de arcilla, pH ácido (alrededor de 5.0) y alta capacidad de retención de agua (100-150%; Palencia, 1969). Una de las características principales de estos suelos es la presencia de

alófanos como mineral abundante en la fracción arcillosa (Shoji et al., 1993; Palencia, 1969). Por lo anterior estos suelos presentan una estructura muy porosa, con una densidad aparente muy baja (entre 0.5 y 0.8 kg dm⁻³), y una elevada permeabilidad, lo cual permite a los agricultores trabajar en campo al día siguiente después de la lluvia (Nanzyo, 2002; Perez et al., 2011; Krasilnikov et al., 2013). Los Andosoles son suelos con poco P disponible, sus concentraciones generalmente se ubican en un rango de 0.1 a 2.5 g P* kg⁻¹ (Shoji y Takahashi, 2002). También podemos encontrar en este tipo de suelos contenidos de N moderadamente altos (1.5-1.9 mg N g⁻¹: Pajares et al., 2011; 0.01-0.85% de N: Aguilera-Herrero, 1969).

La actividad microbiana en este grupo de suelos no es alta debido a la deficiencia de P, al pH ácido a débilmente ácido y a la alta estabilidad de la MO (Nishio, 1996). La adición de fosfatos a Andosoles con un pH superior a 5 aumenta la cantidad de bacterias aeróbicas, actinomicetos y hongos y mejora la respiración del suelo (Nanzyo, 2002). Las enzimas extracelulares secretadas por microorganismos y plantas en este orden de suelos tienen una alta estabilidad y resistencia a la degradación física y microbiana (Ceccanti y García, 1994; Ceccanti y Masciandaro, 2003; Pajares et al., 2011), esto debido a que los suelos desarrollados de cenizas volcánicas contienen minerales alofánicos y óxidos de Al³⁺ y Fe³⁺ lo que les confiere superficies de carga positiva, que en consecuencia pueden establecer enlaces covalentes con sustancias húmicas (Oades, 1995).

Sin embargo, en el Eje Volcánico Central de México, el suelo ha sido explotado antrópicamente desde la época precolombina hasta la actualidad (Pajares, 2006). La principal actividad en este tipo de suelos ha sido la silvicultura y la agricultura destinada a la producción de aguacates y árboles frutales (Covaleda et al., 2006; Krasilnikov et al., 2013).

Las prácticas de cultivo inapropiadas y el cambio de uso de suelo han causado una reducción de la capacidad de producción y la fertilidad de estos sitios (Bravo et al., 2002). La desecación de los suelos Andosoles ocasionada por el cambio de uso de suelo, provoca una reducción progresiva e irreversible de la formación de agregados, lo cual favorece a procesos de erosión (Perez et al., 2011). En estas condiciones, los Andosoles pierden su capacidad de retención de humedad, la cual puede reducirse hasta en 60 % de la inicial y el

suelo se convierte en una masa polvorienta e hidrófoba, con pérdida de sus mejores características físicas (Perez et al., 2011). Además, algunos suelos volcánicos se ven afectados por la acidificación que aumenta fuertemente al aplicar grandes cantidades de fertilizantes, con esto aumenta la reactividad de Al^{3+} y los cultivos pueden verse afectados por la toxicidad de Al^{3+} (Krasilnikov et al., 2013), sin embargo, esto solo se presenta al aplicar grandes cantidades de fertilizantes, ya que los suelos Andosoles se caracterizan por tener una gran capacidad buffer (Hernández-Moreno et al., 1980). Al aplicar grandes cantidades de fertilizantes con P a suelos Andosoles en agricultura intensiva, generalmente la tasa de recuperación de P por los cultivos es baja, la mayor parte del P se acumula en la capa de arado que va de 20 a 30 cm (Nanzyo, 2002), además de que se favorecen los procesos de adsorción de P con elementos como Al^{3+} , Fe^{3+} y Ca^{2+} (Krasilnikov et al., 2013).

El uso excesivo de fertilización química en suelos agrícolas de origen volcánico incrementa su susceptibilidad a la degradación. La degradación del suelo se refiere a los procesos inducidos por las actividades humanas que disminuyen su productividad biológica y su capacidad actual o futura para sostener la vida humana (Oldeman, 1998). La fertilización en grandes cantidades provoca la degradación química del suelo la cual disminuye la fertilidad del suelo, provoca salinización, genera contaminación y eutrofización (SAGARPA, 2013).

Por lo anterior, la rehabilitación de suelos volcánicos degradados y mejora de estos suelos son esenciales como pasos preliminares para la sostenibilidad de este tipo de suelo (Pajares et al., 2011). Por lo que evaluar el estado de la sostenibilidad de un sistema agrícola o los aspectos críticos que ponen en peligro su estabilidad es de vital importancia (Olmos y Gonzalez, 2013). La alteración de la estabilidad de un sistema ya sea por actividad natural o antropogénica puede causar estrés y puede alterar los procesos físicos, químicos y bioquímicos que tienen lugar en él (Doran y Parkin 1994). La estabilidad de un sistema incluye dos principales componentes: la resistencia y la resiliencia (Larsen, 1995). La resistencia es definida como la capacidad de soportar un disturbio (Pimm, 1984) y la resiliencia se define como la velocidad con la que un sistema regresa al estado que tenía antes del disturbio (Pimm, 1984).

La resiliencia y resistencia son componentes determinan que tan vulnerable son los suelos a procesos de degradación o si pueden mantener su funcionamiento y sus características bajo condiciones cambiantes (Hernández-Becerra, 2016). Cuevas-Reyes (2010) propone a la resiliencia como un bioindicador que permite la identificación, el monitoreo ambiental y el desarrollo de estrategias de manejo y conservación. La planeación de prácticas de conservación y manejo utilizando a la resiliencia y resistencia como bioindicadores nos permite incorporar el efecto de las actividades humanas en el funcionamiento de los ecosistemas, generando las bases para poder predecir tanto los cambios ecológicos presentes y futuros, así como la identificación de los ecosistemas más vulnerables a las perturbaciones (Cuevas-Reyes, 2010). La resistencia y resiliencia pueden ser medidas por medio de la cuantificación de tasas y magnitudes de recuperación de propiedades de suelo (Seybold et al., 1999).

En este capítulo se identificó y analizó el efecto del cambio de uso de suelo en la dinámica de C, N y P y la actividad de siete eco-enzimas. Posteriormente, se calcularon los indicadores de resistencia y resiliencia utilizando los índices propuestos por Orwin y Warlde (2004) para todas las variables cuantificadas. Esto nos dio información sobre la vulnerabilidad de los procesos edáficos asociados a la dinámica de C, N y P ante el cambio de uso de suelo aplicado en suelos volcánicos con producción agrícola biodinámica en Avándaro, Edo. de México.

Avándaro, localidad perteneciente al municipio de Valle de Bravo se encuentra en el Estado de México. Reportes de 1980 muestran que la cobertura forestal de Avándaro cubría aproximadamente el 62% del territorio municipal (H. Ayuntamiento de Valle de Bravo, 2006). Sin embargo, la cobertura se redujo en un 30% en menos de 20 años debido a la expansión de la frontera agrícola y a la apropiación de grandes extensiones de bosque por parte de algunos ejidatarios de Avándaro (Torres-Pulido y Rosas-Ferrusca, 2010; H. Ayuntamiento de Valle de Bravo, 2006). Sin embargo, en los últimos años se ha fomentado un cambio en el uso de propiedades ejidales y comunales a causa de la degradación del suelo y su baja productividad agrícola, por lo que se han ido integrando al área urbana del municipio promoviendo la expansión de desarrollos inmobiliarios (García-Martínez, 2018; Torres-Pulido y Rosas- Ferrusca, 2010).

Buscando una alternativa para la recuperación de suelos volcánicos con uso agrícola, se tienen las prácticas utilizadas en la agricultura biodinámica. La agricultura biodinámica se basa en establecer un equilibrio entre todos los factores que sostienen y favorecen la vida, utilizando métodos naturales para enriquecer el suelo agrícola con sustancias nativas y fermentados que permiten a las plantas asimilar los elementos que se aplican (Pfeiffer, 1992). La agricultura biodinámica se basa en los principios básicos dados por el filósofo Rudolf Steiner: *“aplicar al suelo la MO de alta calidad, crear un equilibrio entre las funciones del suelo, utilizar de manera juiciosa los fertilizantes aplicados al suelo, tener en cuenta el papel de los oligoelementos dentro del desarrollo normal de los procesos fisiológicos y del mantenimiento de la salud y realizar las rotaciones de cultivo convenientes que permitan restablecer o mantener el equilibrio de la tierra”* (Pfeiffer, 1992).

Por lo anterior, se eligió el manejo agrícola que se realiza en Avándaro como un modelo de estudio que permite conocer la vulnerabilidad de las variables biogeoquímicas en los suelos de origen volcánico los cuales fueron sometidos a un cambio de uso de suelo. Lo anterior se analizó trabajando con un gradiente que representa el cambio de uso de suelo: un sitio conservado (bosque pino-encino), sitio agrícola (cultivo con técnicas de agricultura biodinámica) y un sitio abandonado por 14 años.

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Qué variables biogeoquímicas son las más vulnerables al cambio de uso de suelo en Avándaro?

OBJETIVO

Identificar los efectos del cambio de uso de suelo sobre la dinámica de C, N y P, y sobre la actividad microbiana y enzimática en el suelo utilizando índices de resistencia y resiliencia basados en variables biogeoquímicas y enzimáticas.

METODOLOGÍA

Área de Estudio

Escala municipio: Avándaro

El estudio se realizó en la localidad de Avándaro, sitio que se encuentra localizado en el municipio de Valle de Bravo (19°11'33"N 100°07'50"O) en el Estado de México. Este valle presenta una extensión de aproximadamente 430.8 km² (Basante, 1997; Lopez-Perez et al., 2011). El clima en Avándaro es templado subhúmedo, con precipitación anual promedio de 1,001 mm, la temporada de la estación lluviosa se presenta de mayo a octubre y los meses de escasas de lluvia se presentan de noviembre a abril. La temperatura promedio anual es de 13.7 °C, el mes más cálido es mayo (15.9 °C) y el más frío enero (11.4 °C; Lopez-Perez et al., 2011; Figura 2.4).

Los grupos de suelos que dominan en este sitio son Andosol, la vegetación dominante de Avándaro son bosques de pino-encino que cuenta con tres estratos. El estrato alto (cerca a 40 m) donde son frecuentes varias especies de encinos y *Zinowiewia integerrima*; el estrato medio (20 m) con *Carpinus caroliniana*, *Ternstroemia lineata* subsp. *lineata* y *Tilia americana*, entre otras especies; y uno estrato bajo (5–15 m) con *Clethra* spp., *Cleyera integrifolia*, *Cornus disciflora*, *Garrya laurifolia*, *Meliosma dentata*, *Oreopanax xalapensis*, *Parathesis melanosticta*, *Styrax argenteus* y *Symplocos citrea* (Lopez-Perez et al., 2011).



Figura 2.4. Ubicación de Avándaro localidad ubicada dentro del municipio de Valle de Bravo (Imagen capturada a partir de Google Maps, 2016).

Avándaro, localidad perteneciente al municipio de Valle de Bravo se encuentra en el Estado de México el cual se encuentra entre los 10 estados con mayor producción agrícola: Sinaloa, Chihuahua, Jalisco, Sonora, Michoacán, Guanajuato, Estado de México, Tamaulipas, Baja California, Zacatecas y Puebla (SIAP, 2015). Dentro de Valle de Bravo en el 2016, la superficie sembrada fue de 4,260 ha (SIAP, 2015), aproximadamente el 9% de la superficie total; siendo los principales cultivos sembrados el maíz de grano del cual se contó con una superficie sembrada de 1702 ha y el cultivo de avena forrajera en verde, del cual se alcanzó una superficie sembrada de 713 ha (SIAP, 2015; Figura 2.5). Datos de la SEMARNAT del 2012, muestran que 61.3% de la superficie estatal se encuentra afectada por algún tipo de degradación: 25.6% degradación química, 25.0% degradación hídrica, 6.0 % degradación física y 4.6 % degradación eólica (SEMARNAT, 2003).

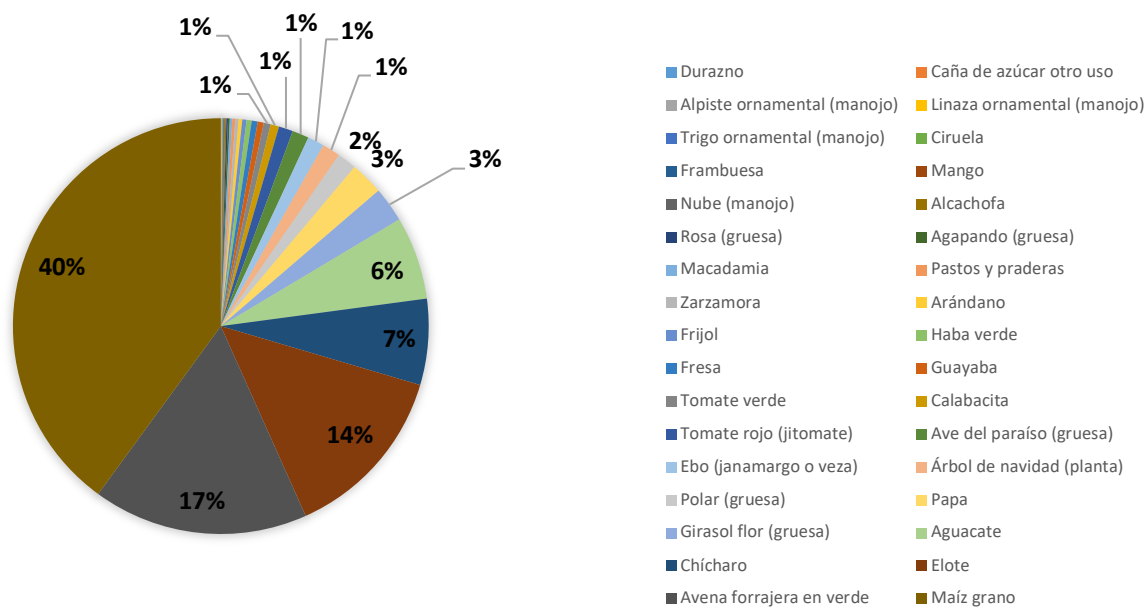


Figura 2.5. Principales cultivos en Valle de Bravo (SIAP, 2015).

El suelo de Avándaro posee un historial de manejo agrícola intensivo, además de que cuenta con suelos no aptos para la agricultura. En esta localidad se presentó en años anteriores un problema de pérdida de fertilidad surgido por el uso desmedido del riego y de sustancias químicas debido principalmente al cultivo de papa (Velázquez, com. pers.; Torres-Pulido y Rosas-Ferrusca, 2010).

La agricultura intensiva causó la degradación del suelo de Avándaro, lo cual ha provocado un cambio en la distribución de la propiedad de las tierras. Anteriormente, el porcentaje de tierras ejidales era el dominante, esto ha cambiado debido a la poca producción generada en los campos. La agricultura ha cambiado en los últimos años en este sitio, al igual que la vida y estatus social de la comunidad (Torres-Pulido y Rosas-Ferrusca, 2010). Actualmente dentro del municipio encontramos que la tenencia de la tierra está dividida en: privada, ejidal y mixta. Las tierras están distribuidas actualmente de la siguiente manera: ejidales (13%), privadas (80%) y mixtas (7%) (Torres-Pulido y Rosas-Ferrusca, 2010).

Escala local: “Rancho la Paz”

El presente proyecto se llevó a cabo en el “Rancho la Paz” dentro del municipio de Avándaro, donde se practica la agricultura llamada biodinámica, la cual está basada en los principios propuestos por Rudolf Steiner (Rudolf Steiner, 1922) (Figura 2.6). Este rancho, fue comprado en 1998 por el médico Dieter Le Noir con el fin de contar con un sitio de producción e investigación de cultivos de plantas medicinales. Los antecedentes del manejo del rancho en el periodo de 1988 a 1993 nos indican que el suelo fue utilizado para el cultivo de papa, utilizando técnicas agrícolas convencionales intensivas aplicando una gran variedad de agroquímicos, lo que provocó que en años posteriores el terreno se abandonara por problemas de fertilidad (Bernardino, *com. Pers.*, 2017).

Desde que se compró el rancho en 1998, el suelo ha sido tratado bajo los principios de la permacultura de Mollison (Mollison B., 1998), aplicando abonos verdes y composteo, y se comenzó cultivando maíz, haba y frijol en rotación, posteriormente se fue remplazando con plantas medicinales con la finalidad de producir diferentes medicamentos a base de extractos naturales. El rancho cuenta con un lago artificial en la parte baja con capacidad de 60,000 m³. Desde el 2002 todos sus cultivos (manzanilla, toronjil, frijol, etc.) están basados en lo que se conoce como agricultura biodinámica (Rudolf Steiner, 1922; Bernardino *com. Pers.*, 2017).



Figura 2.6. Imagen panorámica del rancho (<https://youtu.be/-EVpb8DNhfA>).

Diseño muestreo - enero 2017

El muestreo de suelo y de mantillo se llevó a cabo en el mes de enero de 2017. Se utilizaron tres sitios con diferente tipo de manejo: un sitio conservado (bosque mixto), un sitio agrícola (cultivado con manzanilla y que utiliza técnicas de agricultura biodinámica) y un sitio agrícola abandonado hace 14 años, con historial previo de manejo intensivo de agroquímicos.

Las muestras para el sitio conservado fueron tomadas en un bosque mixto de pino-encino, en donde se ubicaron seis coordenadas (seis cuadros o parcelas (plot en inglés)) para la colecta de muestras. El muestreo siguió las coordenadas mostradas en la figura 2.7, donde se determinó cada sitio de colecta de muestras por medio de la observación directa de parches con dominancia de encinos. Para la colecta de muestras de suelo se utilizó un nucleador de suelos de 15 cm profundidad y para la colecta del mantillo se utilizó una pala.

En cada punto o coordenada se trazó un cuadro de 10 x10 m, donde se colectaron tres submuestras que fueron mezcladas homogéneamente para conformar una muestra compuesta por sitio (Figura 2.7). Cada submuestra se recolectó cada 3 m de manera sistemática de forma horizontal y paralela a la pendiente, lo cual se muestra en la figura 2.8. La toma de muestras se realizó horizontal a la pendiente principal y fue de manera aleatoria, iniciando la colecta en el metro 3 para las muestras 1 y 4, posteriormente se inició en el metro 6 para las muestras 2 y 5, y por último se inició la toma de muestras en el metro 9 para las muestras 3 y 6, lo cual se puede observar en la figura 2.8. En total se tomaron seis muestras compuestas cada una por tres submuestras de suelo y seis de mantillo.

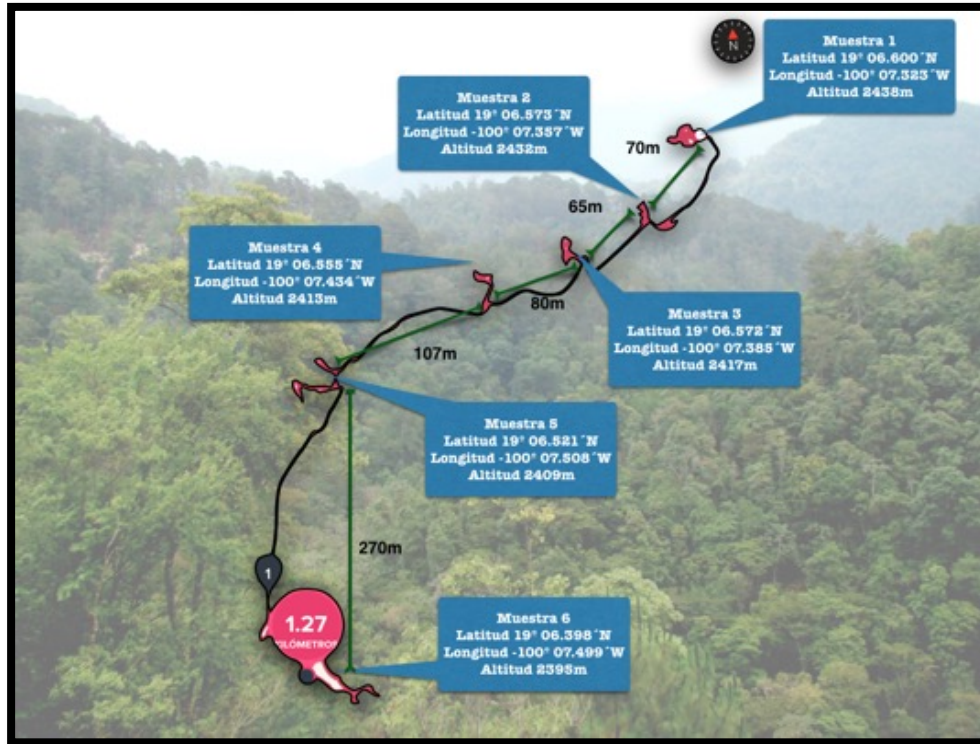


Figura 2.7. Recorrido y ubicación de las coordenadas donde se muestreó suelo y mantillo en el sitio conservado, además se muestra la distancia entre cada muestra.

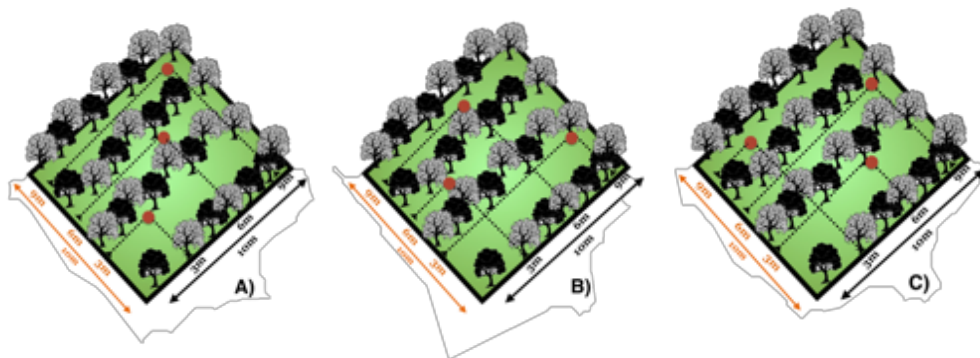


Figura 2.8. Diseños de muestreo utilizados para la colecta de muestras de suelo y mantillo. Los puntos rojos representan los sitios de toma de muestra.

El diseño de toma de muestras para el sitio agrícola con manzanilla (Latitud 19° 06.487'N, Longitud -100° 07.640'W a una altitud de 2355 m) y el sitio abandonado (Latitud 19° 06.575'N, Longitud -100° 07.618'W a una altitud de 2366 m) con pasto desde el 2004 (Figura 2.9 y 2.10). Se trazaron seis transectos dentro de un cuadro de 10 x 20 m (200 m² de área) dentro de ambos sitios, la distancia entre cada transecto fue de 3 m. Posteriormente se

tomó una muestra cada 3 m a lo largo de cada transecto, obteniendo 3 submuestras por transecto, las cuales se mezclaron homogéneamente para obtener una muestra compuesta por transecto, obteniendo un total de seis muestras compuestas por sitio (Figura 2.9).

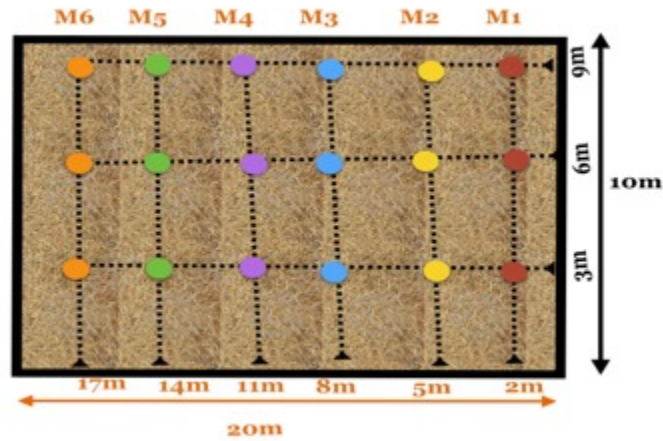


Figura 2.9. Diseño de muestreo utilizados para la colecta de muestras de suelo para el sitio agrícola y el sitio abandonado.

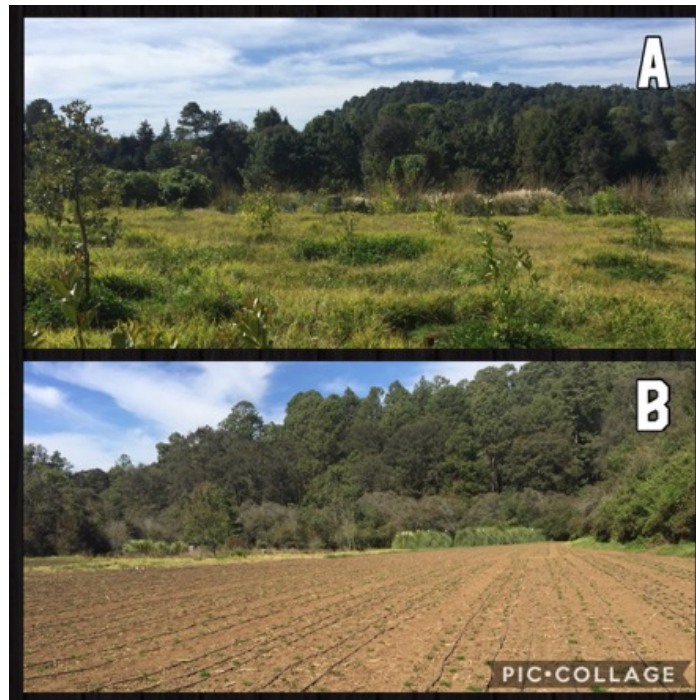


Figura 2.10. A) Sitio abandonado, B) Sitio agrícola.

Caracterización Biogeoquímica del sitio

Humedad y pH

El porcentaje de humedad se obtuvo por medio de un análisis gravimétrico, en el cual se compararon los contenidos de humedad utilizando dos temperaturas diferentes (80°C que fue la temperatura utilizada en la tesis y 105°C mencionadas en la NOM-021-RECNAT-2000), los resultados obtenidos con ambos métodos no mostraron diferencias significativas por lo que se optó por utilizar la temperatura de 80°C por motivos de seguridad de la estufa utilizada. La metodología consistió en pesar un alícuota de cada muestra y se colocaron en un horno a 80°C por 48 h, registrando el peso del suelo húmedo y el peso del suelo seco al final de las 48 h. Se calculó el porcentaje de humedad con la ecuación 1. El porcentaje de humedad se realizó con el objetivo de hacer el ajuste de humedad para cada muestra y para todos los análisis que requirieron muestra fresca.

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso suelo húmedo} - \text{Peso suelo seco}}{\text{Peso suelo húmedo}} \times 100$$

(Ecuación 1)

Para determinar el pH de la solución del suelo se utilizó una solución 1:10 p/V de suelo con agua desionizada y se leyó en un potenciómetro previamente calibrado (Thermo Scientific, modelo Orion 3star Plus).

Análisis de nutrientes

Las formas de carbono (C) contenidas en el suelo se determinaron utilizando un Analizador de Carbono Total (UIC-COULOMETRICS mod. 50120; Chicago, E.U.A.); para la determinación de las formas de N y P se utilizó un Autoanalizador Bran-Luebbe III (marca Bran-Lubbe, modelo AA3; Nordestedl, Alemania). La determinación del P microbiano se realizó con un fotospectrómetro de UV-Visible (marca Thermo Scientific, modelo Evolution 201)

Determinación de C, N y P totales

Para la determinación de los nutrientes totales de C, N y P, se tomó una sub muestra de suelo y mantillo las cuales fueron secadas en un horno a 100°C por 48 h. Posteriormente, las muestras se molieron en un mortero de ágata.

El carbono total (CT) fue determinado por combustión y detección coulométrica (Huffman, 1997). El CT se cuantificó utilizando el Analizador de Carbono Total y el C inorgánico total (CIT) se determinó con el módulo de acidificación utilizando 10 ml de H₂SO₄ 4 N por muestra, solo se cuantificaron dos muestras de CIT, obteniendo valores de cero, por lo que se determinó no leer la totalidad de las muestras y el valor de C orgánico total (COT) determinarlo como el valor de CT obtenido.

Para la cuantificación de N y P totales (NT y PT respectivamente), se realizó una digestión ácida a 360°C con H₂SO₄ y H₂O₂ (20:1) y una mezcla pre-digestora catalizadora compuesta de K₂SO₄ y CuSO₄ (10:1). El NT se determinó por el método macro-Kjeldahl (Bremmer, 1996) y se leyó por colorimetría a 660 nm en un autoanalizador Bran-Luebbe III (marca Bran-Lubbe, modelo AA3; Nordestedl, Alemania). El PT se determinó por el método colorimétrico de molibdato de amonio y reducción con ácido ascórbico (Murphy y Riley, 1962) y se leyó a una absorbancia de 660 nm en un autoanalizador Bran-Luebbe III (marca Bran-Lubbe, modelo AA3; Nordestedl, Alemania).

Determinación de C, N y P disueltos

Para la cuantificación de C, N y P disueltos se pesó una submuestra de 20 g de suelo fresco y 5 g de mantillo. Los resultados fueron obtenidos en $\mu\text{g}^* \text{g de suelo seco}^{-1}$, realizando el ajuste de peso utilizando el porcentaje de humedad. A cada muestra se le agregó 80 ml de H₂O desionizada y se agitaron por 30 min a 350 rpm (Jones y Willet, 2006). Posteriormente, las muestras se filtraron con papel Whatman No. 42 y después se filtraron por vacío con membranas millipore de 0.45 μm . Del extracto obtenido se leyó el C inorgánico disuelto

(CID) en el analizador de carbono utilizando el módulo de acidificación CM50120. El N inorgánico disuelto (NID) se leyó como NH_4^+ y NO_3^- (amonio disuelto D- NH_4^+ y nitrato disuelto D- NO_3^-) y el P inorgánico disuelto (PID) como PO_4^{3-} en el autoanalizador Brann-Lubbe III.

Para la cuantificación del C total disuelto (CTD) las muestras fueron leídas en el analizador de C en el módulo para líquidos (UIC-COULOMETRICS; Chicago, E.U.A.). Para la extracción de N y P total disuelto (NTD y PTD), se tomó una alícuota de 25 ml del extracto anterior y fue digerido utilizando 1ml de H_2SO_4 concentrado a 275°C durante 2 h. Después se adicionó 1 ml de H_2O_2 al 30% y se volvió a calentar hasta terminar la digestión. Después se neutralizaron las muestras y se aforaron a 50 ml y se filtraron con papel Whatman No. 42. Los extractos de NTD se leyeron como NH_4^+ y el PTD como PO_4^{3-} en el autoanalizador Brann-Lubbe III.

Las formas orgánicas disueltas con P (POD) se determinaron calculando la diferencia entre el total disuelto y el inorgánico disuelto, el NOD fue calculado por la diferencia del NTP y el D- NH_4^+ . El COD se tomó como el valor obtenido de CTD, ya que se obtuvieron valores de cero de dos muestras cuantificadas, por lo que se determinó no leer la totalidad de las muestras y por lo tanto el valor de C orgánico disuelto (COD) determinarlo como el valor de CTD obtenido.

Determinación de Nitrógeno extraíble con KCl

Para determinar las formas inorgánicas disponibles de N en el suelo (NH_4^+ disp. y NO_3^- disp) se pesó una submuestra de 10 g de suelo fresco de cada muestra y 2 g para las muestras de mantillo y se les añadió 50 ml del extractante KCl 2 N. La mezcla se agitó por 30 min a 350 rpm y posteriormente se filtró utilizando papel filtro Whatman No. 1. Se cuantificaron las formas inorgánicas de N utilizando el método colorimétrico del hipoclorito-fenol en un autoanalizador Bran-Lubbe III (marca Bran-Luebbe, modelo AA3; Nordestedl, Alemania) (Robertson et al., 1999). Los resultados fueron obtenidos en μg de N^* g de suelo seco⁻¹, realizando el ajuste de peso utilizando el porcentaje de humedad.

Determinación de Fósforo disponible-Olsen

El P inorgánico disponible (P disp-Olsen.) se determinó con el método de fraccionamiento secuencial de Hedley et al. (1982). Se utilizaron 5 g de suelo fresco y 1g de mantillo, posteriormente se les añadió 30 ml de NaH_2CO_3 0.5 M ajustado a un pH de 8.5. Las muestras se agitaron por 16 h las muestras de suelo y 2 h las muestras de mantillo, y posteriormente se centrifugaron a 3500 rpm (centrífuga Thermo Scientific SL 16). El sobrenadante se filtró con papel Whatman No. 42. El P disponible se obtuvo tomando una alícuota del extracto y acidificándose con 0.55 ml de HCl 10 M. Se adicionó fenolftaleína y se añadieron gotas de NaOH 10 M hasta que el color viró a rosa y posteriormente, las muestras se neutralizaron utilizando HCl 5 M y se aforaron a 25 ml. El P disponible se leyó como PO_4^{3-} en un autoanalizador Brann-Luebbe III. Los resultados fueron obtenidos en μg de P^* g de suelo seco⁻¹, realizando el ajuste de peso utilizando el porcentaje de humedad.

Determinación de Nutrientes en biomasa microbiana

Los nutrientes en biomasa microbiana se determinaron utilizando el método de extracción por fumigación con cloroformo (Vance et al., 1987). Para C y N microbianos (C_{mic} y N_{mic}), se pesaron 20 g de cada muestra de suelo fresco y 5 g para cada muestra de mantillo, las muestras se pesaron por duplicado para tener muestras fumigadas y no fumigadas. Se colocaron todas las muestras a capacidad de campo y se incubaron 24 h a 27-28°C. Posteriormente a la incubación, se realizó una extracción utilizando 80 ml de K_2SO_4 0.5 M con agitación a 200 rpm por 30 min (Brookes et al., 1985). Las muestras se filtraron al vacío utilizando membranas Millipore de 0.45 μm .

Para cuantificar el carbono microbiano (C_{mic}) se tomó una alícuota del extracto obtenido de las muestras fumigadas y sin fumigar para determinar carbono total (CT_{mic}) y C inorgánico microbiano (CIT_{mic}) en un Analizador de Carbono Total (UIC Mod. Cm 50120; Chicago, E.U.A.) Para la fracción de CIT_{mic} , se utilizó el módulo de acidificación CM513 con H_2SO_4 4N del analizador de carbono, el cual fue utilizado solo para cuantificar dos muestras, para verificar que se obtuvieran valores de ceros. El C orgánico microbiano (COT_{mic}) por lo tanto se tomó como el C_{mic} .

Para la extracción del N microbiano (N_{mic}), se tomó otra alícuota del extracto obtenido después de la filtración y se realizó una digestión utilizando 10 ml de H₂SO₄ concentrado y 0.6 ml de CuSO₄ 0.19 M como catalizador. La digestión se llevó a cabo a 300°C (Brookes, 1985). Se determinó el N microbiano, cuantificando N Total de las muestras fumigadas y sin fumigar, por el método colorimétrico en un autoanalizador Bran-Luebbe III (marca Bran-Lubbe, modelo AA3; Nordestedl, Alemania).

Para obtener el P en biomasa microbiana (P_{mic}), se pesaron 5 g de muestra de suelo fresco por duplicado, y 2 g de mantillo por duplicado con el fin de realizar un tratamiento de fumigación con cloroformo y otro sin fumigar (Anderson y Domsch, 1978). Después de la fumigación, las muestras se colocaron a capacidad de campo y se incubaron 24 h a 27°C. Posterior a la incubación, se añadieron 30 ml de NaH₂CO₃ 0.5 M a pH de 8.5 para extraer la fracción de P lábil de cada muestra (Hedley y Stewart, 1982) y se agitaron por 16 h a 200 rpm. Las muestras se centrifugaron a 6000 rpm por 25 minutos (centrífuga Thermo Scientific SL 16), se filtraron con papel filtro Whatman No. 42 y se digirieron utilizando 1.11 ml de H₂SO₄ 11 N y 0.6 ml de persulfato de amonio al 50% en una autoclave a 121°C durante una hora. Posteriormente, las muestras se neutralizaron a pH entre 6.5 y 7 utilizando NaOH 5N, 1N y 0.5 N. Para la lectura se utilizó el método de cuantificación de fósforo inorgánico por colorimetría utilizando el sistema reductor de ácido ascórbico y antimonio como catalizador (Murphy y Riley, 1962), utilizando una solución para desarrollo de color que contiene molibdato de amonio, tartrato de antimonio y potasio, H₂SO₄ 14 N y ácido ascórbico. Se colocaron 5 ml de esta solución con 5 ml de muestra y la mezcla se aforó a 50 ml. Cada muestra se leyó en un espectrofotómetro de UV-Visible (marca Thermo Scientific, modelo Evolution 201) a una longitud de onda de 882 nm.

Las concentraciones finales de C, N y P microbianos se calcularon de acuerdo a la ecuación 2.

$$[]_{microbiano} = \frac{[]_{fumigado} - []_{sin\ fumigar}}{Coeficiente\ de\ extracción}$$

(Ecuación 2)

Donde [] representa la concentración de C, N o P.

El coeficiente de extracción es el factor de recuperación. Se utilizó un coeficiente de extracción distinto para cada nutriente, los cuales fueron 0.54 para Nmic (Joergensen y Mueller, 1996), 0.45 para el C mic (Joergensen, 1996) y 0.4 para P mic, el cual es recomendado para suelos con pH de 6.2 a 8.2 (Hedley y Stewart et al., 1999).

Actividad enzimática

El método para medir la actividad enzimática en el suelo, se basó en una determinación espectrofotométrica del p-nitrofenol liberado por gramo de suelo seco por unidad de tiempo, cuando el suelo es incubado con un sustrato (pNP-sustrato) en una solución buffer (Baldrian, 2009). Este proceso fue utilizado para 5 de las 7 enzimas que se analizaron, las cuales fueron la fosfodiesterasa (Fd), fosfomonoesterasa (Fm), beta-glucosidasa (BG), n-acetil glucosaminidasa (NAG) y celobiohidrolasa (CELLH). Para la polifenol oxidasa o lacasa (PO), se siguió la metodología empleada por Sinsabaugh (2001) y para la determinación de fosfonatasa (Fn) se siguió una metodología modificada de (Tapia-Torres et al., 2015) seguida de la cuatificación de Pi por colorimetría (Etechevers et al., 1983). En la Tabla 2.1 se muestran las enzimas cuantificadas, así como las variables más importantes para la determinación de la actividad enzimática.

La extracción de las enzimas del suelo se realizó pesando 2 g de suelo fresco de cada muestra y 0.5 g de mantillo, posteriormente se les adicionó 30 ml de buffer MUB (Modified Universal Buffer) a pH de 6.8. El buffer MUB contiene Tris-HCl, ácido maléico, ácido cítrico, ácido bórico y agua y el pH se ajustó utilizando NaOH y un potenciómetro calibrado (Thermo Scientific, modelo Orion 3star Plus). La mezcla se agitó 15 min y posteriormente se tomaron 670 µl de extracto, los cuales se colocaron en microtubos de 1.5 ml, además se agregaron 670 µl de una solución que contiene el sustrato para cada enzima (Tabla 2.1). Se utilizaron controles de sustrato (3 por enzima) los cuales contenían 670 µl sustrato y 670 µl MUB, controles de la muestra (1 por muestra) que contenían 670 µl extracto de la muestra y 670 µl de MUB y las muestras se realizaron por triplicado y estuvieron preparadas con 670 µl de extracto de la muestra más 670 µl de sustrato. Posteriormente se prosiguió a incubar a una temperatura de 30°C, durante 2 hrs (Tabla 2.1). Después de la incubación, las muestras se centrifugaron a 10,000 rpm durante 2 min. La metodología llevada a cabo para cuantificar la

absorbancia fue diferente para sustratos unidos a p-nitrofenol, para la PO y para la Fn. Los resultados fueron obtenidos en $\mu\text{molPNP}^* \text{ g}^{-1}$ de suelo seco* h^{-1} de incubación para las enzimas BG, NAG, PO, Fm, FD y CELLH. Para la enzima PO los resultados se obtuvieron en $\mu\text{mol ABTS}^* \text{ g}^{-1}$ de suelo seco* h^{-1} de incubación. Por último los resultados de las enzimas FN y FT fueron reportados en $\mu\text{g P}^* \text{ g}^{-1}$ de suelo seco* h^{-1} de incubación. A todos los resultados se les realizó el ajuste de peso utilizando el porcentaje de humedad.

Tabla 2.1 Enzima, sustrato, concentración del sustrato y tiempo de incubación.

<i>Enzima</i>	<i>Sustrato</i>	<i>Concentración</i>	<i>Tiempo de incubación</i>
<i>B-Glucosidasa (BG)</i>	pNP-glucopiranoside	5 mM	2 h
<i>N-acetil glucosaminidasa (NAG)</i>	pNP-B-n-acetyl-glu-cosaminide	2 mM	2 h
<i>Polifenol oxidasa (PO)</i>	ABTS	4.58 mM	2 h
<i>Fosfomonoesterasa (Fm)</i>	pNP-phosphate	5 mM	2 h
<i>Fosfodiesterasa (FD)</i>	B-pNP-phosphate	5 mM	2 h
<i>Fosfonatasa (FN)</i>	2-aminoetil fosfonato	5 mM	2 h
<i>Cellibiohidrolasa (CELLH)</i>	pNP-Cellobioside	2 mM	2 h
<i>Fitasa (FT)</i>	Ácido fitico	5 mM	2 h

Para la lectura de absorbancia utilizando sustratos unidos a p-nitrofenol (para las enzimas BG, NAG, FM, FD y CELLH) se tomaron 750 μl del sobrenadante para colocarlos en tubos con 3 ml de agua y 75 μl de NaOH 1 N y se leyó en un espectrofotómetro de UV-Visible (marca Thermo Scientific, modelo Evolution 201) a una longitud de onda de 410 nm. El sustrato ABTS para la enzima PO, se leyó directamente en el espectrofotómetro de UV-Visible (marca Thermo Scientific, modelo Evolution 201) a una longitud de onda de 480 nm.

Las enzimas FN y FT se determinaron por medio de cuantificación de P inorgánico por el sistema reductor de ácido ascórbico y antimonio como catalizador, utilizando la metodología propuesta por (La Nauze et al., 1970) para la cuantificación de la actividad de la fosfonoacetaldehído hidrolasa en suelos y sedimentos de sistemas oligotróficos. Se utilizó una solución de desarrollo de color que contiene molibdato de amonio, H_2SO_4 14 N, tartrato

de antimonio y potasio y ácido ascórbico. Para la preparación de la muestra de lectura se tomaron 750 µl del sobrenadante anteriormente mencionado y se adicionaron 1675 µl de agua desionizada con 75 µl de NaOH. Las muestras se agitaron, se añadieron 2.5 ml de la solución para desarrollo de color, se aforaron a 25 ml y se dejaron reposar 15 min. Las lecturas de absorbancia de Pi se realizaron en el espectrofotómetro UV-visible (marca Thermo Scientific, modelo Evolution 201) a una longitud de onda de 882 nm.

Índices de Resiliencia y Resistencia

Los valores de resistencia y resiliencia de las variables biogeoquímicas y la actividad de las siete enzimas cuantificadas se determinaron con base en los índices propuestos por Orwin y Warlde (2004). Para calcular los índices se consideró como control el suelo del sitio conservado (encinar), mientras que el disturbio correspondió al suelo de la parcela agrícola (suelo con manzanilla) y el sitio abandonado se utilizó para determinar la resiliencia de las variables después del manejo agrícola.

La resistencia es definida como la capacidad de soportar un disturbio (Pimm, 1984) y se estimó de la siguiente manera:

$$Resistencia = 1 - \frac{2|D_0|}{(C_0 + |D_0|)}$$

(Ecuación 3)

Dónde: C_0 : valor de la variable en el suelo control. D_0 : es la diferencia entre el valor de la variable en el suelo control (C_0) y con disturbio (P_0).

El índice arroja valores que van de 1 a -1, siendo 1 la máxima resistencia (disturbio no tuvo efecto en la variable analizada). Un valor de 0 indica el aumento o reducción del 100% en la variable analizada y un valor negativo nos indica una disminución en la resistencia del proceso o variable medida.

La resiliencia que se define como la velocidad con la que un sistema regresa al estado que tenía antes del disturbio (Pimm, 1984), fue determinada con la siguiente ecuación:

$$Resiliencia = \frac{2|D_0|}{(|D_0| + |D_x|)} - 1$$

(Ecuación 4)

Dónde D_0 : es la diferencia entre el valor de la variable en el suelo control (C_0) y con disturbio (P_0). D_x : la diferencia entre el control (C_0) y el suelo con disturbio al tiempo x (P_x)

Este índice está estandarizado por la cantidad de cambio causado por el disturbio, ya que esto determina el estado del que se tiene que recuperar. El índice arroja valores entre -1 y 1. El valor de 1 indica máxima resiliencia (recuperación total). El valor de 0 puede indicar que el suelo en el tiempo x no se ha recuperado en lo absoluto desde el disturbio o que al tiempo x la variable analizada está a la misma distancia con respecto al control en tiempo del disturbio, pero en dirección opuesta. Se obtendrán valores de índices negativos si el valor absoluto de D_x es mayor que el valor de D_0 (Hernandez-Becerra, 2014), lo cual nos indica una disminución en la velocidad de recuperación del proceso o variable medida.

Fraccionamiento de P

Se realizó con base a la técnica reportada por Perroni et al. (2016), basada en el procedimiento Hedley et al. (1982) y Latjha et al. (1999). La técnica consiste en extraer el P disociable de la superficie del suelo utilizando diversos extractantes. Los extractantes utilizados en orden secuencial se muestran en la tabla 2.2.

Tabla 2.2. Extractantes utilizados para el fraccionamiento de P.

<i>Extractante</i>	<i>Orden de extracción</i>	<i>Concentración</i>	<i>Fracción de P a extraer</i>
<i>NaHCO₃</i>	1ero	0.5M	P lábil y fácilmente disociable de la superficie del suelo.
<i>NaOH</i>	2do	0.1M	P que está fuertemente unido a compuestos de Fe y Al.
<i>HCl</i>	3er	1M	P unido al calcio o a los complejos de Ca y Mg, así como el P mineral relativamente insoluble.

H_2SO_4	4to	1M	Complejos de Ca y Mg y el P mineral residual que está relativamente insoluble.
-----------	-----	----	--

El primer paso fue pesar 5 g de suelo por muestra y posteriormente se realizó el siguiente procedimiento para las extracciones hechas con $NaHCO_3$, HCl y H_2SO_4 siguiendo la extracción secuencial indicada (Tabla 2.2):

- 1) Se adicionó 30 ml del extractante (Tabla 2.2) a cada muestra.
- 2) Se rompieron los agregados del suelo con una varilla de vidrio.
- 3) Se agitó por 16 h a velocidad baja (150 rpm) (centrífuga Thermo Scientific SL 16).
- 4) Se centrifugó a 3500 rpm por 20 minutos, posteriormente se decantó y filtró (Whatmann No. 42) el sobrenadante para guardar y refrigerar en viales.
- 5) El sobrenadante se flocculó tomando una alícuota de 10 ml y se colocó en tubos de centrifuga, se añadió H_2SO_4 concentrado gota a gota hasta llegar a pH 1.5 y se dejó en reposo 24 horas. A continuación, se centrifugó durante 5 minutos a 5000 rpm, se filtró con papel filtro y se tomaron alícuotas de 5 ml en matraces de 25 ml y se ajustaron a pH 7. Para ello se añadió una gota de paranitrofenol, unas gotas de solución de hidróxido de amonio 1:1 (vol:vol) hasta que cambió a color amarillo y unas gotas de solución de ácido sulfúrico 1:1 (vol:vol) hasta que se volvió incolora la solución otra vez, el ajuste de pH se comprobó en un potenciómetro (Thermo Scientific, modelo Orion 3star Plus).
- 6) Al siguiente día, sin agitar, se tomaron 5 ml de la parte inorgánica (parte superior del vial) y se colocaron en matraces volumétricos de 25 ml (para determinación de P_i) y el resto se agitó con la mano para tomar otros 5 ml (parte restante del vial) para colocarlos en viales con tapa resistente al calor (para determinar P total) para realizarles una digestión acidificada con persulfato de amonio ($(NH_4)_2 S_2O_8$) al 50 % y H_2SO_4 11 N (el mismo procedimiento aplicado en las extracciones de P en biomasa microbiana). Tanto el P inorgánico como el P total se leyeron como PO_4^{3-} en un autoanalizador Brann-Luebbe III.

La pastilla remanente se guardó en su tubo de centrifuga correspondiente para extraer la siguiente fracción secuencial. Para la última extracción utilizando H_2SO_4 como extractante se sigue el siguiente procedimiento:

- 1) Se utilizó la pastilla de suelo remanente de la extracción con HCl.
- 2) Se adicionó 1 ml de Peróxido de Hidrógeno al 30 % y 5 ml de H_2SO_4 *IM* a cada muestra. El ácido sulfúrico se vació al tubo de centrifuga poco a poco para que no se derrame el suelo dentro de la campana de extracción.
- 3) Se vació la solución a tubos digestores de 250 ml y se dejó reposar hasta el siguiente día.
- 4) Se realizó la digestión a una temperatura de $275^\circ C$ durante aproximadamente una hora o hasta que deje de salir humo cuidando de que no se seque la muestra y se vean transparentes o lechosas.
- 5) Se dejó enfriar las muestras un poco para después poderles agregar 1 ml de H_2O_2 , después de esto se dejaron digerir otros 5 minutos.
- 6) Se dejaron enfriar nuevamente y finalmente se filtraron con papel Whatmann No. 1 en matraces volumétricos de 25 ml.
- 7) Se aforaron y leyeron como ortofosfatos (PO_4^{3-}).

Análisis de estadísticos

Se utilizó el programa R versión 3.4.1 (R Core Development Team 2011) para realizar todos los análisis estadísticos. Se realizaron pruebas de análisis de varianza de una vía (ANOVA) para los datos de la caracterización del sitio, utilizando como variable de respuesta las variables biogeoquímicas, enzimáticas y físicoquímicas analizadas y como factores los tres sitios (suelo encinar, suelo agrícola y suelo de parcela abandonada). Cuando se obtuvieron diferencias significativas, se realizó la prueba de Tukey. Además, se realizó una prueba T Student para los valores de fraccionamiento de P.

Con el objetivo de identificar las posibles relaciones entre las variables se hizo un análisis de correlación de Pearson y además se realizó un análisis de componentes principales en el que se incluyeron todas las variables medidas.

RESULTADOS

Análisis biogeoquímicos y análisis enzimáticos

En la Tabla 2.3 se muestran los promedios de las variables fisicoquímicas analizadas del suelo proveniente del sitio encinar, el sitio agrícola y el sitio abandonado, así mismo del mantillo recolectado del sitio encinar. Se obtuvieron diferencias significativas para el porcentaje de humedad obteniendo un mayor porcentaje en el sitio agrícola (Tabla 2.3).

En la Tabla 2.3 se muestran los promedios de las variables biogeoquímicas analizadas del suelo proveniente de los tres sitios. Se obtuvo una mayor concentración para el contenido de COT en el suelo del encinar en comparación con el agrícola y el abandonado, además se obtuvieron diferencias significativas para el PT entre los tres sitios, teniendo mayor concentración el sitio agrícola.

En los nutrientes disponibles el NH_4^+ disponible obtuvo una mayor concentración tanto en el suelo del sitio encinar como en el suelo del sitio abandonado en comparación con el sitio agrícola. Además para la variable NO_3^- disponible y para el P disponible-Olsen se obtuvieron diferencias significativas entre sitios obteniendo mayores concentraciones en los suelos provenientes del suelo agrícola.

Para los nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana el C_{mic} y N_{mic} tuvieron una mayor concentración tanto en el suelo del sitio encinar como en el suelo del sitio abandonado en comparación con el sitio agrícola. Para el P_{mic} , se obtuvieron diferencias significativas entre sitios, obteniendo mayores concentraciones en los suelos provenientes del suelo agrícola y abandonado.

Tabla 2.3. Medias (error estándar) del porcentaje de humedad, pH y valores promedio y error estándar del contenido de nutrientes totales, nutrientes disueltos y disponibles y nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. Se midieron concentraciones de nutrientes totales (CT, NT y PT), nutrientes disueltos en sus formas orgánicas (CO-D, NO-D y PO-D), además de que se midieron las concentraciones de nutrientes inorgánicos disponibles: (NH₄⁺ (amonio), NO₃⁻ (nitrato) y P disponible extraído por em método Olsen y cuantificado como PO₄³⁻ (ortofosfato)), así como los nutrientes inmovilizados por los microorganismos del suelo (Cmic, Nmic y Pmic). En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos (p<0.05).

	Suelo Encinar	Suelo Agrícola	Suelo Abandonado	p	Mantillo
pH	6.5 (± 0.3)	6.6 (± 0.1)	6.6 (± 0.1)	0.62	5.9 (± 0.23)
% Humedad	37 ^A (± 0.05)	39 ^A (± 0.009)	31 ^B (± 0.03)	0.002	47 (± 6)
TOTALES (mg* g⁻¹)					
COT	110 ^A (± 8)	81 ^B (± 1.8)	70 ^B (± 3.7)	p<0.0001	437 (± 12.9)
NT	5.5 (± 0.7)	5.7 (± 0.1)	4.7 (± 0.2)	0.28	11.2 (± 0.9)
PT	0.6 ^C (± 0.1)	1.6 ^A (± 0.03)	1.1 ^B (± 0.1)	p<0.0001	0.71 (± 0.1)
DISUELTOS (µg* g⁻¹)					
CO-D	134.4 (± 41.2)	112.3 (± 40.7)	101.3 (± 33.9)	0.34	3509.7 (± 2717.2)
NO-D	3.7 (± 2.3)	4.33 (± 1.3)	3.18 (± 0.7)	0.46	67.1 (± 21.4)
PO-D	1.5 (± 0.5)	1.3 (± 0.4)	0.9 (± 0.4)	0.17	8.72 (± 0.95)
DISPONIBLES (µ* g⁻¹)					
NH ₄ ⁺ disp	1.6 ^A (± 0.6)	0.6 ^B (± 0.2)	1.5 ^A (± 0.4)	0.002	19.3 (± 4.6)
NO ₃ ⁻ disp	0.2 ^B (± 0.3)	41.8 ^A (± 17.4)	4.3 ^B (± 1.7)	p<0.0001	3.3 (± 0.5)
P disp.-Olsen	1.0 ^B (± 0.4)	3.0 ^A (± 0.5)	2.2 ^A (± 0.8)	0.001	12.9 (± 2.0)
MICROBIANOS (µg* g⁻¹)					
Cmic	857 ^A (± 213)	407 ^B (± 180)	752 ^A (± 198)	0.002	11617 (± 1913)
Nmic	85 ^A (± 22)	38 ^B (± 11)	79 ^A (± 25)	0.003	582 (± 46)
Pmic	3.9 ^B (± 1.8)	8.5 ^A (± 2)	8.1 ^A (± 3.8)	0.019	256 (± 43)

Los resultados de la actividad enzimática para los tres sitios estudiados se muestran en la Tabla 2.4. Se obtuvo una mayor actividad de polifenol oxidasa (PO) y cellobiohidrolasa (CELLH) en las muestras provenientes del suelo encinar en comparación con el sitio agrícola y el sitio abandonado. Para la enzimas encargada de mineralizar fosfonatos, la fosfonatasa,

obtuvo una diferencia significativa marginal (Tabla 2.4), siendo mayor la actividad registrada en los suelos provenientes del sitio encinar comparados con los suelos del sitio agrícola y del sitio abandonado.

Tabla 2.4. Valores promedio y error estándar la actividad enzimática de las enzimas NAG (N-Acetylglucosaminidasa), AP (fosfomonoesterasa), BG (B-Glucosidasa), PO (Polifenol oxidasa), FD (fosfodiesterasa), CELLH (cellobiohidrolasa) y FN (fosfonatasa) que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos ($p < 0.05$).

	<i>Suelo Encinar</i>	<i>Suelo Agrícola</i>	<i>Suelo Abandonado</i>	<i>p</i>	<i>Mantillo</i>
ENZIMAS					
($\mu\text{mol PNP} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$)					
<i>NAG</i>	0.08 (± 0.1)	0.02 (± 0.01)	0.03 (± 0.02)	0.19	0.79 (± 0.24)
<i>AP</i>	0.11 (± 0.03)	0.1 (± 0.02)	0.08 (± 0.03)	0.18	2.72 (± 0.66)
<i>BG</i>	0.05 (± 0.05)	0.05 (± 0.02)	0.07 (± 0.09)	0.77	0.99 (± 0.26)
<i>PO</i> ($\mu\text{mol ABTS} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$)	0.62 ^A (± 0.2)	0.46 ^{AB} (± 0.1)	0.36 ^B (± 0.1)	0.03	2.23 (± 0.56)
<i>FD</i>	0.02 (± 0.1)	0.03 (± 0.2)	0.06 (± 0.4)	0.08	0.28 (± 0.09)
<i>CELLH</i>	0.015 ^A (± 0.007)	0.008 ^{AB} (± 0.002)	0.006 ^B (± 0.007)	0.04	0.11 (± 0.02)
<i>FN</i> ($\mu\text{g Pi} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$)	0.51 (± 0.5)	0.33 (± 0.4)	0.0 (± 0)	0.059*	2.38 (± 1.19)

*Diferencia significativa marginal.

En la Tabla 2.5 se presentan los resultados del análisis de correlación de Pearson que se realizó utilizando todas las variables biogeoquímicas, fisicoquímicas y enzimáticas cuantificadas. Los resultados de este análisis determinaron que la variable CT es la variable que tiene más correlaciones significativas (10) con el resto de variables analizadas.

La variable CT correlacionó significativamente de forma positiva con las enzimas encargadas de procesos de despolimerización: PO y CELLH y con la enzima FN. Además, correlacionó de manera positiva con la humedad, con los nutrientes orgánicos disueltos que contienen N y P, con nutrientes contenidos en biomasa microbiana (C y N) y con los nutrientes totales con P y N. Únicamente tuvo correlación negativa con el Pmic.

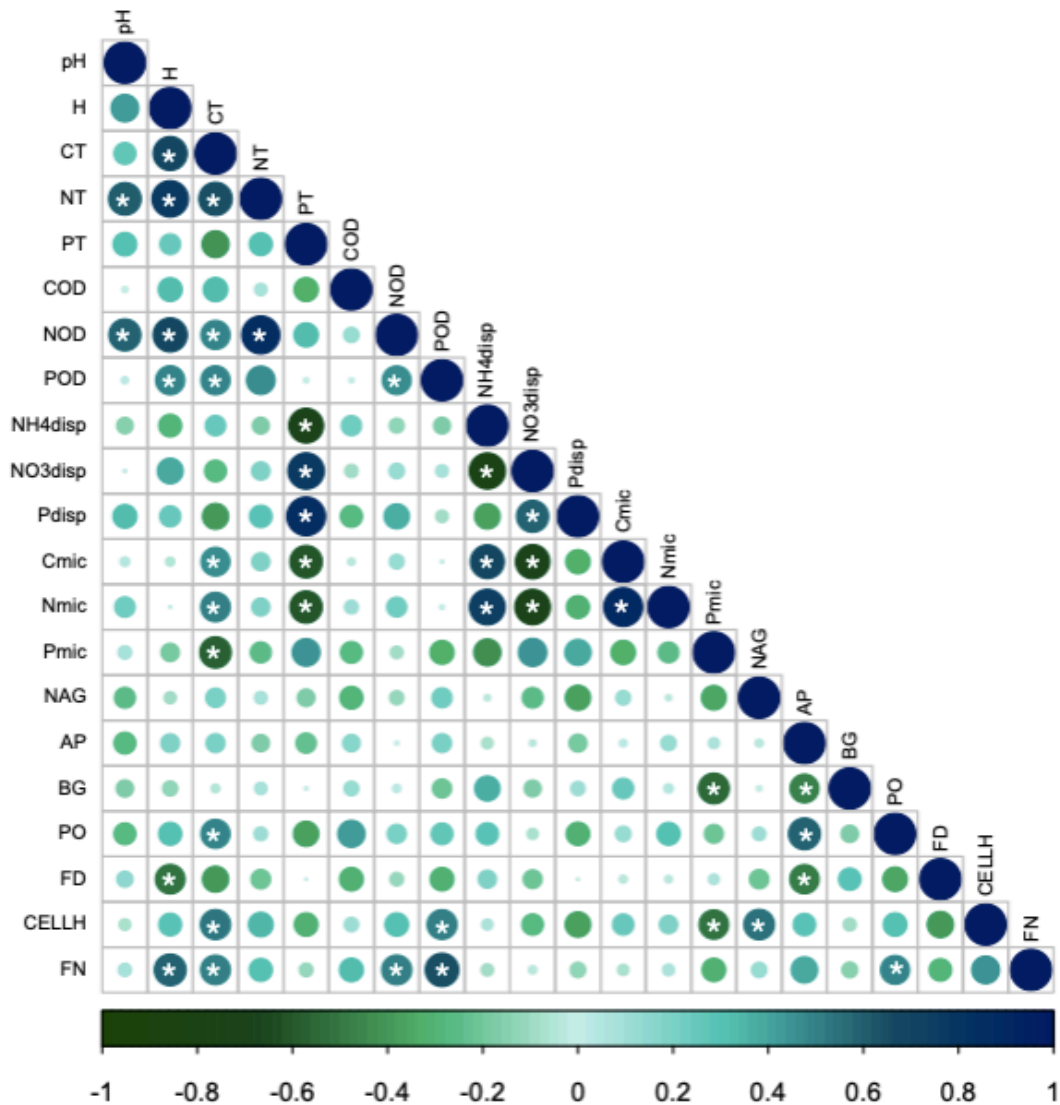
Las enzimas correlacionaron significativamente de la siguiente manera: la NAG correlacionó positivamente únicamente con la enzima CELLH, esta a su vez presentó una

correlación positiva con el POD. Además, las enzimas BG y CELLH mostraron una correlación negativa con el Pmic. Mientras que la enzima PO tuvo una correlación positiva con la enzima FN. Para las enzimas mineralizadoras de P, la AP mostró correlaciones positivas con la enzima PO, y correlaciones negativas con las enzimas FD y BG, la enzima FD tiene una correlación negativa con la humedad y la enzima FN tiene correlaciones positivas con POD, NOD y pH (Tabla 2.5).

Las variables fisicoquímicas como humedad y pH correlacionaron positivamente y significativamente con NOD y NT, las cuales correlaciones positivamente entre ellas. Además, la variable humedad correlacionó positivamente con la variable POD, la cual correlaciona positivamente con el NOD (Tabla 2.5).

Por otra parte, el NH_4^+ disponible correlacionó negativamente con NO_3^- y PT, y positivamente con el C y N inmovilizados en biomasa microbiana. El Cmic correlacionó positivamente con el Nmic y negativamente con el PT. El PT tiene correlaciones positivas con el Pdisp y Pmic y negativas con el NH_4^+ y Nmic (Tabla 2.5).

Tabla 2.5. Mapa de calor que presenta los resultados del coeficiente de correlación de Pearson para todas las variables biogeoquímicas, enzimáticas y fisicoquímicas medidas. Con asterisco se indican las correlaciones significativas ($p < 0.05$). (H: Humedad; CT: Carbono Total; NT: Nitrógeno Total; PT: Fósforo Total; COD: Carbono Orgánico Disuelto; NOD: Nitrógeno Orgánico Disuelto; POD: Fósforo Orgánico Disuelto; NH4disp: Amonio disponible; NO3disp: Nitrato disponible; Pdisp: Fósforo disponible en forma de ortofosfato; Cmic: Carbono Inmovilizado en biomasa microbiana; Nmic: Nitrógeno inmovilizado en biomasa microbiana; Pmic; Fósforo inmovilizado en biomasa microbiana; NAG: N-acetilglucosaminidasa; AP: Fosfomonoesterasa; BG: B-glucosidasa; PO: Polifenol Oxidasa; FD: Fosfodiesterasa; CELLH: Cellobiohidrolasa y FN: Fosfonatasa).



Los dos primeros componentes (CP1 y CP2) explicaron el 49% de la varianza total observada en las variables (27% y 22% para el CP1 y CP2, respectivamente). En el primer componente, las variables de más peso fueron el Pmic y PT de manera positiva (0.277 y 0.283, respectivamente) y de manera negativa la enzima CELLH y el CT (-0.285 y -0.364,

respectivamente). Mientras que en el segundo componente las variables de mayor peso positivo fueron el NH_4^+ disponible y el Cmic (0.302 y 0.185, respectivamente), y negativamente el NOD y el porcentaje de humedad (-0.332 y -0.385, respectivamente; Figura 2.11).

En la figura 2.11 se muestra la ordenación de las muestras de los tres sitios en los dos primeros componentes. En el primer componente (eje x) se observó que las muestras provenientes del sitio abandonado (A) y del sitio con manejo agrícola (M) se distribuyen principalmente en los valores positivos, mientras que las muestras provenientes del encinar muestran valores negativos. En el segundo componente (eje Y) se observan diferencias entre la ordenación de las muestras, ya que las muestras provenientes del sitio encinar (E) y las provenientes del sitio abandonado (A) se distribuyen en su mayoría en los valores positivos del eje, mientras que la parcela con manejo agrícola (M) se ubica en la parte negativa.

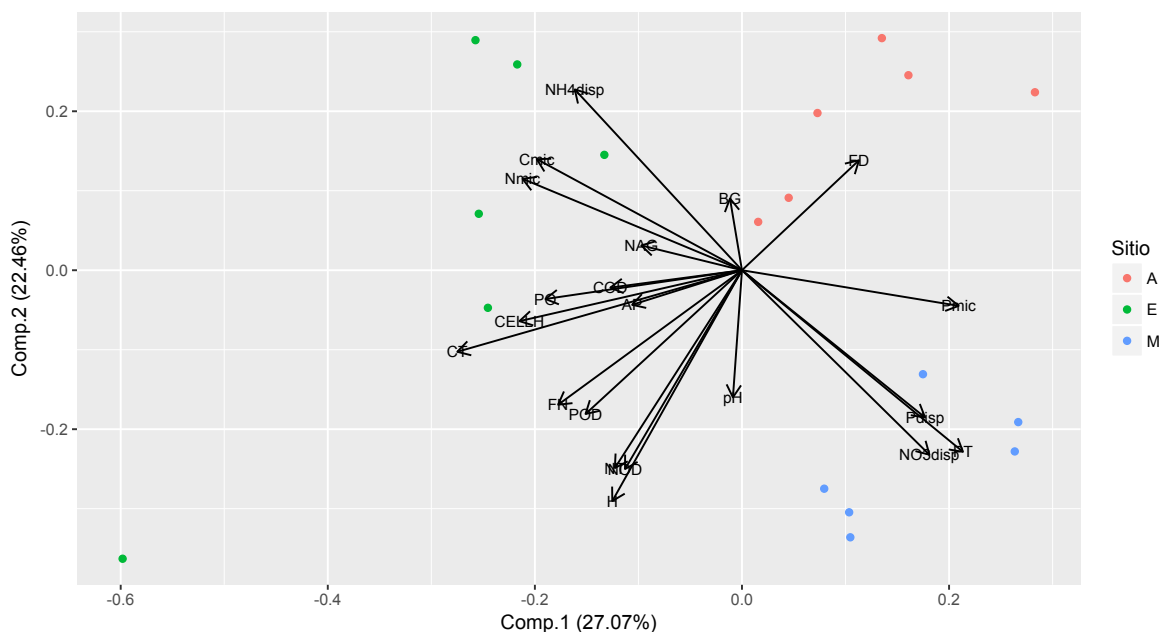


Figura 2.11. Ordenación de las muestras de suelo del sitio conservado (E), parcela con manejo agrícola (M) y sitio abandonado (A) en los dos primeros componentes.

En la tabla 2.6 se muestran los cocientes obtenidos para biomasa microbiana. El sitio encinar tiene cocientes significativamente mayores para los nutrientes totales comparado con los obtenidos en los suelos provenientes del sitio agrícola y abandonado. Así mismo, el sitio agrícola presentó los menores cocientes Cmic:Pmic y Nmic:Pmic con respecto a los otros

dos sitios.

Tabla 2.6. Valores promedio y error estándar del cociente de nutrientes totales en biomasa y nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana que se obtuvieron para el suelo y mantillo de Avándaro, Edo de México. En rojo se muestra el valor de p que muestra la diferencia significativa entre las muestras con los diversos tratamientos ($p < 0.05$).

COCIENTES	<i>Suelo Encinar</i>	<i>Suelo Agrícola</i>	<i>Suelo Abandonado</i>	<i>p</i>	<i>Mantillo</i>
<i>CT:PT</i>	198 (± 24) ^A	52 (± 1) ^B	67 (± 2) ^B	p<0.0001	676 (± 92)
<i>NT:PT</i>	9 (± 1) ^A	4 (± 0.1) ^B	4 (± 0.1) ^B	p<0.0001	17 (± 1)
<i>CT: NT</i>	21 (± 1) ^A	14 (± 0.3) ^B	15 (± 0.2) ^B	0.0001	40 (± 3)
<i>Cmic: Pmic</i>	267 ^A (± 13)	51 ^B (± 26)	147 ^{AB} (± 15)	0.02	47 (± 7)
<i>Nmic: Pmic</i>	26 ^A (± 11)	5 ^B (± 2)	14 ^{AB} (± 12)	0.007	2 (± 0.2)
<i>Cmic: Nmic</i>	10 (± 2)	11 (± 4)	9 (± 2)	0.74	20 (± 3)

Fraccionamiento de P

Las concentraciones de todas las fracciones de P en el sitio agrícola fueron más de 10 veces mayores que en el encinar (Tabla 2.7), por lo que casi todas las fracciones de P extraídas presentaron diferencias entre sitios excepto para la fracción de P orgánico extraído con NaHCO₃ (Tabla 2.7). Así mismo, el fraccionamiento secuencial nos muestra que la mayor parte del P se encuentra retenido en la fracción orgánica que es posible extraer con NaOH (52% y 53% respectivamente) para el suelo de ambos sitios (encinar y parcela agrícola). La diferencia más notoria entre los suelos de ambos sitios se encontró en la fracción de P extraída con HCl: en el suelo encinar la fracción correspondió a un 11%, mientras que en el suelo agrícola representó un 36% (Figura 2.12 y 2.13).

Tabla 2.7. Valores promedio y error estándar de los valores de fraccionamiento de P medidas en el suelo encinar y agrícola de Avándaro, Edo de México. El valor de p para determinar las diferencias significativas entre sitios se calculó con la prueba T para una muestra.

	<i>Suelo Encinar</i>	<i>Suelo Agrícola</i>	<i>p</i>	<i>t</i>
FRACCIÓN ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$)				
<i>NaHCO₃ Inorgánico</i>	2.1 (± 0.2)	4.5 (± 0.4)	0.0005	-5.36

<i>NaHCO₃ Orgánico</i>	13.5 (± 0.9)	11.5 (± 3.4)	0.57	0.59
<i>NaOH Inorgánico</i>	4.9 (± 0.9)	14.6 (± 2.4)	0.007	-3.81
<i>NaOH Orgánico</i>	61 (± 13)	185 (± 5)	p<0.0001	-8.97
<i>HCl</i>	12 (± 5)	128 (± 10)	p<0.0001	-10.28
<i>H₂SO₄</i>	22 (± 5)	9 (± 1)	0.04	2.60

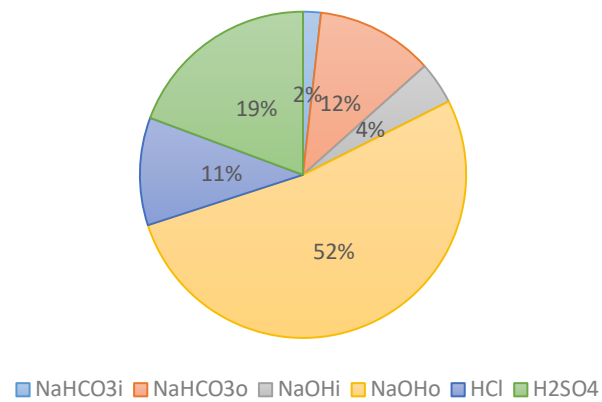


Figura 2.12. Valores de fraccionamiento de P para el suelo encinar.

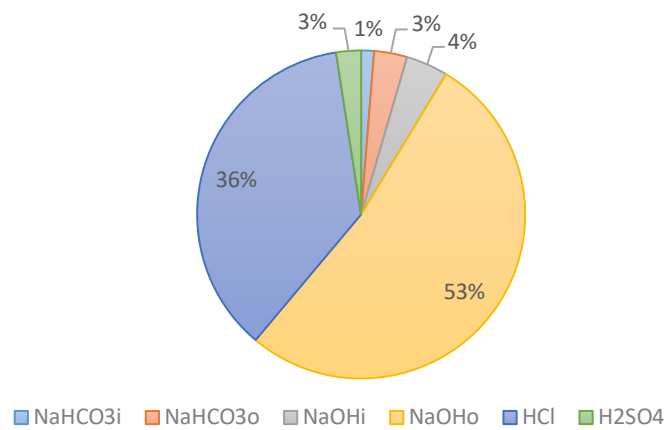


Figura 2.13. Valores de fraccionamiento de P para el suelo agrícola.

Resistencia y Resiliencia

En la Figura 2.14 y 2.14 se presentan los índices de resistencia y resiliencia. El NO_3^- disp y el P disp.-Olsen presentaron valores negativos de resistencia, mientras que las variables restantes presentaron valores positivos (Fig. 2.15). En contraste, 5 de las 7 enzimas cuantificadas (NAG, AP, PO, CELLH y FN) tuvieron valores negativos de resiliencia, mientras que el pH, FD y Pmic tuvieron valores cercanos a cero, y para el resto de las variables presentaron valores positivos (Fig. 2.14).

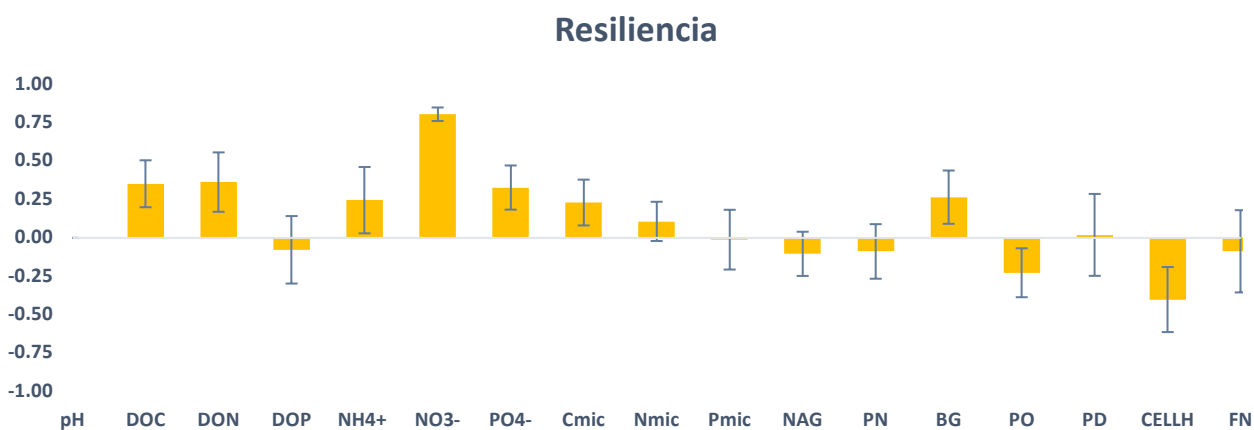


Figura 2.14. Valores de resiliencia del sistema.

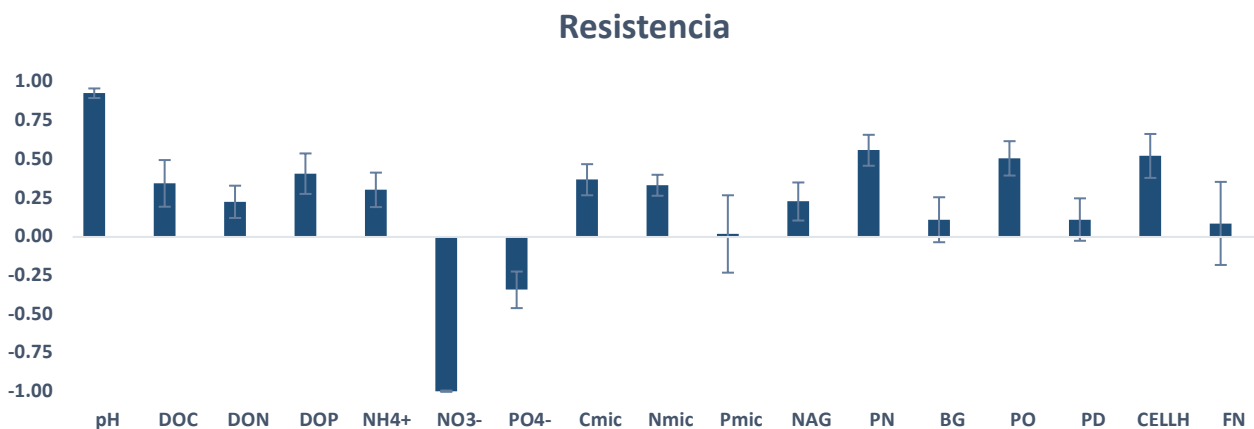


Figura 2.15. Valores de resistencia del sistema.

DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Cambios en la dinámica de nutrientes en un gradiente de manejo agrícola

Las prácticas agrícolas como la irrigación, labranza, rotación de cultivos, uso de pesticidas y aplicación de fertilizantes, modifican las características del suelo, y, en consecuencia, inducen cambios en la dinámica de nutrientes (Hernández-Becerra, 2016). Identificar estos cambios que generalmente están relacionados a la calidad del suelo, puede ayudar a monitorear los cambios en su sostenibilidad y calidad ambiental (Gianfreda et al., 2005).

Para ejemplificar los resultados biogeoquímicos y enzimáticos obtenidos en el gradiente de manejo agrícola analizado, se realizaron tres diagramas de cajas, uno para cada sistema analizado. En los diagramas se pueden identificar las diferencias entre los almacenes y flujos medidos mediante el tamaño de las cajas y flechas, las variables analizadas están diferenciadas por elemento (lo cual se muestra en el diagrama con diferentes colores) y además se resaltan en color rojo las variables que obtuvieron diferencias significativas. (Figuras 2.14, 2.15 y 2.16).

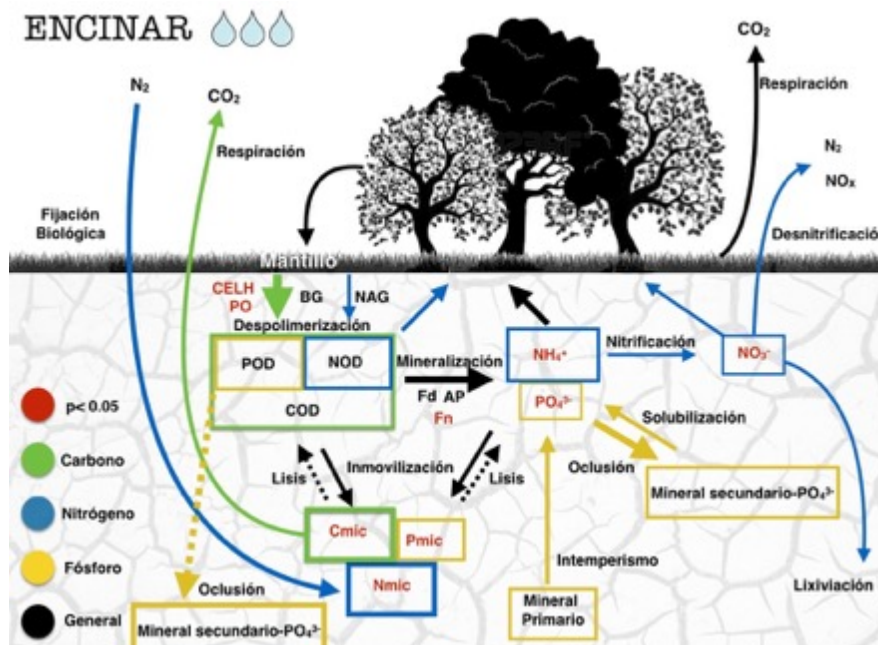


Figura 2.16. Diagrama de cajas del sitio encinar. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.

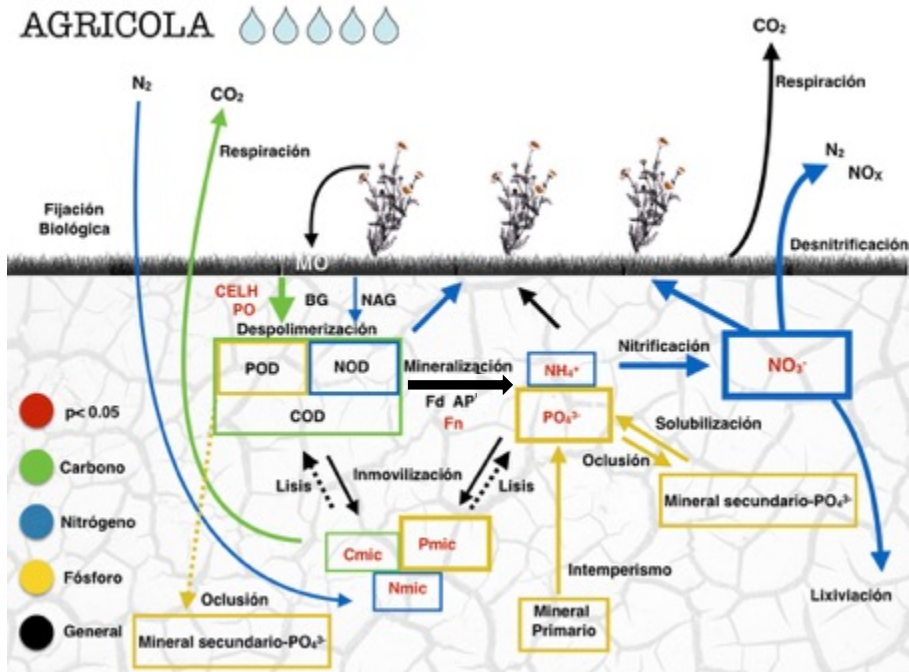


Figura 2.17. Diagrama de cajas del sitio agrícola con manzanilla. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.

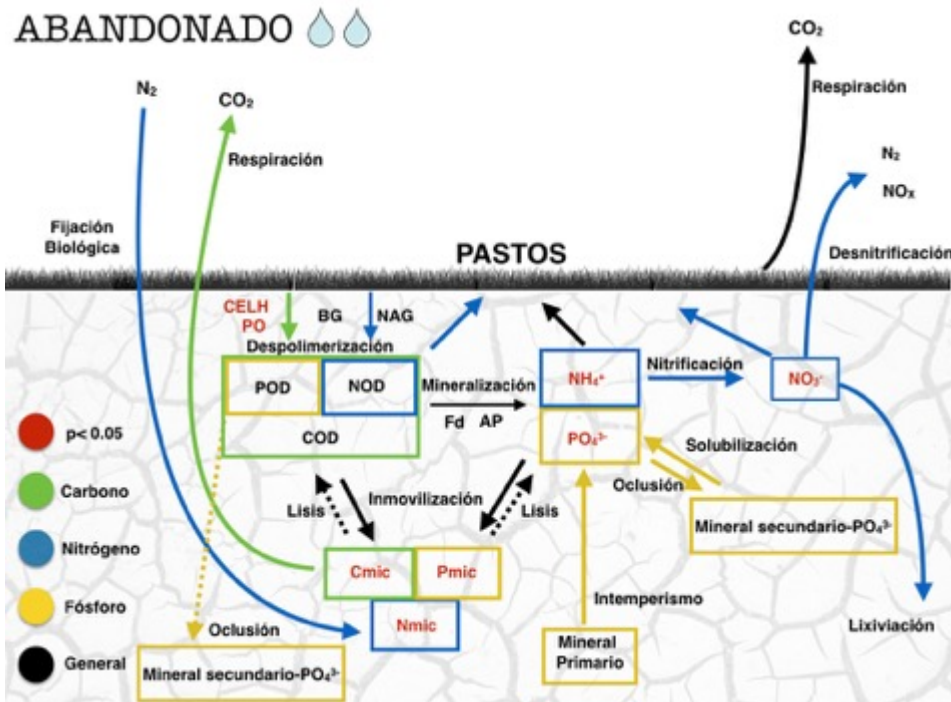


Figura 2.18. Diagrama de cajas del sitio abandonado. En rojo se muestran las variables que son diferentes significativamente entre los sitios analizados.

En la parte superior de los diagramas podemos observar gotas de agua, que ejemplifican el porcentaje de humedad de cada sitio. En el gradiente de manejo analizado en este trabajo, se identificaron modificaciones que mostraron diferencias significativas en el porcentaje de humedad entre sitios, esto probablemente debido a la exposición de riego en el suelo agrícola. Además no se mostraron diferencias significativas en la variable pH, sin embargo el pH se encuentra en un rango de 6.7-6.8, por lo que es un buen indicador de la disponibilidad de nutrientes. Osorio (2012), reporta que en el rango de 6.5-6.8 de pH se encuentran disponibles la gran mayoría de los elementos y microelementos indispensables para la agricultura (P, N, S, K Ca, Mg, Fe, Mg, B, Cu, Zn). El pH de los suelos analizados están clasificados como suelos de pH neutros, por lo tanto es óptimo para utilizarlo en actividades agrícolas (tanto para el suelo del encinar, como para el agrícola y el abandonado; Osorio, 2012).

En los diagramas sobre las flechas de los procesos de despolimerización y mineralización podemos observar las actividades enzimáticas cuantificadas (Figuras 2.14, 2.15 y 2.16), las cuales nos permitieron identificar el grado de disturbio en un suelo ya que han sido reportadas como indicadores confiables debido a que responden rápidamente a los cambios causados por disturbios naturales y antropogénicos y además, nos dan información relacionada a la actividad microbiana y por lo tanto relacionado al ciclaje y transformación de nutrientes (Gianfreda et al., 2005). El ancho de la flecha en las que se encuentra cada enzima nos indica si se tiene mayor o menor actividad enzimática. Se midieron 7 diferentes actividades enzimáticas. Los resultados nos indican que en el suelo del sitio encinar en comparación con los otros dos sitios fue diferente significativamente solamente en las enzimas encargadas de procesos de despolimerización (PO y CELLH). Las variaciones encontradas para las enzimas PO y CELLH (flecha verde en los diagramas) se pueden deber a un cambio de la comunidad de microorganismos debido al cambio de uso de suelo, o a un cambio en el suministro de sustratos al sistema. El suelo del sitio encinar contiene una mayor concentración de COT ($110.4 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$) respecto al sitio agrícola ($81.57 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$) y al sitio abandonado ($70.7 \text{ mg} \cdot \text{g}^{-1}$) lo cual puede favorecer a los procesos de degradación de celulosa y compuestos fenólicos como la lignina, los cuales son sustratos de las enzimas celobiohidrolasa y polifenol oxidasa respectivamente (Yoruk y Marshall, 2003). Lo anterior también se observa en los resultados obtenidos en las correlaciones de Pearson en las cuales

se obtuvieron correlaciones significativas positivas entre las enzimas PO,CELLH y FN y el COT del suelo. Además, los ecosistemas como los bosques producen grandes cantidades de tallos leñosos, raíces y distintos tipos de hojarasca con diferentes calidades químicas y tasas de descomposición, el sitio encinar al estar más expuesto a este tipo de sustratos en comparación al sitio agrícola y abandonado, puede tener efecto en la actividad de las enzimas encargadas del proceso de despolimerización (Chapin et al., 2002). Los resultados obtenidos nos muestran el impacto negativo del cambio de uso de suelo en el proceso de despolimerización.

Hernandez-Becerra 2016, reporta que los compuestos orgánicos de alto peso molecular presentes en el suelo deben ser fragmentados para poder ser utilizados por los microorganismos, a esta fragmentación se le llama despolimerización. La despolimerización se refiere a la fragmentación de partículas orgánicas complejas a compuestos sencillos de bajo peso molecular, este proceso está mediado por reacciones de oxidación e hidrólisis. Los datos obtenidos en la correlación de Spearman muestran una correlación positiva entre la humedad y las concentraciones de NOD y POD en el suelo; lo cual puede sugerir que en el sitio agrícola, la mayor disponibilidad de agua permite la hidrólisis de este tipo de compuestos, mientras que en los sitios donde hay menor disponibilidad de agua este proceso se restringe, como es el caso del sitio abandonado (Figura 2.16).

En cuanto al proceso de la mineralización de compuestos organofosforados, en el diagrama esta representado este proceso con la flecha de color negra ubicada en el centro de cada figura (Figuras 2.14, 2.15 y 2.16). Se identificó una diferencia significativa marginal para la enzima fosfonatasa encargada de mineralizar fosfonatos etiquetada como Fn en los diagramas (Tabla 2.4 y figuras 2.14, 2.15 y 2.16). Se obtuvo una mayor actividad enzimática para el sitio encinar respecto al sitio agrícola, y en el sitio abandonado no se reportó actividad enzimática. Esto se puede deber a que el cambio de uso de suelo provocó la disminución o pérdida de esta función en la comunidad microbiana del suelo agrícola y abandonado respectivamente, en este caso la mineralización de fosfonatos. Hernández-Becerra (2016) reporta que la estructura de la comunidad bacteriana de un suelo conservado se modifica por el cambio de uso de suelo y después de 30 años de abandono no se recupera su condición original. Por otra parte, se puede decir que la reducción en la actividad de la fosfonatasa, se

debe a la disminución de la disponibilidad de sustrato (P orgánico en forma de fosfonatos). Esto lo podemos ver en la tabla 2.5 en la que se muestra la correlación entre FN y POD. Por lo tanto, el cambio de uso de suelo disminuyó y afectó el proceso de mineralización de fosfonatos.

El producto del proceso de la mineralización son los nutrientes en su forma disponible como podemos observar en los diagramas 2.14, 2.15 y 2.16. Los nutrientes disponibles son aquellos nutrientes inorgánicos que son accesibles para consumo de microorganismos y plantas (Cross y Schlesinger, 1995; Syers et al., 2008). Los diagramas nos muestran que se obtuvieron variaciones en los resultados obtenidos de nutrientes disponibles que incluyen N inorgánico (NH_4^+ y NO_3^-) y P inorgánico (PO_4^{3-}). En cuanto al N inorgánico se detectaron bajas concentraciones para el suelo proveniente del encinar y el suelo abandonado y se obtuvieron concentraciones altas para el suelo agrícola lo cual se puede observar en el tamaño de las cajas de los diagramas. Esto puede deberse a que las prácticas agrícolas empleadas en Avándaro favorecen a la disponibilidad de N en el sitio, las cuales consisten en fertilización orgánica. Sin embargo, la mayor parte del nitrógeno inorgánico en el sitio agrícola es NO_3^- (Figura 2.15), esto sugiere que domina en primera parte el proceso de mineralización y posteriormente el de nitrificación lo cual indica que las pérdidas del sistema por lixiviación y desnitrificación puedan ser mayores (Chapin et al., 2002). Lo anterior se respalda con los resultados obtenidos en las correlaciones de Pearson en las cuales se muestran una correlación negativa entre el amonio y el nitrato (Tabla 2.5).

En cuanto la dinámica del N en el sistema, se sabe que en gran parte de los ecosistemas, más del 90% del nitrógeno total en el suelo está contenido en MO muerta derivada de plantas, animales y microorganismos (Chapin et al., 2002). Esto mismo se observa en el gradiente de manejo que estamos trabajando y por esto encontramos una correlación positiva entre el NT y el NOD. Para que este NOD pueda estar disponible para las plantas y microorganismos, debe ser mineralizado con la ayuda de exoenzimas, para posteriormente inmovilizar el nitrógeno inorgánico liberado. Sin embargo, el crecimiento microbiano es a menudo limitado por C, bajo estas circunstancias los microorganismos mineralizan el NOD, usan el C liberado para sus requerimientos energéticos y secretan NH_4^+ al suelo, y a la vez microorganismos que están limitados en N pueden inmovilizar este NH_4^+

y utilizarlo para su crecimiento (Chapin et al., 2002). Posiblemente esto ocurre en nuestro sistema de estudio, dadas las correlaciones positivas encontradas entre la variable NH_4^+ y las variables Cmic y Nmic .

Para el elemento P, los resultados obtenidos para las variables biogeoquímicas medidas mostraron la deficiencia de P que existe en el sitio, ya que se obtuvieron valores bajos de P disponible y POD (figuras 2.14, 2.15 y 2.16). En la figura 2.14 podemos observar que el sitio encinar presenta una baja disponibilidad de P tanto disponible como en biomasa microbiana, debido posiblemente a las características del suelo volcánico y a la competencia por este elemento con la vegetación del sitio. Lo anterior se puede observar en las diferencias de tamaños en las cajas etiquetadas como Pmic y PO_4^{3-} en los diagramas 2.14, 2.15 y 2.16. Sin embargo, dadas las características limitantes de P en el suelo, los microorganismos del sistema agrícola, a pesar de contar con una mayor disponibilidad de P con respecto a los otros sitios, inmovilizan más P posiblemente con la finalidad de tenerlo como reserva, ya que el P inmovilizado en biomasa microbiana es un importante reservorio de P disponible, particularmente en ecosistemas que cuentan con P fuertemente unido a superficies minerales (Chapin et al., 2002) (Figura 2.15).

El P es un elemento limitante para el crecimiento de microorganismos. Los cambios en P en suelos volcánicos están asociados con cambios en la biomasa microbiana y su actividad en el suelo (Nishio, 1996). En este trabajo encontramos una correlación negativa entre el PT y los nutrientes contenidos en la biomasa microbiana (Cmic , Nmic y Pmic), lo anterior puede sugerir que la disponibilidad de P regula el crecimiento de los microorganismos ya que es un elemento indispensable que forma parte de moléculas esenciales de la célula, forma parte de la estructura de los fosfolípidos, de los ácidos nucleicos ARN y ADN y es parte esencial del cofactor nucleotídico (ATP), requerido para la transferencia de energía y catálisis celular (Tapia-Torres y García-Oliva, 2013).

En la tabla 2.6, se muestran los cocientes obtenidos para biomasa microbiana. Los cocientes $\text{Cmic}:\text{Nmic}:\text{Pmic}$ nos muestran que los sitios con suelo provenientes del encinar (267:26:1) y del sitio abandonado (147:14:1), son sitios que cuentan con deficiencia de P, por esto los cocientes son tan grandes, en cambio los cocientes reportados para el sitio

agrícola (51:5:1) nos muestran que son más cercanos a los reportados por Cleveland y Liptzin (2007) de 60:7:1, esto nos dice que las prácticas agrícolas sostenibles aplicadas en Avándaro están favoreciendo la inmovilización del P. Además, no se observaron diferencias significativas en los cocientes $C_{mic}:N_{mic}$, por lo que podemos deducir que la fertilidad del sitio está limitada por el movimiento de P en este tipo de suelo, ya que se sabe que el P es un nutriente que co-limita la productividad en sistemas naturales y sistemas con manejo agrícola junto con el N (Chapin et al., 2002).

Fraccionamiento de fósforo

Más de mitad del P se encontró concentrado en la fracción orgánica asociada a compuestos orgánicos estabilizada con uniones con Al^{3+} y Fe^{3+} (extraído con NaOH; Perroni et al., 2016) en el suelo de ambos sitios (52% encinar y 53% sitio agrícola). Estos resultados coinciden con lo reportado para los suelos del grupo Andosol, como los del sitio de estudio, que contiene alto contenido de alófono (entre 7.8 y 57.3%; Fassbender y Bornemisza, 1987), además de que cuentan con complejos de humus-aluminio (Takahashi y Shoji, 2002). El P extraído con NaOH corresponde al P menos lábil asociado con hidróxidos de Al^{3+} y Fe^{3+} (Cross y Schlesinger, 1995), compuestos que se encuentran en grandes cantidades en los suelos del grupo de andosol, y que generan gran cantidad de cargas electronegativas y electropositivas que favorecen a la adsorción de fosfatos (Takahashi y Shoji, 2002).

Son pocas variaciones porcentuales encontradas en las concentraciones del P extraído con NaOH comparando los dos sitios. Las pocas diferencias las podemos adjudicar al alto contenido de COT que se tiene en ambos sitios, a la fertilización constante con abono orgánico y minerales a la que está expuesta el suelo, y al poco efecto que tiene el manejo agrícola en el reciclaje de P de este almacén. Los compuestos orgánicos afectan los procesos de adsorción y oclusión, ya que pueden formar complejos con el P unido a minerales como Fe^{3+} y Al^{3+} , y los protege de la acción de enzimas.

Además, se pudo observar un aumento considerable en los porcentajes de P extraído con HCl en el sitio agrícola correspondiente al 36% ($128.58 \mu\text{g de P}\cdot\text{g}^{-1}$), comparado con el

sitio encinar que cuenta con un 11% (12.4 de P $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$). La extracción de HCl nos da una estimación del P más estable en el suelo que es de baja solubilidad y está unido a minerales tales como apatita, fosfatos de calcio y P adsorbido dentro de sesquióxidos (Cross y Schlesinger, 1995). El aumento de 25 unidades porcentuales en la concentración de P, se debe al efecto del manejo al que está expuesto el suelo agrícola, el P que contiene la fertilización con roca fosfórica que se aplica, no llega a ser solubilizado y por lo tanto permanece en este almacén en el suelo.

El punto a resaltar, es la diferencia existente en la fracción extraíble total con NaHCO_3 entre sitios, la cual corresponde al P inorgánico disponible y al P orgánico que es fácilmente mineralizado, que contribuye al P disponible para consumo de plantas y microorganismos (Cross y Schlesinger, 1995; Syers et al., 2008). Para el sitio encinar la concentración total de P_i y P_o disponible corresponde a 15.59 $\mu\text{g P g}^{-1}$ un 14% respecto al PT extraído en el sitio. Sin embargo, el sitio agrícola cuenta con casi la misma concentración total de P_i y P_o disponible: 15.97 $\mu\text{g P}\cdot\text{g}^{-1}$, solo 0.38 $\mu\text{g P}\cdot\text{g}^{-1}$, más comparado con el sitio encinar y solo un 4% respecto a su concentración de PT. Estos resultados nos sugieren que el P que está siendo agregado a suelos agrícola está siendo adsorbido y ocluido. Se han reportado diversos trabajos sobre la baja eficiencia en la recuperación del P por cantidad de fertilizante aplicado en Andosoles (Shoji y , Takahashi , 2002; Nanzyo, 2002). Los cultivos agrícolas que crecen en suelos Andosoles comúnmente tienen porcentajes de recuperación inferiores al 20% ya que el P se adsorbe principalmente como formas escasamente solubles en la capa de arado (Nanzyo, 2002).

Dado el suministro de composta y fertilizantes minerales que se utilizan en el campo agrícola de Avándaro, se ha aumentado la concentración de PT en el suelo agrícola. Sin embargo, los tratamientos no están favoreciendo a reciclamiento de P por parte de los microorganismos del suelo, y por lo tanto la fracción de P potencialmente disponible para microorganismos y cultivos sigue manteniéndose limitada.

Índices de resistencia y resiliencia

La resistencia y resiliencia pueden ser medidas por medio de la cuantificación de tasas y magnitudes de recuperación de propiedades del suelo (Seybold et al., 1999). Con la ayuda de los índices de resiliencia y resistencia de las variables biogeoquímicas, enzimáticas y fisicoquímicas evaluadas, se determinó cómo el cambio de uso de suelo provocado por la actividad agrícola modificó las condiciones naturales del suelo.

Los resultados obtenidos en la presente tesis nos sugieren que el proceso de despolimerización para el suelo evaluado es un proceso resistente y no resiliente. Esto es indicado por los valores positivos de resistencia obtenidos para los nutrientes disueltos COD, NOD y POD, y para las enzimas NAG, BG, PO y CELLH. La despolimerización es un proceso enzimático de fragmentación de partículas orgánicas complejas a compuestos sencillos de bajo peso molecular (Hernandez-Becerra 2016), el cual tiende a ser resistente en suelos arables manejados orgánicamente (Griffin et al., 2001). Estos resultados pueden deberse a la aplicación constante de MO en el suelo. Fujino et al., (2008) observaron un aumento tanto en la resiliencia, como en la resistencia de la velocidad de descomposición de la celulosa en el suelo al aplicar estiércol. La descomposición de la celulosa es un proceso intermediario para la disponibilidad de nutrientes orgánicos disueltos. Los suelos que tienen un alto contenido de MO exhiben una gran resistencia y resiliencia (Blanco-Canqui y Lal, 2010), ya que el suministro de MO al suelo modifica las propiedades físicas (formación de agregados), propiedades químicas (mejora la capacidad de intercambio catiónico y estabiliza su capacidad buffer), y propiedades biológicas (favorece el crecimiento de las comunidades microbianas) (Wolkoski et al., 2003) del suelo expuesto, aumentando su estabilidad y diversidad funcional (Fujino et al., 2010).

Sin embargo, se identificaron variables que a pesar de contar con valores positivos de resistencia, obtuvieron valores negativos de resiliencia. Es decir, a pesar de que las variables tienen la capacidad para resistir los efectos inmediatos de una perturbación (en este caso el cambio de uso de suelo), perdieron su velocidad y capacidad de recuperación después del disturbio (Griffiths et al., 2000). Este resultado se obtuvo con 5 de las 7 enzimas cuantificadas (NAG, AP, PO, CELLH, FN), de las cuales tres corresponden a enzimas que realizan

procesos de despolimerización (NAG, CELLH y PO) y dos corresponden a enzimas encargadas del proceso de mineralización de P (AP y FN). Los disturbios generados después de 5 años de uso intensivo de agroquímicos en el cultivo de papa y el posterior abandono de 14 años de la actividad agrícola en el sitio abandonado, no fueron suficientes para recuperar la condición original que supone el sitio conservado. Esto se debe a la mala gestión del suelo que se tuvo, pues las prácticas agrícolas con labranza intensiva y los monocultivos que se emplearon en años anteriores crean tensiones en el sistema, provocando cambios rápidos e irreversibles en el suelo (Blanco-Canqui y Lal, 2010).

Se tienen reportes de que las prácticas realizadas en la agricultura intensiva afectan la actividad de enzimas; por ejemplo la labranza aplicada en suelos agrícolas provoca modificaciones significativas en la estructura de la comunidad de hongos, lo cual explicaría la disminución en la resiliencia de las enzimas despolimerizadoras PO y CELLH, ya que estos organismos son los principales sintetizadores de estas enzimas (Jansa et al., 2002, 2003; Yoruk y Marshall, 2003). Además, la labranza reduce la estabilidad de los ciclos de C y N y provoca cambios en la estructura de la comunidad microbiana (Steenwerth et al., 2005). Los suelos labrados también cuentan con características funcionales menos resistentes a una variedad de perturbaciones (por ejemplo, cambios de pH, contaminación con metales, cambios de humedad) que los suelos conservados (Degens et al., 2001), esto debido a la reducción de la biomasa microbiana del suelo por labranza y la disminución en los niveles de MO, especialmente en la capa superior de suelo de 5-10 cm (Wardle, 1995).

Además, la baja resiliencia de las actividades enzimáticas puede ser explicada debido a que las enzimas que llevan a cabo los procesos catabólicos, son biomoléculas sensibles y rápidamente afectadas por el manejo del suelo, ya que al ser proteínas pueden afectarse fácilmente por cambios de pH, inhibición por compuestos xenobióticos aplicados, desnaturalización por cambios de temperatura, degradación biológica por microorganismos, reacciones con compuestos orgánicos e inorgánicos presentes en el suelo y cambios estructurales por cambios de humedad en el suelo (Chapin et al., 2002), lo último se corrobora en la tabla 2.5, donde se muestra una correlación significativa entre las enzimas FN y FD y el porcentaje de humedad.

En el proceso de mineralización bioquímica del P, el cual consiste en la hidrólisis por acción de enzimas (fosfomono-, fosfodi- y fosfotri-esterasas) de origen tanto microbiano, como vegetal de residuos orgánicos de las plantas, animales y biomasa microbiana muerta que contienen compuestos de fósforo orgánico (Tapia-Torres y Garcí Oliva, 2013), se obtuvieron resultados que nos indican que el proceso es resistente, dado que las tres enzimas cuantificadas encargadas de la mineralización de P (FD, AP y FN), mostraron valores positivos de resistencia, lo cual podría deberse a una gran diversidad de microorganismos que realizan estos procesos, sin embargo, solo se obtuvieron valores positivos de resiliencia en la enzima FD. Lo anterior puede deberse a que la función de esta enzima (ruptura de diésteres de fosfato) corresponde a un proceso de redundancia funcional o proceso de “amplia escala” por lo que son estables en el sistema (Chaer et al., 200), mientras que las enzimas como la AP y la FN que son más específicas o de “nicho estrecho”, fueron menos resilientes. Una enzima de “nicho estrecho” representa funciones más específicas dentro de la comunidad microbiana del suelo y por lo tanto muestra menos estabilidad que enzimas de “amplia escala”(Chaer et al., 2009). La enzima FN es una enzima que puede ser sintetizada por pocos grupos microbianos (*Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella typhimurium*, *Bacillus cereus* y *Pseudomonas sp. 4ASW*), por lo que puede ser considerada de “nicho estrecho” (Kononova y Nesmeyanova, 2002). García-Martínez reportó para el sitio de estudio en el cual se realizó este trabajo, que aislados provenientes del mantillo del encinar tuvieron una mayor capacidad metabólica para obtener el P de compuestos orgánicos (fosfonatos), comparados con los aislados de la parcela agrícola que tuvieron un menor crecimiento en este tipo de fuentes, principalmente en medio de cultivo con 2AEP como única fuente de P (el 2-AEP es el fosfonato natural más abundante en la naturaleza; Kononova y Nesmeyanova, 2002).

Al igual que las enzimas AP y FN, el mismo patrón se presenta para las enzimas NAG, PO y CELLH. Chaer et al., (2009) reportan que la enzima lacasa (PO) es una enzima de “nicho estrecho”. Estudios como este nos demuestran que la influencia de la biodiversidad de especies sobre la estabilidad de los ecosistemas es compleja y depende no solo de la riqueza de especies sino también de la uniformidad o composición de la comunidad microbiana del suelo (Griffiths y Philippot, 2012). La resistencia y la resiliencia ante las perturbaciones pueden variar entre los gremios microbianos funcionales en función de sus

niveles de redundancia funcional. Un alto nivel de redundancia funcional, dentro de una comunidad funcional, es decir, un alto número de especies que realizan la misma función, podría actuar como un amortiguador contra el efecto de la pérdida de microorganismos sobre el sistema (Griffiths y Philippot, 2012).

Las variables que mostraron ser menos resistentes y que por lo tanto perdieron la capacidad de soportar los disturbios ocasionados antropogénicamente por las actividades agrícolas son las variables NO_3^- y PO_4^{3-} , las cuales probablemente se ven modificadas debido a la fertilización a la cual está expuesto el suelo agrícola de manera recurrente. Al momento de fertilizar, el suelo cuenta con una mayor disponibilidad inmediata de ambos nutrientes lo cual se puede ver en las figuras 2.14 y 2.15. Por ejemplo en el caso del N, el cambio de uso de suelo al parecer favorece la disponibilidad de N inorgánico y favorece el proceso de nitrificación, sin embargo al abandonar el suelo la nitrificación disminuye y el NH_4^+ disponible aumenta. Por lo tanto el NO_3^- y PO_4^{3-} resultan ser altamente resilientes, debido a las propiedades del suelo las cuales afectaban la biodisponibilidad de ambos nutrientes y también por la dinámica de la comunidad microbiana lo cual puede agotar los recursos a su nivel inicial debido a procesos de inmovilización (Griffiths y Philippot, 2012).

En los nutrientes inmovilizados en biomasa microbiana (C_{mic} , N_{mic} y P_{mic}) se obtuvieron valores positivos de resistencia y resiliencia. Esto es un dato importante ya que nos indica que las prácticas agrícolas empleadas están favoreciendo las rápidas tasas de renovación de biomasa microbiana, es decir mantienen activos a los microorganismos del suelo y propician su rápido crecimiento. Debido a esto, la biomasa microbiana ayuda a restablecer las propiedades estructurales del suelo y la transmisión del agua en los ecosistemas de suelos degradados. Los microorganismos del suelo, las plantas y los animales contribuyen a la resiliencia del suelo intemperizando minerales, creando vías para la translocación de materiales y reciclando nutrientes (Blanco-Canqui y Lal, 2010).

Basándonos en la clasificación de resiliencia por suelos erosionados dada por Lal (1997) y Seybold (1999), después de haber analizado las 17 diferentes variables en los suelos analizados, los resultados proponen que el suelo estudiado es moderadamente resiliente, ya que existen cambios en el porcentaje de MO entre sitios, y cuentan con poca velocidad de

recuperación enzimática después la implementación de prácticas agrícolas. Sin embargo, es importante resaltar cómo la estabilidad del suelo resulta de una combinación de las características fisicoquímicas y las características de nivel de especie de la comunidad microbiana. El monitorear las respuestas del suelo a las perturbaciones puede ser un indicador útil de un inminente cambio del estado ecológico del suelo (Van Nes y Scheffer, 2007). El entender esto nos proporciona una medida cuantitativa de la salud del suelo, que podría traducirse en información valiosa que puede ser aplicada en el asesoramiento sobre políticas, mejores prácticas de gestión del suelo así como ayudar a procesos de restauración (Griffiths et al., 2001, Kibblewhite et al., 2008).

BIBLIOGRAFÍA

- Aguilera R, N. (1965). Suelos de ando; génesis, morfología y clasificación. Chapingo, Mexico, Escuela Nacional de Agricultura. *Serie de Investigación No.6*. pp. 12.
- Aguilera-Herrero N. (1969). Mapa y distribución de los Grandes Grupos de Suelos. *Atlas de la República Mexicana, Porrá*, México. pp. 5-21.
- Aguilera, H.N. (1963). Algunas consideraciones, características, génesis y clasificación de los suelos de Andosoles. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo (Ed.), *Proc. 1st National Congress of Soil Science, D.F., Mexico* pp. 233-247.
- Anderson, J. P. E., y Domsch, K. H. (1978). Mineralization of bacteria and fungi in chloroform-fumigated soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 10(3), pp. 207-213.
- Baéz- Pérez. A, ; Hidalgo, C. M I., Matus, F., Baeza, C. P., y Etchevers, J. D. E. (2011). Fraccionamiento y acumulación de carbono orgánico en tres suelos volcánicos degradados de México. *Red Iberoamericana de Física y Química Ambiental*. pp. 61-79.
- Baldrian, P. (2009). Microbial enzyme-catalyzed processes in soils and their analysis. *Plant Soil Environ*, 55(9), pp. 370-378.
- Basante Gutiérrez Oscar. (1997). Informe Proyecto Arqueológico de superficie para el sureste del Estado de México, *Archivo Técnico de la Dirección de Arqueología del INAH*, México.
- Bellwood DR, Hughes TP, Folke C y Nyström M. (2004). Confronting the coral reef crisis. *Nature*, 429: pp. 837-833.
- Blanco H. y Lal R. (2010). Principles of Soil Conservation and Management. *Vadose Zone Journal*, 9(1), pp. 199-200.
- Bravo, M., Prat, C. y Medina, L. (2002). Annual technical report 2002, Atécuaro, Michoacán (México). *REVOLSO Project INCO/DEV, ICA4-CT-2001-10052*.
- Bremner, J.M. (1996) Nitrogen Total. In *Methods of Soil Analysis. D.L. Sparks et al. (Eds.), Soil Sei. Soc. Am., Madison, Wis.*
- Brookes, P. C., Landman, A., Pruden, G., y Jenkinson, D. S. (1985). Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: a rapid direct extraction method to measure microbial biomass nitrogen in soil. *Soil biology and biochemistry*, 17(6), pp. 837-842.
- Ceccanti B y García C. (1994). Coupled chemical and biochemical methodologies to characterize a composting process and the humic substances. In *Humic Substances in the Global Environment and Implications on Human Health*, Senesi N, Miano TM (Eds). Elsevier: Amsterdam; pp. 279–1284.
- Ceccanti B y Masciandaro G. (2003). Stable humus-enzyme nucleus: the last barrier against soil desertification. In *Preserving soil quality and soil biodiversity-The role of surrogate indicators*, Lobo MC, Ibáñez JJ (Eds). CSIC-IMIA: Madrid; pp. 77–82.

- Chaer, G., Fernandes, M., Myrold, D., y Bottomley, P. (2009). Comparative resistance and resilience of soil microbial communities and enzyme activities in adjacent native forest and agricultural soils. *Microbial ecology*, 58(2), pp. 414-424
- Chapin, F. S. (2002). III, Matson PA, Mooney H A. Principles of terrestrial ecosystem ecology. *Springer Science Business Media*, LLC 2002.
- Cleveland, C. C., y Liptzin, D. (2007). C: N: P stoichiometry in soil: is there a “Redfield ratio” for the microbial biomass?. *Biogeochemistry*, 85(3), pp. 235-252.
- Covalada S, Pajares S, Gallardo JF y Etchevers JD. (2006). Short-term changes in C and N distribution in soil particle fractions induced by agriculture practices in a cultivated volcanic soil from Mexico. *Organic Geochemistry* 37: pp. 1943–1948.
- Cross, A. F., y Schlesinger, W. H. (1995). A literature review and evaluation of the Hedley fractionation: Applications to the biogeochemical cycle of soil phosphorus in natural ecosystems. *Geoderma*, 64(3-4), pp. 197-214.
- Cuevas-Reyes, P. (2010). Importancia de la resiliencia biológica como posible indicador del estado de conservación de los ecosistemas: implicaciones en los planes de manejo y conservación de la biodiversidad. *Biológicas*, 12(1), pp. 1-7.
- Degens BP, Schipper LA, Sparling GP y Duncan LC. (2001). Is the microbial community in a soil with reduced catabolic diversity less resistant to stress or disturbance? *Soil Biol Biochem* 33: pp. 1143–1153.
- Doran JW, Parkin TB. (1996). Quantitative indicators of soil quality: a minimum data set. In Methods for Assessing Soil Quality. Vol 49, Doran JW, Jones AJ (Eds). *Special Publication, Soil Science Society of America: Madison, WI*; pp. 25–37.
- Etchevers, J. (1983). Prospección nutricional en viñedos de la zona de la costa de la VIII Región. *Agricultura técnica*, 43(91). pp. 13-20.
- FAO-UNESCO-ISRIC. (1988). Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación- Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura-Centro Internacional de Referencia e Información en Suelos. Mapa mundial de suelos. Leyenda Revisada. Traducción al español de T. Carballas, F. Macías, F. Díaz-Fierros, M. Carballas y J. A. Fernández-Urrutia. *Informes sobre Recursos Mundiales de Suelos 60. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma*.
- Fassbender, H. W., y Bornemisza, E. (1987). Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. *Iica*. pp-12-24
- Fujino C, Wada S, Konoike T, Toyota K, Suga Y y Ikeda J. (2008). Effect of different organic amendments on the resistance and resilience of the organic matter decomposing ability of soil and the role of aggregated soil structure. *Soil Sci Plant Nutr* 54: pp. 534–542.
- Gianfreda, L., Rao y M. A. (2005). The influence of pesticides on soil enzymes. In *Soil Enzymology*. Springer Berlin Heidelberg. pp. 293-312
- Gianfreda, L., Rao, M. A., Piotrowska, A., Palumbo, G., y Colombo, C. (2005). Soil enzyme activities as affected by anthropogenic alterations: intensive agricultural practices and organic pollution. *Science of the Total Environment*, 341(1-3), pp. 265-279.
- Griffiths BS, Bonkowski M, Roy J y Ritz K. (2001). Functional stability, substrate utilisation and biological indicators of soils following environmental impacts. *Appl Soil Ecol* 16: pp. 49–61.
- H. Ayuntamiento de Valle de Bravo y Secretaría de Desarrollo Urbano y Metropolitano. (2006). *Plan Municipal de Desarrollo Urbano de Valle de Bravo*.
- Hedley MJ, Stewart JWB y Chauhan BS. (1982). Changes in inorganic and organic soil phosphorus fractions induced by cultivation practices and by laboratory incubations. *Soil Sci. Soc. Am J* 46: pp. 970-976.
- Hernández-Becerra N, Tapia-Torres Y, Beltrán-Paz O, Blaz J, Souza V, García-Oliva F. (2016). Agricultural land-use change in a Mexican oligotrophic desert depletes ecosystem stability. *PeerJ* pp.1-24.
- Huffman E. N. (1997). Performance of a new automatic carbon dioxide coulometer. *Microchemical Journal* 2: pp. 567-573.
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática). (2002). *Guía para la Interpretación de Cartografía Edafología*. pp. 183-203.
- INEGI. (2007). Conjunto de Datos Vectorial Edafológico, Serie II, escala 1: 250 000 (Continuo Nacional). Disponible en: <http://www.inegi.org.mx/geo/contenidos/datosrelieve/continuo/elevaciones.aspx>. (Consulta: noviembre 2018).

- INEGI. (2012). Aspectos generales del territorio mexicano. Recursos naturales. Edafología. *Disponible en: <http://mapserver.inegi.org.mx>*. Fecha de consulta: febrero de 2018.
- IUSS. (2007). Grupo de Trabajo WRB. Base Referencial Mundial del Recurso Suelo. *Primera actualización 2007. Informes sobre Recursos Mundiales de Suelos No. 103. FAO. Roma.*
- Jansa J, Mozafar A, Anken T, Ruh R, Sanders IR y Frossard E. (2002). Diversity and structure of AMF communities as affected by tillage in a temperate soil. *Mycorrhiza*, 12: pp. 225–234.
- Jansa J, Mozafar A, Kuhn G, Anken T, Ruh R, Sanders IR y Frossard E. (2003). Soil tillage affects the community structure of mycorrhizal fungi in maize roots. *Ecol Appl*, 13: pp. 1164–1176.
- Joergensen, R. G. (1996). The fumigation-extraction method to estimate soil microbial biomass: calibration of the kEC value. *Soil Biology and Biochemistry*, 28(1), pp.25-31.
- Joergensen, R. G., y Mueller, T. (1996). The fumigation-extraction method to estimate soil microbial biomass: calibration of the kEN value. *Soil biology and biochemistry*, 28(1), pp. 33-37.
- Jones, D. L., y Willett, V. B. (2006). Experimental evaluation of methods to quantify dissolved organic nitrogen (DON) and dissolved organic carbon (DOC) in soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(5), pp. 991-999.
- Kibblewhite MG, Ritz K y Swift MJ. (2008). Soil health in agricultural systems. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci* 363: pp. 685–701.
- Kononova, S. V., y Nesmeyanova, M. A. (2002). Phosphonates and their degradation by microorganisms. *Biochemistry (Moscow)*, 67(2), pp. 184-195.
- Krasilnikov, P., del Carmen Gutiérrez-Castorena, M., Ahrens, R. J., Cruz-Gaistardo, C. O., Sedov, S., y Solleiro-Rebolledo, E. (2013). The soils of Mexico. *Springer Science y Business Media*. pp-12-175.
- Lajtha K, Driscoll CT, Jarrel WM y Elliot ET. (1999). Soil phosphorus characterization and total element analysis. In: Robertson GP, Coleman DC, Bledsoe CS, Sollins P. *Standard soil methods for long-term ecological research*. Oxford University Press, Oxford. pp. 115-142
- Lal, R. (1997). Degradation and resilience of soils. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 352(1356), pp. 997-1010.
- Larsen JB. (1995). Ecological stability of forests and sustainable silviculture. *Forest Ecology and Management*, 73: pp. 85-96.
- López-Pérez, Y., Tejero-Díez, J. D., Torres-Díaz, A. N., y Luna-Vega, I. (2011). Flora del bosque mesófilo de montaña y vegetación adyacente en Avándaro, Valle de Bravo, Estado de México, México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, (88), pp. 35-53.
- Mollison, B. (1988). *Permaculture: A designer's manual*. Ed. *Reny Mia Slay*. Australia: *Tagari Publications*.
- Murphy, J. A. M. E. S., y Riley, J. P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica chimica acta*, 27, pp. 31-36.
- Nanzyo, M. (2002). Unique properties of volcanic ash soils. *Global environmental research-english edition*, 6(2), pp. 99-112.
- Nishio, T. (1996). U.S. Patent No. 5,541,590. Washington, DC: U.S. Patent and Trademark Office.
- NOM-021-SEMARNAT-2000 (2002). Norma Oficial Mexicana que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. *Diario Oficial de la Federación*. México, pp. 85.
- Oades J. (1995). Recent advances in organo-mineral interactions implications for carbon cycling and soil structure. In *The Fungal Community. Its Organization and Role in the Ecosystem*, (2nd edn). Wicklow DT (Ed.). Marcel Dekker: New York, NY; pp. 521–56
- Olmos, M. A., y González-Santos, W. (2013). El valor de la sostenibilidad. *Revista Ciencia y Agricultura*, 10(1), pp. 91-100.
- Olsen, S. R., Sommers, L. E., y Page, A. L. (1982). Methods of soil analysis. Part 2. *Chemical and microbiological properties of Phosphorus. ASA Monograph*, 9, pp. 403-430.
- Orwin, K. H., y Wardle, D. A. (2004). New indices for quantifying the resistance and resilience of soil biota to exogenous disturbances. *Soil Biology and Biochemistry*, 36(11), pp. 1907–1912.
- Osorio N.W. (2012). pH del suelo y disponibilidad de nutrientes. *Manejo Integral del Suelo y Nutrición Vegetal, Vol. 1. pp. 1-4.*
- Pajares, S., Covalada, S., Gallardo, J. F., Etchevers, J. D., y Prat, C. (2006). Changes of soil chemical-properties induced by management in cultivated soils. *Water Management and Soil Conservation in Semi-Arid Environments. 14th International Soil Conservation Organization Conference. Marrakech, Morocco, May 14-19, 2006 (ISCO 2006). pp.1-5.*

- Pajares, S., Gallardo, J. F., Masciandaro, G., Ceccanti, B., y Etchevers, J. D. (2011). Enzyme activity as an indicator of soil quality changes in degraded cultivated Acrisols in the Mexican Trans-volcanic Belt. *Land Degradation y Development*, 22(3), pp. 373-381.
- Palencia Ortiz y Anibal Julio. (1969). Caracterización de algunos suelos derivados de cenizas volcanicas en centroamérica. *Tesis de grado de Magister Scientiae. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la OEA. Centro de enseñanza e investigación Turrialba, Costa Rica.* pp.1-103.
- Perroni, Y., García-Oliva, F., Tapia-Torres, Y., Souza, V. (2014). Relationship between soil P fractions and microbial biomass in an oligotrophic grassland-desert scrub system. *Ecological Research*, 29(3), pp. 463-472.
- Pfeiffer, E. (1992). Introducción al método agrícola biodinámico. *Edición Álvaro Altés Domínguez.* pp. 113-122
- Pfeiffer, T. W., Hildebrand, D. F., y TeKrony, D. M. (1992). Agronomic performance of soybean lipoxygenase isolines. *Crop science*, 32(2), pp. 357-362.
- Pimm, S. L. (1984). The complexity and stability of ecosystems. *Nature*, 307, pp. 321–326.
- Prado B, Duwig C, Hidalgo C, Gómez D, Yee H, Prat C, Esteves M y Etchevers JD. (2007). Characterization, functioning and classification of two volcanic soil profiles under different land uses in Central Mexico. *Geoderma* 139, pp. 300-313.
- Robertson, G. P., Wedin, D., Groffmann, P. M., Blair, J. M., Holland, E. A., Nadelhoffer, K. J., y Harris, D. (1999). Soil carbon and nitrogen availability: nitrogen mineralization, nitrification, and soil respiration potentials. In *Standard soil methods for long-term ecological research.* pp. 258-271.
- Sanandi (2017). <https://sanandi.com>.
- SEMARNAT. (2003). Evaluación de la Degradación del suelo causada por el hombre en la República Mexicana. *Memoria Nacional 2001-2002. México. 2003.* pp. 1-25
- Seybold, C. A., Herrick, J. E., y Brejda, J. J. (1999). Soil resilience: a fundamental component of soil quality. *Soil Science*, 164(4), pp. 224-234.
- Shoji, S., M. Nanzyo and R.A. Dahlgren. (1993). Volcanic Ash Soils -Genesis, properties and Utilization. *Developments in Soil Science 21, Elsevier, Amsterdam*, pp.1-288.
- SIAP. Producción en el año agrícola 2015. http://infosiap.siap.gob.mx/aagricola_siap_gb/icultivo/index.jsp. Fecha de consulta: Noviembre de 2016.
- Steenwerth, K. L., Jackson, L. E., Calderón, F. J., Scow, K. M., y Rolston, D. E. (2005). Response of microbial community composition and activity in agricultural and grassland soils after a simulated rainfall. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(12), pp. 2249-2262.
- Steiner, R. (1922). Los fundamentos de la Antroposofía. In *Conferencia Pública* (pp. 1-15).
- Syers, J. K., Johnston, A. E., y Curtin, D. (2008). Efficiency of soil and fertilizer phosphorus use. *FAO Fertilizer and plant nutrition bulletin*, 18(108), pp. 103-472
- Takahashi y Shoji, (2002). Distribution and classification of volcanic ash soils. *Global Environmental Research*, 6 (2) (2002), pp. 83-97
- Tapia-Torres, Y., Elser, J. J., Souza, V., y García-Oliva, F. (2015). Ecoenzymatic stoichiometry at the extremes: How microbes cope in an ultra-oligotrophic desert soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 87, pp. 34-42.
- Tapia-Torres, Y., y García-Oliva, F. (2013). La disponibilidad del fósforo es producto de la actividad bacteriana en el suelo en ecosistemas oligotróficos: una revisión crítica. *Terra Latinoamericana*, 31(3), pp. 231-242.
- Tiessen, H. and Stewart, J. B. (1983). *Sci. Soc. Am. J.* 47: pp. 509-514
- Torres-Pulido, A. Z., y Rosas-Ferrusca, F. J. (2010). El valor del suelo habitacional y la intervención de agentes externos Valle de Bravo, Estado de México. *Urbano 13(21)*: pp. 56-62.
- Van Nes, E. H., y Scheffer, M. (2007). Slow recovery from perturbations as a generic indicator of a nearby catastrophic shift. *The American Naturalist*, 169(6), pp. 738-747.
- Vance, E., Brookes, P., y Jenkinson, D. (1987). An extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biology and Biochemistry*, pp. 1-19
- Wardle DA. (1995). Impacts of disturbance on detritus food webs in agro-ecosystems of contrasting tillage and weed management practices. *Adv Ecol Res* 26, pp. 105–185.
- Wolkowski, R. P. (2003). Nitrogen management considerations for landspreading municipal solid waste compost. *Journal of environmental quality*, 32(5), pp. 1844-1850.
- Yoruk, R., y Marshall, M. R. (2003). Physicochemical properties and function of plant polyphenol oxidase: a review 1. *Journal of Food Biochemistry*, 27(5), pp. 361-422.

Capítulo 3

**“Prácticas agrícolas de fertilización
y su eficiencia en el incremento de
disponibilidad de P: una evaluación
experimental”**

INTRODUCCIÓN

En la actualidad, la población mundial se estima en 7 mil millones de habitantes y aproximadamente el 12% de la superficie terrestre es utilizada como campos de producción agrícola (FAO, 2013). Sin embargo, las tendencias demográficas indican que la población humana alcanzará los 9 mil millones de personas para el año 2050 (FAO, 2013), por lo que se espera un incremento en la demanda tanto de alimentos, como de materias primas (Figura 3.1). Por esta razón, es probable que la extensión de las áreas destinadas a la agricultura aumente con la finalidad de satisfacer las necesidades de la población.

La necesidad de producir alimentos ha repercutido en las prácticas agrícolas mundiales. Esta presión alimentaria, ha generado que en muchos países la expansión de la agricultura sea hacia tierras no aptas para la agricultura, y en otros se incremente la expansión del riego, así como la utilización cada vez mayor de fertilizantes y plaguicidas con el fin de mantener rendimientos cada vez mayores que satisfagan las necesidades de las demandas alimentarias (Ongley, 1997; Bustos, 2012). Todo esto, sin tomar en cuenta las consecuencias negativas derivadas del uso irracional de sustancias químicas y el exceso del riego en la agricultura.

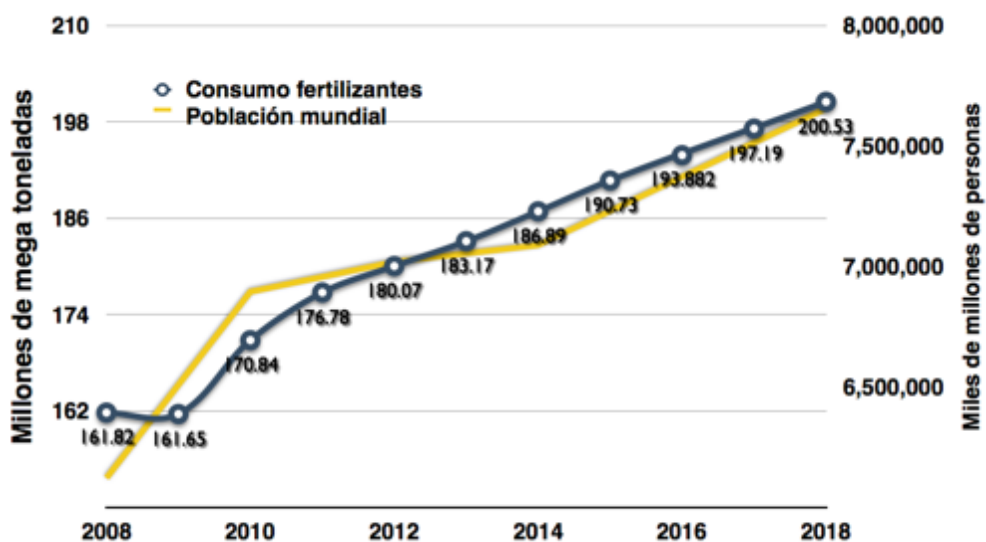


Figura 3.1 Crecimiento de la población mundial y el consumo de fertilizantes basados en N, P y K en millones de toneladas (Gráfica elaborada con los datos publicados por la FAO 2013).

Uno de los insumos químicos de uso generalizado son los fertilizantes, los cuales se aplican aproximadamente 200 millones de toneladas al año en campos agrícolas (Pimentel, 1996; Figura 3.1). Muchos suelos en su estado natural contienen una baja cantidad de nutrientes disponibles y requieren de la fertilización para adquirir los máximos rendimientos posibles (Halvorson y Black, 1985). Uno de los nutrientes que generalmente es limitante en el suelo es el P, un elemento esencial para los organismos vivos que no puede ser sustituido por otro elemento. El P forma parte de moléculas indispensables en el almacén y transferencia de energía, en el metabolismo de los organismos vivos (por ejemplo, el ATP), es constituyente de los ácidos nucleicos (ADN y ARN) y es componente de los lípidos que forman parte de las membranas citoplásmicas (Havling et al., 1999; Kleemann y Morse, 2015). Por lo que la deficiencia de P es a menudo un factor limitante en el crecimiento de plantas (Kleemann y Mors, 2015).

Aunque el P no es tóxico, la aplicación continua de fertilizante fosfatado puede producir efectos perjudiciales en ambientes terrestres y acuáticos, tales como la acumulación de elementos traza (cadmio, uranio, radio, arsénico, vanadio, plomo y cromo) contenidos en el fertilizante, además del transporte del P de ecosistemas terrestres a acuáticos que provoca un deterioro en la calidad del agua y eutrofización acelerada (Sharpley y Menzel, 2008).

El P que contienen los fertilizantes proviene de la roca fosfórica, la cual se define como el producto obtenido de la extracción de una mina y del procesamiento metalúrgico subsiguiente de los minerales fosfatados (Zapata et al., 2007). Las rocas fosfóricas pueden ser utilizadas, ya sea como materia prima para la fabricación industrial de los fertilizantes fosfatados solubles en agua (80-90%), alimento para animales (2-5%), en usos industriales (1-2%) o bien como fuentes de P para la aplicación directa en la agricultura (2-4%) (Zapata et al., 2007; Heffer et al., 2006). El contenido de fosfato que contiene la roca fosfórica se expresa como porcentaje de pentóxido de P (P_2O_5), el cual contiene un 43.6% de P elemental (Kleemann y Morse, 2015). Los depósitos de roca fosfórica más importantes son de origen sedimentario, seguidos por complejos ígneos alcalinos ricos en apatita (Zapata et al., 2007).

Sin embargo, las rocas fosfóricas constituyen un recurso natural finito, no renovable y actualmente su uso muestra una baja eficiencia en toda la cadena de la oferta y la demanda: exploración, minería, procesamiento, uso, distribución y reciclaje (Kleemann y Morse, 2015). La identificación y la gestión de pérdidas no económicas o insostenibles de P a lo largo de la cadena de suministro es un requisito previo para la gestión sostenible del P (Kleemann y Morse, 2015).

Los puntos críticos donde se identifica baja eficiencia en el uso de P en toda la cadena de la oferta y demanda según Kleemann y Morse (2015) son los siguientes (Figura 3.2):

Exploración: La baja eficiencia en este rubro se basa en las condiciones tecnológicas y económicas al alcance, los minerales que se encuentran más allá de un punto alcanzable rara vez pueden ser aptos para su posterior extracción, ya que es muy probable que se encuentren a profundidades considerables (Kippenberger, 2001). En este contexto, podemos hablar sobre las pérdidas debidas a los límites de exploración física, tecnológica, geopolítica, costos, etc. (Kleemann y Morse, 2015). Se estiman que los recursos de roca fosfórica factibles para uso de explotación son del 20% de los recursos de roca fosfórica que están estimados en 0.007% del PT en el planeta (IFDC, 2011; Figura 23).

Minería: La roca fosfórica se somete a un proceso de varios pasos que incluye trituración, molienda, flotación, lavado con ácido, extracción de metal magnético, extracción de agua y secado (Kleemann y Mors, 2015). La IFA (International Fertilizer Association) proporciona una estimación del 84% de la recuperación de procesamiento primario; es decir, esto calcularía una pérdida adicional en la etapa de minería de 16%. La concentración de la reserva de P que no se recupera y que se dejó en las minas, son desechos depositados de menor concentración y que no pueden procesarse económicamente (Prud'homme, 2010; Figura 3.2).

Procesamiento: Prud'homme (2010) informa que a nivel mundial en 2007 el 91% del P procesado en plantas vinculadas a minas se sometió a procesamiento químico en húmedo, principalmente para la producción de fertilizantes. Para el P que tiene como destino la producción de fertilizantes, Villalba et al. (2008) reporta que en el procesamiento de este agroquímico se estiman pérdidas entre 2-12% de P en el proceso. Esto debido a las diferentes propiedades de la roca fosfórica, la tecnología de procesamiento, etc. (Figura 3.2).

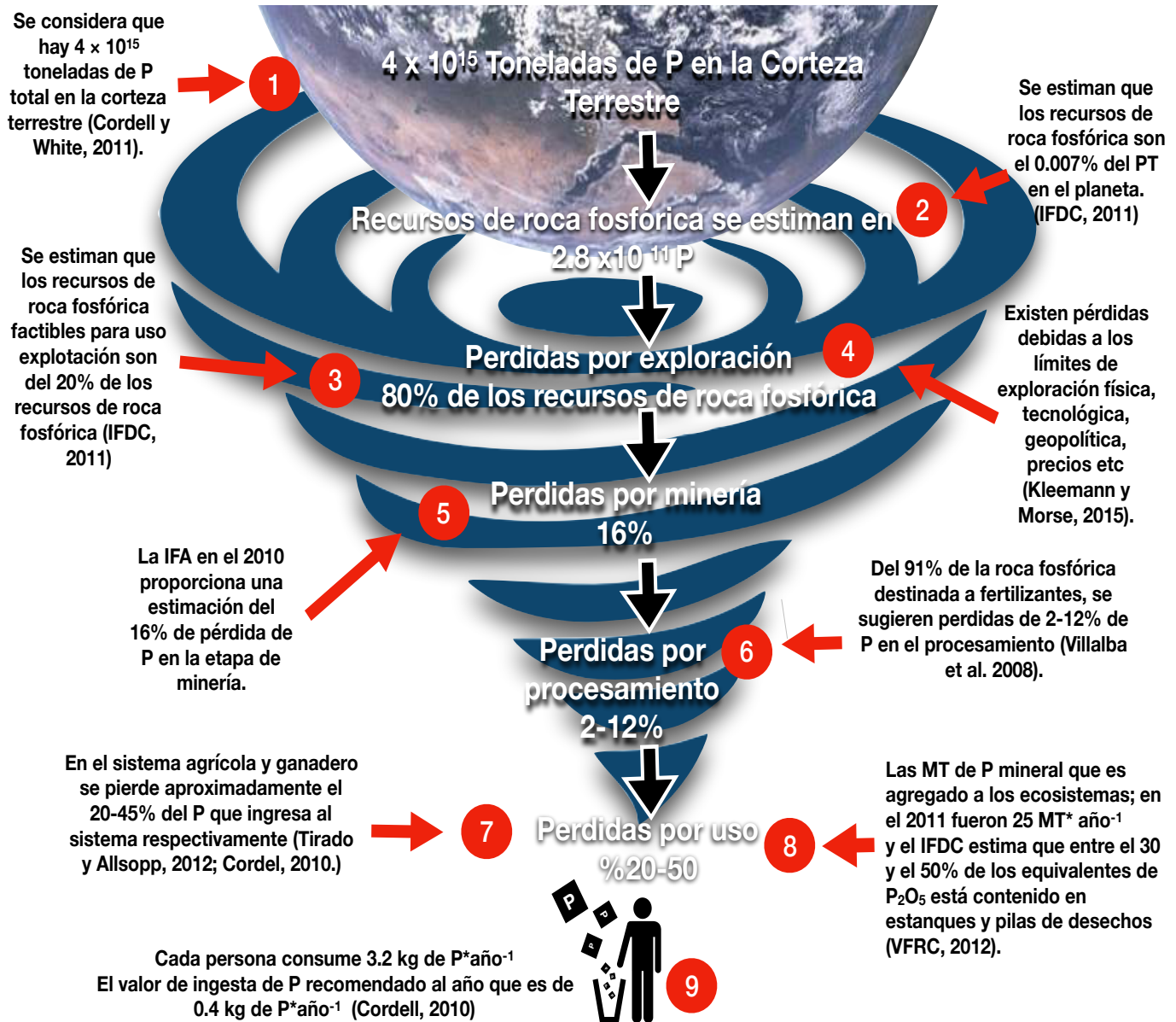


Figura 3.2. Esquema de cuello de botella basado en Cordell y White (2009) que representa la cadena de pérdidas de P en procesos clave del procesamiento de P a nivel mundial, desde la extracción de la roca fosfórica hasta su aplicación como fertilizante y finalmente su consumo.

Uso: El IFDC (International Fertilizer Development Center) estima que entre el 30 y el 50% de los equivalentes de P_2O_5 en el mineral extraído no se recupera y está contenido en estanques y pilas de desechos (VFRC, 2012). En el sistema ganadero se pierde aproximadamente el 45% del P que ingresa al sistema pecuario y se estima que un 29% del P que ingresa al sistema agrícola es perdido en general (Tirado y Allsopp, 2012) (Figura 3.2).

El consumo de fertilizantes fosfatados va en aumento año tras año en un 2-3%, y dado que los fertilizantes fosfatados provienen de una reserva finita, es por esto que el tener acceso a fertilizantes fosfatados cada vez implica un mayor costo (Cordell, 2010; Kleemann y Morse, 2015). Por ejemplo, el costo de extracción de fósforo a partir de la minería se incrementó de US \$ 21.38 tonelada⁻¹ de roca fosfórica a US \$ 115 tonelada⁻¹ de roca fosfórica entre 1996 y 2016 (World Bank, 2016; Vaccari, 2011). Además, el consumo mundial de nutrientes basados en fertilizantes fosfatados (P_2O_5) se incrementó de 33 MT en el 2009 (FAO, 2009) a 57.3 millones MT en el 2011 (Scholz et al., 2014), es decir el consumo creció en un 74% en un lapso de 2 años. Esto implica que la disponibilidad del P es una problemática ambiental, económica y social importante, debido a que se estima que los depósitos de P serán suficientes para abastecer a la población únicamente por los próximos 90 años (Vaccari, 2011), lo cual implica que conforme se vayan agotando estos depósitos aumentarán los costos de fertilizantes fosfatados, lo cual repercute en un aumento de los precios de los alimentos, haciéndolos menos accesibles a gran parte de la población (Vaccari, 2011).

Además de que se prevé como inevitable el aumento en el consumo de P, debido a diversas tendencias que se presentan a nivel mundial (Cordell, 2010):

- Aumento de la tasa de crecimiento de la población mundial.
- Aumento de la demanda per cápita para el cambio de las dietas (los productos cárnicos y lácteos requieren más insumos de fertilizantes por unidad de producción, Figura 3.2).
- El aumento de la demanda de cultivos no alimentarios, como los biocombustibles (los cultivos energéticos requieren cantidades sustanciales de fertilizantes de P para garantizar un alto crecimiento de los cultivos).
- Demanda de agricultores con suelos deficientes en P.

Aunado a lo anterior, 5 países tienen el control de aproximadamente el 95% de las reservas globales de las minas de fósforo (Figura 3.3): Marruecos (85%), China (6%), EUA (3%), Sudáfrica (2%) y Jordán (2%) (Jasinski, 2012; Cordell y White, 2011). De esta manera, asegurar la disponibilidad y accesibilidad del P a largo plazo, principalmente para la seguridad alimentaria, es un gran reto global. Por lo que se debe buscar reducir el consumo de fertilizantes fosfatados y reciclar el P existente por medio de estrategias que aumenten la eficiencia en el uso y consumo de este elemento.

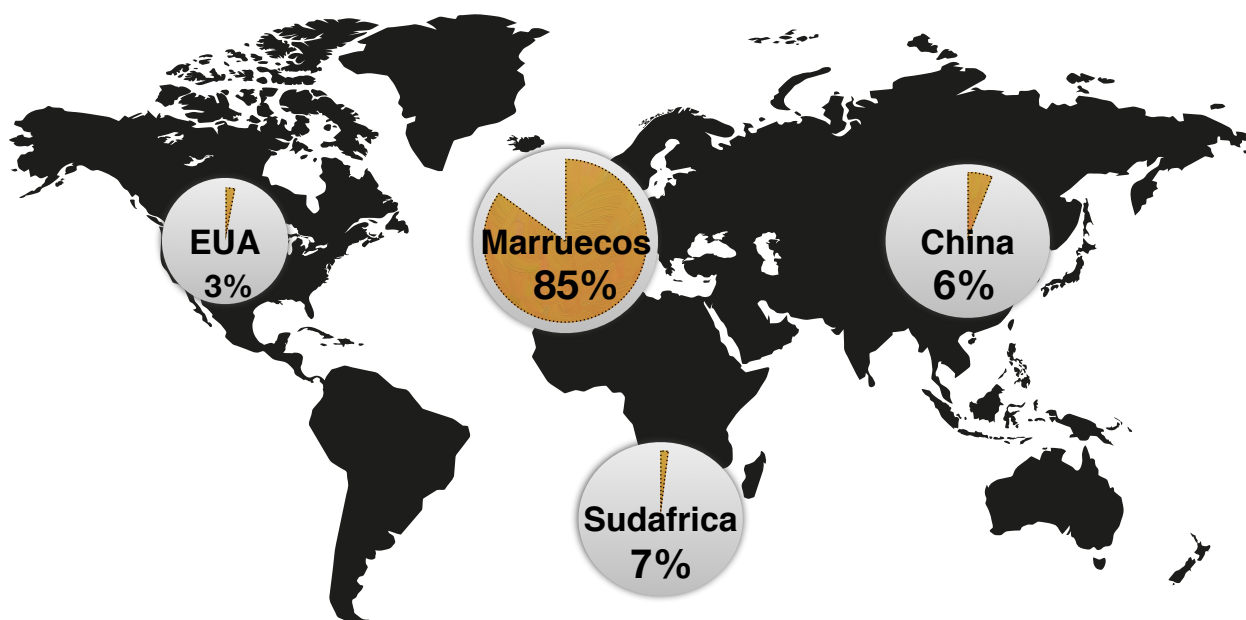


Figura 3.3. Mapa de las principales reservas de roca fosfórica globales (IFDC, 2010; Jasinski, 2012).

La problemática del acceso al P generará que los sistemas agrícolas sean muy vulnerables, por lo cual es necesario buscar métodos agrícolas alternativos que reduzcan la vulnerabilidad de la agricultura. Como elemento terrestre limitado, es bien aceptado que se deben hacer mayores esfuerzos para mejorar el uso de P en los ecosistemas globales (Kleemann y Morse, 2015) y una de estas opciones es lo que se ha reconocido como agricultura sostenible que implica una agricultura orgánica, con manejo de conservación del suelo y una producción diversificada de cultivos.

La eficiencia es un medio importante para la transición a métodos más sostenibles en el uso de P (Kleemann y Morse, 2015). En el presente trabajo se evaluaron la eficiencia económica y el aumento en la disponibilidad de P de dos tratamientos que se utilizan en suelos con agricultura sostenible en Avándaro Edo. De México: fertilización con abono orgánico y fertilización inorgánica con hidroxapatita. Lo anterior se realizó mediante un experimento de incubación de suelo y análisis biogeoquímicos.

PREGUNTA DE INVESTIGACIÓN

¿Cuál es el efecto de la fertilización orgánica e inorgánica en la disponibilidad de P? y ¿Qué tipo de fertilización es más eficiente económicamente?

OBJETIVOS

Evaluar el efecto de la fertilización con abono orgánico y fertilización con hidroxapatita en la disponibilidad de P en suelos agrícolas de origen volcánico.

Evaluar la eficiencia económica en el uso del P en suelos agrícolas y conservados al aplicarles fertilización con abono orgánico y fertilización con hidroxapatita.

METODOLOGÍA

Diseño de muestreo -mayo 2017

El muestreo de suelos se llevó a cabo en el mes de mayo de 2017 en el Rancho la Paz en Avándaro, Edo de México (descrito en el capítulo 2). Se muestrearon cinco sitios dentro del bosque de pino-encino ubicado dentro del rancho. Los puntos de colecta fueron escogidos con dominancia de árboles de especies de encinos (Tabla 3.1; Figura 3.4). De cada sitio se tomaron tres submuestras con aproximadamente 3 metros de separación entre cada una y se mezclaron para formar una muestra compuesta por sitio. Las coordenadas donde fueron

tomadas cada muestra compuesta se presentan en la tabla 3.1. Para la colecta de muestras de suelo se utilizó un nucleador de suelos de 15 cm profundidad.

Tabla 3.1. Coordenadas donde se recolectaron las muestras para el segundo muestreo.

<i>Número de muestra</i>	<i>Coordenada</i>
1	Latitud 19° 06.377'N, Longitud -100° 07.470'W, Altitud 2397 m
2	Latitud 19° 06.353'N, Longitud -100° 07.464'W, Altitud 2408 m
3	Latitud 19° 06.348'N, Longitud -100° 07.435'W, Altitud 2426 m
4	Latitud 19° 06.363'N, Longitud -100° 07.445'W, Altitud 2405 m
5	Latitud 19° 06.373'N, Longitud -100° 07.480'W, Altitud 2415 m



Figura 3.4. Ubicación de los sitios de colecta de muestra, y ubicación del rancho (Google Earth, 2017).

Diseño de muestreo - agosto 2017

El segundo muestreo para la colecta de suelo proveniente del suelo agrícola se llevó a cabo en el mes de agosto de 2017. Se muestrearon cinco sitios dentro de la parcela agrícola que contaba con cultivo de Acahual; una flor melífera de la familia de los girasoles. Los puntos de colecta fueron seleccionados de manera aleatoria sistematizada. Se trazó un transecto de 5 x 25 m a lo largo de la parcela agrícola y se dividió en 5 (cada 5 m) para identificar el transecto en donde se realizaría la colecta de suelo. En cada punto se procedió

a ingresar aproximadamente 2 m al interior del campo agrícola, con la finalidad de tomar tres submuestras de forma aleatoria con no más de 2 metros de separación entre cada una de ellas y se mezclaron para formar una muestra compuesta por sitio (Figura 3.5) Para la colecta de muestras de suelo se utilizó un nucleador de suelos el cual se utilizó para tomar las muestras de suelo a 15 cm profundidad.

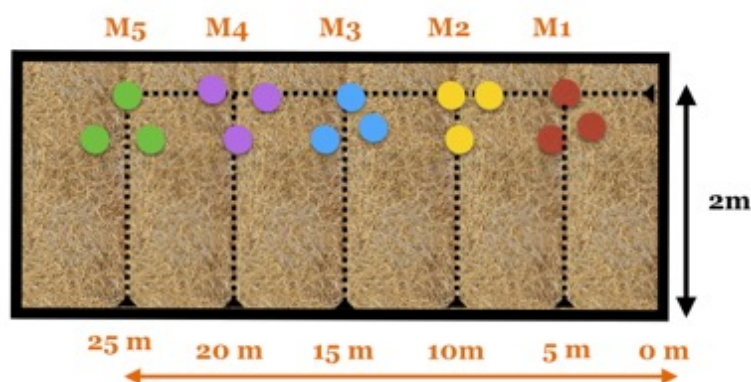


Figura 3.5. Diseño de muestreo de los sitios de colecta de muestra para el sitio agrícola.

Experimento de incubaciones de suelo

Con la finalidad de conocer el efecto de la fertilización orgánica e inorgánica sobre la redistribución del P entre sus fracciones del suelo, se realizó un experimento de incubación. Para ello se utilizaron las muestras de suelo provenientes del encinar y del sitio agrícola que fueron colectadas en el segundo y tercer muestreo respectivamente. A estas muestras se les aplicaron dos tratamientos diferentes: un tratamiento con fertilización inorgánica (adición de hidroxiapatita CAS: 13 06-06-5), y un tratamiento con fertilización orgánica (abono orgánico que se utiliza en el rancho), adicionalmente se prepararon controles sin fertilización. Por lo tanto, el diseño experimental fue un factorial de 3x3 completo con dos factores principales: sitio (con dos niveles: suelo del encinar y suelo agrícola) y fertilización (con tres niveles: control, fertilización inorgánica y fertilización orgánica) con 5 réplicas para cada tratamiento (Tabla 3.2). Se realizó la medición de pH y humedad de las muestras antes y después de la incubación con la metodología descrita en la sección anterior.

Tabla 3.2. Diseño experimental para experimento de incubación.

<i>Sitio</i>	<i>Control</i>	<i>Fertilización inorgánica</i>	<i>Fertilización orgánica</i>
<i>Encinar</i>	5 muestras	5 muestras	5 muestras
<i>Agrícola</i>	5 muestras	5 muestras	5 muestras

Las incubaciones se llevaron a cabo durante 19 días a 28°C. Cada réplica consistió en pesar 100 g de suelo y colocarlos en tubos PVC con un extremo cerrado con una malla de diámetro de poro <0.05 mm. El suelo dentro de los tubos fue humedecido al 80% de la capacidad de campo y se mantuvo así durante todo el experimento.

Para la aplicación de las fertilizaciones se utilizó la cantidad de 50 unidades de P elemental por hectárea, tanto para la fertilización orgánica, como para la fertilización inorgánica. Para la fertilización inorgánica se utilizó la hidroxapatita grado reactivo (CAS 1306-06-5), la cual tiene un peso molecular de 502.31 g/mol, del cual 92.7 g/mol son P elemental, a partir de este dato se realizó el cálculo para saber cuánta hidroxapatita debía aplicarse para el área correspondiente al tubo PVC utilizado (0.00159 m²). Por lo que la cantidad de hidroxapatita que se aplicó por réplica fue de 0.043g.

Para la fertilización orgánica se utilizó el valor de PT que se obtuvo al analizar el abono orgánico empleado en el rancho agrícola. El valor fue de 1.09 mg de PT g⁻¹ de abono orgánico. A partir de este valor y sabiendo que debemos aplicar lo equivalente a 50 unidades de P por el área del PVC utilizado (0.00159 m²), se agregó a cada PVC la cantidad de 7.28 g de abono orgánico por réplica.

Fraccionamiento secuencial de P

Para evaluar la redistribución del P en sus diferentes fracciones en el suelo se realizó la técnica de fraccionamiento secuencial de P basado en el protocolo de Perroni et al. (2014), explicado en el capítulo 2. Así mismo, se realizó el fraccionamiento secuencial a 2 muestras de suelo provenientes de cada sitio antes de ser expuestos a la fertilización.

Posteriormente, habiendo aplicado la fertilización y la incubación por 19 días, se realizó el fraccionamiento secuencial de P de una muestra por tratamiento de fertilización,

con la finalidad de observar el cambio en las distintas fracciones de P presentes en el suelo al aplicar los tratamientos con fertilización inorgánica y fertilización orgánica.

Evaluación del aumento en la disponibilidad de P y eficiencia económica

Para evaluar el aumento en la disponibilidad de P por tipo de fertilización agrícola (orgánico e inorgánico) empleada en suelos volcánicos en Avándaro, Edo. de México, se propusieron dos indicadores: aumento en la disponibilidad y eficiencia económica, los cuales son explicados a continuación:

Fórmula para calcular el aumento en la disponibilidad de P en el suelo por tratamiento aplicado: Se evaluó el aumento en la disponibilidad de P con una fórmula que utiliza los datos de P extraído utilizando la metodología de fraccionamiento secuencial de P (Perroni et al., 2014). Esta fórmula que se propone se basa en los conceptos, modelos y ecuaciones reportados por McCollum, Halvorson y Black (1991), Stewart (2007), Syers (2008) y Johnson y colaboradores (2014). A partir de los estudios anteriores se modificó la fórmula para poder calcular el aumento en la disponibilidad de P por tratamiento añadido al suelo. La fórmula aplicada nos da un valor de porcentaje en el aumento de la disponibilidad de P a partir del cambio de las fracciones de P disponible sobre la cantidad de P aplicado por tratamiento. El principal supuesto de la fórmula es que el total del P agregado (lo que corresponde a la fertilización) por tratamiento puede formar parte de la fracción de P disponible en el suelo. Para el caso particular de este proyecto, la ecuación modificada es la siguiente:

$$\text{Aumento en la disponibilidad} = \frac{(PT \text{ mic } (f) - PT \text{ mic } (i)) + (PT \text{ NaHCO}_3 (f) - PT \text{ NaHCO}_3 (i))}{P_T}$$

(Ecuación 5)

donde PT mic (i) es el PT inmovilizado en biomasa microbiana extraído antes de la aplicación de la fertilización y PT mic (f) es el PT mic extraído al final de la aplicación del fertilizante

(Ecuación 5). La misma explicación se aplica para el P extraído con NaHCO_3 . El valor de P_T corresponde al P total contenido en el tratamiento o fertilización a evaluar.

Es importante mencionar los siguientes supuesto que describen la fórmula:

- No se toman en cuenta los valores de P extraídos con resina dado que las lecturas de P_T extraído con NaHCO_3 toman en cuenta la fracción disponible de P que podía ser extraída con resinas.
- Se agrega la variable de P_{Tmic} a las fórmulas planteadas por McCollum, Halvorson y Black (1991), Stewart (2007), Syers (2008) y Johnson y colaboradores (2014), esto porque se considera que es una fuente de P lábil, ya que representa un almacén de P orgánico e inorgánico que incluye compuestos tales como ácidos nucleicos, fosfolípidos, fosfonatos, polifosfatos orgánicos e inorgánicos, pyrofosfatos y ortofosfatos. Estos compuestos pueden quedar de forma disponible en el suelo debido a corto tiempo de recambio que tienen los microorganismos, al momento de la lisis estos compuestos quedan disponibles para ser mineralizados y pueden actuar como una fuente de P disponible para las plantas (Macklon et al., 1997).

La eficiencia económica: A partir del valor obtenido de eficiencia en la disponibilidad de P, podemos obtener un valor de eficiencia económica. Si sabemos el costo de cada tratamiento empleado y sabemos la cantidad de P que contiene y el P que quedó disponible respecto al P que se aplicó, podemos obtener el costo del P que se está agregando al suelo y está disponible. Utilizando la ecuación 5, la cual incluye el análisis del cambio en las fracciones disponibles de P sobre la cantidad de P total aplicado podemos saber cuánto de la cantidad invertida en pesos asociada a la fertilización con P se está utilizando (gasto útil; ecuación 6) y cuánto de la cantidad invertida es pérdida.

$$\text{Gasto útil} = \text{Aumento en la disponibilidad} * \$ \text{Costo del Fertilizante}$$

(Ecuación 6)

$$\text{Gasto Total} = P_T \text{ agregado} * \$ \text{ Costo del Fertilizante}$$

(Ecuación 7)

El valor de P_T corresponde a la concentración de P total elemental presente en el tratamiento o fertilización a evaluar y la variable “\$ Costo del fertilizante” es el precio que costó el fertilizante. Con estas fórmulas podemos observar cuánto de la inversión inicial realmente se está utilizando en unidades monetarias (\$ pesos) (ecuación 7).

RESULTADOS

Experimento de Incubaciones de Suelo

La tabla 3.3 muestra los promedios y error estándar de los valores de pH encontrados para cada sitio y cada tratamiento que se evaluó (hidroxiapatita y abono orgánico). Las diferencias significativas se observaron entre el tratamiento control y la fertilización orgánica, teniendo valores mayores de pH en los suelos control ($F = 4.7$, $p = 0.013$; Tabla 3.3)

Tabla 3.3. Medias (error estándar) del pH que se obtuvieron para el suelo agrícola y encinar expuestos a diferentes tratamientos de fertilización. Los superíndices muestran las diferencias significativas entre tratamientos con la prueba de Tukey.

	<i>Encinar</i>	<i>Encinar + Fertilización inorgánica</i>	<i>Encinar + Fertilización orgánica</i>	<i>Agrícola</i>	<i>Agrícola + Fertilización inorgánica</i>	<i>Agrícola + Fertilización orgánica</i>
pH	6.59 ^A	5.51 ^{AB}	4.66 ^B	6.36 ^A	5.62 ^{AB}	5.13 ^B
	(±0.18)	(±0.62)	(±0.57)	(±0.48)	(±0.46)	(±0.43)

Fraccionamiento de P

Los resultados del fraccionamiento de P para ambos tratamientos analizados (hidroxiapatita y abono orgánico) nos indican que el P en ambos suelos (encinar y agrícola) se encuentra adsorbido principalmente en el almacén correspondiente a P orgánico unido a

elementos con Al^{3+} y Fe^{3+} (28-33%), esto refuerza el resultado obtenido anteriormente en el primer fraccionamiento de P realizado (Capítulo 2).

La aplicación de la hidroxiapatita favoreció a un aumento en las concentraciones de los almacenes de P inorgánico unido a Al^{3+} y Fe^{3+} (extraído con NaOH) tanto en el suelo de encinar, como en el suelo agrícola (24.7% y 61.9%, respectivamente). Este almacén fue el que adsorbió la mayor parte del P aplicado, seguido por el almacén de P unido a Ca^{2+} y Mg^{2+} (extraído con HCl, 24% y 15%, respectivamente; Tabla 3.4, figura 3.6 y 3.7).

En cuanto al suelo con fertilización orgánica, su aplicación favoreció a un aumento en las concentraciones de los almacenes de P orgánico unido a Al^{3+} y Fe^{3+} , tanto en el suelo de encinar como en el suelo agrícola (54% y 31% respecto al P total extraído con el fraccionamiento secuencial, respectivamente; Tabla 3.4, figura 3.6 y 3.7). En las figuras 3.6 y 3.7 se pueden mostrar los cambios en los distintos almacenes de P en los suelos agrícola y encinar, identificando que las principales variaciones se encuentran en los almacenes extraídos con NaOH para la fertilización con abono orgánico y en el almacén extraído con HCl para la fertilización con hidroxiapatita.

Tabla 3.4. Concentraciones de P en las diferentes fracciones del suelo de encinar y agrícola de Avándaro, Edo de México obtenidos al final de la incubación.

	<i>Suelo de Encinar</i>	<i>Suelo de Encinar + Fertilización inorgánica</i>	<i>Suelo de Encinar + Fertilización orgánica</i>	<i>Suelo Agrícola</i>	<i>Suelo Agrícola + Fertilización inorgánica</i>	<i>Suelo Agrícola + Fertilización orgánica</i>
FRACCIÓN ($\mu g \cdot g^{-1}$)						
<i>NaHCO₃ Inorgánico</i>	0.04	0.26	0.08	7.15	8.57	7.69
<i>NaHCO₃ Orgánico</i>	15.94	17.19	15.82	30.83	32.88	22.90
<i>NaOH Inorgánico</i>	16.88	36.36	16.99	56.31	105.18	79.28
<i>NaOH Orgánico</i>	334.24	338.36	376.93	280.85	282.39	307.38
<i>HCl Total</i>	111.57	130.59	120.22	250.76	262.6	250.26
<i>H₂SO₄</i>	51.05	563.66	65.35	93.11	104.02	109.87

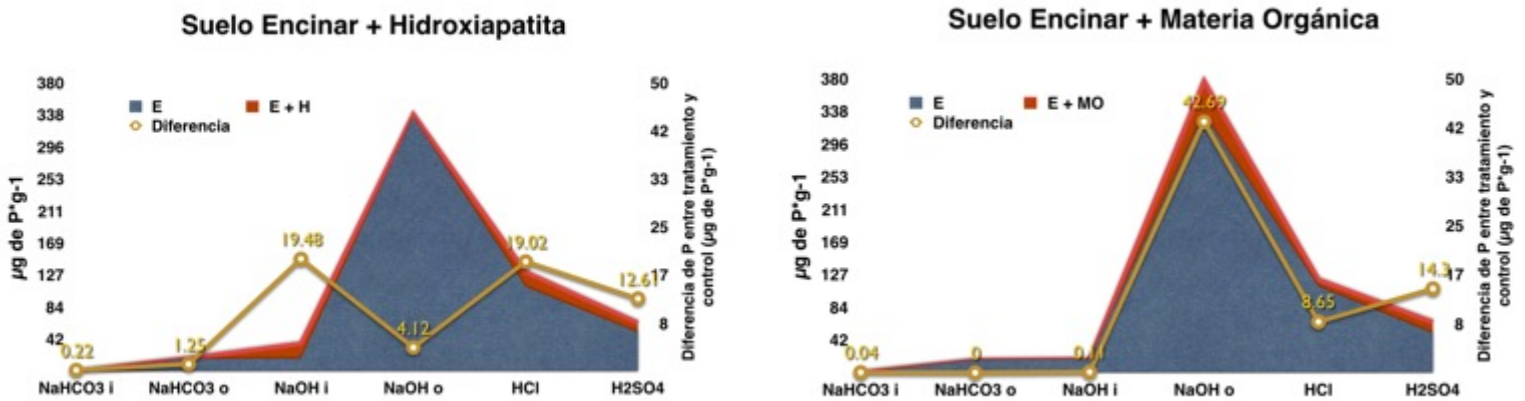


Figura 3.6. Fraccionamiento de P para el suelo encinar control (área azul) comparado con el suelo encinar con hidroxiapatita (gráfica izquierda área roja) y con abono orgánico (gráfica derecha área roja). La línea amarilla muestra las diferencias en concentraciones ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) entre los tratamientos (hidroxiapatita y abono orgánico) y el control.

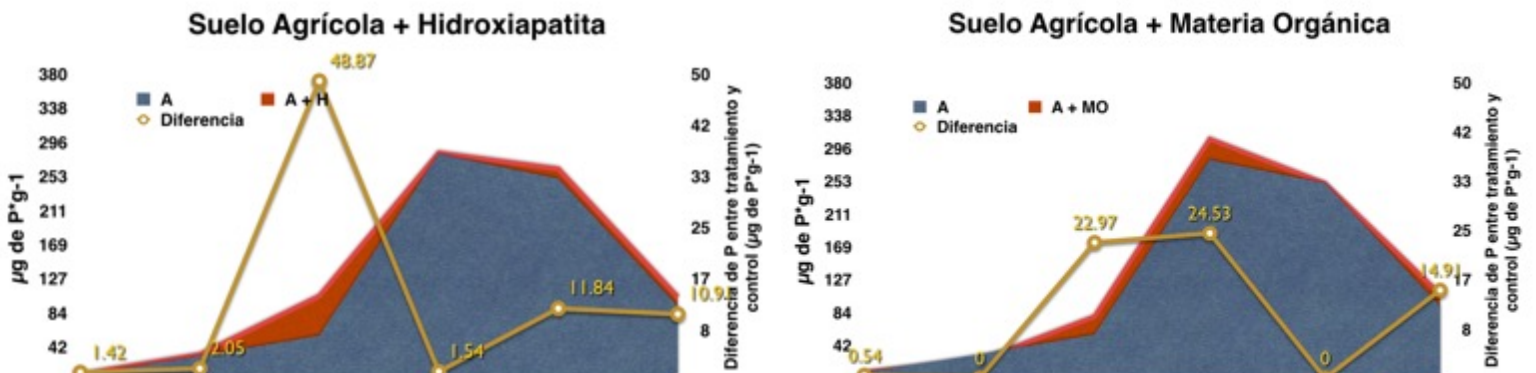


Figura 3.7. Fraccionamiento de P para el suelo agrícola control (sombra azul) comparado con el suelo agrícola con hidroxiapatita (gráfica izquierda área roja) y con abono orgánico (gráfica derecha área roja). La línea amarilla muestra las diferencias en concentraciones ($\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$) entre los tratamientos (hidroxiapatita y abono orgánico) y el control.

Eficiencia económica: Gasto útil

Para calcular el gasto útil se realizaron 7 cotizaciones para obtener una media de precio por tonelada de hidroxiapatita y abono orgánico. La cotización se realizó solicitando el precio de hidroxiapatita particulada con un porcentaje de P de 18-20%, lo más aproximado a la que fue utilizada (18.3 kg de P /ton) (Tabla 3.5).

Tabla 3.5. Cotizaciones hechas para la hidroxiapatita.

<i>Proveedor</i>	<i>Cantidad (TON)</i>	<i>Hidroxiapatita</i>	<i>Abono orgánico</i>	<i>Contacto de proveedor</i>
<i>Hidricult</i>	1	\$4,844.00MX	\$3,500.00MX	https://hydrocultura.com
<i>Zeolitech</i>	1	\$4,970.00MX	-	http://www.zeolitech.com.mx
<i>Fosforita México</i>	1	\$4,499.00MX	-	https://www.fosforita.mx
<i>Puebla INC</i>	0.5	\$1,530.00MX	\$2,100.00MX	sdelgado@incpp.com.mx
<i>Puebla INC-BC</i>	0.5	\$1,880.00MX		sdelgado@incpp.com.mx
<i>Amatepec-FG</i>	1	-	\$2,500.00MX	Tel: 722 419 4047
<i>Ed. De México</i>	1	-	\$3,000.00MX	Tel: 722 419 4047
<i>Promedio</i>	1	\$4,226.60MX	\$2,775.00MX	

Con base en los precios obtenidos, se utilizaron las medias en el precio por tonelada de hidroxiapatita y abono orgánico, y se calculó el precio por kg de P por tratamiento, utilizando la información del contenido de P por tonelada. Tomando en cuenta que en la fertilización aplicada en este experimento se aplicaron lo equivalente a 50 kg de P elemental por ha, los costos aplicados son los mostrados en la tabla 3.6.

Tabla 3.6. Costos de Hidroxiapatita y abono orgánico por contenido de P.

<i>Tratamiento</i>	<i>Cantidad (TON)</i>	<i>Media</i>	<i>Contenido de P/ton</i>	<i>Costo de 1kg de P</i>	<i>Costo por 50 kg de P/Ha</i>
<i>Hidroxiapatita</i>	1	\$4,226.60MX	184.5 kg	\$22.90MX	\$1,145.00MX
<i>Abono orgánico</i>	1	\$2,775.00MX	1.09 kg	\$2,545.87MX	\$127,293.5MX

Utilizando los porcentajes de eficiencia obtenidos en el análisis de aumento en la disponibilidad de P, los cuales nos dicen que la hidroxiapatita favoreció la disponibilidad de P en un 9.5 % y 6.3% el suelo encinar y agrícola respectivamente. Y la fertilización con abono orgánico favoreció en un 34.9% y 21.2% la disponibilidad de P en el suelo encinar y agrícola respectivamente (Tabla 3.7). Con la información anteriormente descrita podemos observar en la Tabla 3.7, el gasto total de aplicar los 50 kg de P elemental de hidroxiapatita

y abono orgánico en el campo agrícola y en el encinar, y con esto se calculó la pérdida y el gasto útil (Tabla 3.7 y figura 3.8).

Tabla 3.7. Valores de gasto total, gasto útil y pérdida en los tratamientos aplicados.

TRATAMIENTO	Eficiencia (%)	Gasto Total	Gasto Útil	Perdida
Hidroxiapatita				
Encinar	9.5	\$1,145.00MX	\$108.77MX	-\$1,036.23MX
Agrícola	6.3	\$1,145.00MX	\$72.14MX	-\$1,072.86MX
Abono orgánico				
Encinar	34.9	\$127,293.5MX	\$44,425.43MX	-\$82,868.07MX
Agrícola	21.2	\$127,293.5MX	\$26,986.22MX	-\$100,307.28MX

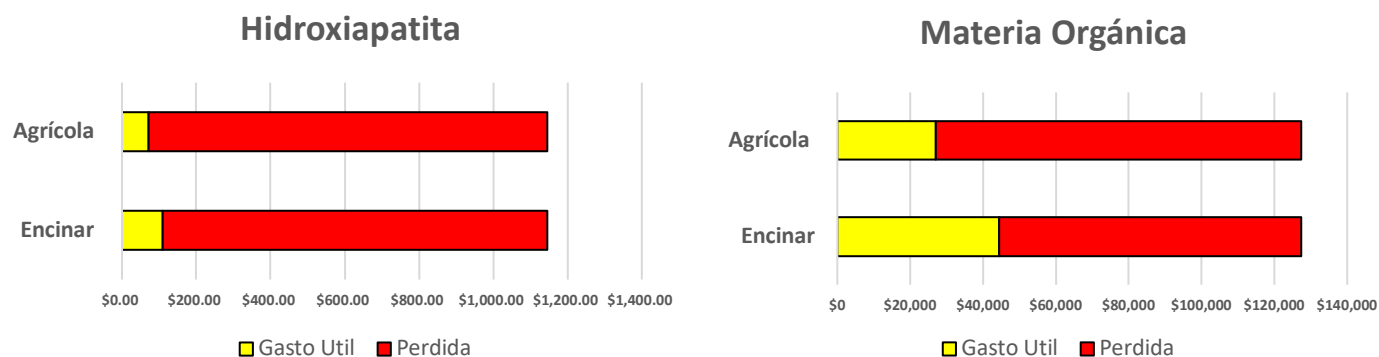


Figura 3.8. Gasto útil y pérdida de los tratamientos de hidroxiapatita y abono orgánico aplicados en el suelo agrícola y en el suelo encinar.

DISCUSIÓN

Movimiento de P

La aplicación de la hidroxiapatita favoreció a un aumento en las concentraciones de los almacenes de P inorgánico unido a Fe^{3+} y Al^{3+} . El aumento en la fracción extraída con la base NaOH para el almacén inorgánico está explicado por el rol que juegan los iones de Fe^{3+} y Al^{3+} del suelo en la retención de fosfatos de calcio (Hidroxiapatita). El Fe^{3+} y Al^{3+} se

encuentran en forma de hidróxidos de hierro (Fe-OH) y aluminio (Al-OH) en la solución del suelo y estos reaccionan en solución fácilmente con fosfatos al momento de la fertilización. Este proceso se observa principalmente en suelos con pH ácidos como los encontrados en el suelo con este tratamiento (pH: 5.7-5.8) (Arambarri y Madrid, 1971; Khasawneh et al., 1980). La hidroxiapatita es un mineral con fórmula $\text{Ca}_5(\text{OH})(\text{PO}_4)_3$, la cual en condiciones favorables puede reaccionar con los hidróxidos de Fe^{3+} y Al^{3+} presentes en la solución del suelo y formar una serie de compuestos altamente insolubles, sales dobles o triples de aluminio o hierro (Arambarri y Madrid, 1971).

El aumento del almacén de P adsorbido por elementos como Ca^{2+} y Mg^{2+} , posiblemente se debe a una baja solubilización de la hidroxiapatita suministrada como fertilizante, la cual al no ser degradada pasa directamente a este almacén, lo cual sería el caso para ambos suelos (Khasawneh et al., 1980). Las rocas fosfóricas (hidroxiapatita) son fertilizantes de solubilización lenta. Las propiedades del suelo que favorecen la disolución de la roca fosfórica son: 1) un pH ácido (menor de 5.5), 2) una baja concentración de iones Ca^{2+} en solución, 3) un bajo nivel de P, 4) un alto contenido de MO y 5) alto contenido de agua en el suelo (Zapata y Roy, 2007). El suelo de Avándaro cuenta con estas características exceptuando el pH. Al parecer el pH fue uno de los posibles factores que determinó la baja solubilización de la roca fosfórica, ya que el pH de los suelos que fueron expuestos a la hidroxiapatita fue de 5.6 y 5.7, para el suelo encinar y agrícola respectivamente. Se ha reportado que hay un aumento proporcional en la velocidad de disolución de la roca fósforica con el aumento de la acidez, esto se debe en parte a la adsorción de protones a los sitios de oxígeno en la superficie del mineral, lo que debilita los enlaces de oxígeno y cataliza la reacción de disolución (Welch et al., 2002).

Otra variable que pudo afectar fue el tiempo de exposición de la hidroxiapatita. Por ejemplo, estudios de incubación reportados por Mackay y Syers (1986) mostraron que la reacción de disolución de la roca fosfórica alcanza un equilibrio a los 50 días, mientras que en este experimento la incubación duró 19 días. La FAO (2007) recomienda que para suelos parcialmente ácidos (pH 5,5-6) la incorporación de hidroxiapatita se realice unas 4 a 6 semanas antes de la siembra. Esto deja tiempo para la disolución de la roca fosfórica y su consiguiente disponibilidad para las plantas. Además de que experimentos de laboratorio han

mostrado que se necesitan de 4 a 8 semanas para que las rocas fosfóricas alcancen su máximo de solubilidad (Barnes y Kamprtah, 1975). Sin embargo, García-Martínez (2018) previamente a este trabajo mostró que cultivos de bacterias provenientes de los sitios evaluados en este trabajo, tienen la capacidad metabólica para degradar 7 diferentes fuentes de P, entre estas fuentes la hidroxiapatita. El 90% de los aislados recuperados de ambos sitios contaron con la capacidad de crecer en un medio con hidroxiapatita como única fuente de P, por lo que inicialmente se esperaba una mayor tasa de solubilización de este compuesto en el experimento de incubación.

La fertilización con abono orgánico aumentó las concentraciones de P en los almacenes de P orgánico unido a Fe^{3+} y Al^{3+} . La MO en asociación con cationes como Fe^{3+} , Al^{3+} y Ca^{2+} es capaz de retener cantidades significativas de P (Wild, 1950). Appelt et al. (1975) reportaron que los ácidos húmicos de la MO podrían reaccionar con los iones del Al^{3+} que se encuentran en minerales del suelo para formar complejos humus-mineral, lo que daría lugar a nuevas superficies para la adsorción de P. En este caso, el efecto de un aumento en el contenido orgánico del suelo, favorece la adsorción de P en lugar de disminuirla, ya que se generan más sitios de adsorción de P.

Varios investigadores han reportado relaciones positivas entre el contenido de MO de los suelos y la adsorción de P (Moreno et al. 1960; Appelt et al. 1975; Perroni et al., 2014). Estas relaciones probablemente reflejan la asociación de MO con cationes como Fe^{3+} , Al^{3+} y Ca^{2+} . Estos iones son capaces de adsorber P, mientras que todavía están asociados con la MO y por lo tanto, se espera una relación positiva (Moreno et al., 1960; Appelt et al., 1975; Perroni et al., 2014).

Indicadores de eficiencia en el uso de P

Evaluación del aumento en la disponibilidad de P en el suelo por tratamiento

Los tratamientos con hidroxiapatita aumentaron más la disponibilidad de P en forma de ortofosfato (PO_4^{3-}) que los tratamientos con abono orgánico independientemente del suelo que se fertilizó (Figura 3.9). A pesar de la baja solubilización de P mostrada en el apartado anterior, se observó en esta evaluación que los procesos de solubilización de hidroxiapatita

favorecieron más la disponibilidad de P en comparación con los procesos de mineralización de compuestos fosfatados que pudieran encontrarse en el abono orgánico. Esto puede deberse posiblemente a la calidad molecular del abono orgánico que se utilizó y el tiempo de exposición que tuvo esta al suelo (19 días), además de que la fertilización con hidroxiapatita se aplicó en una formulación muy fina con la finalidad de ayudar a los procesos de solubilización de esta. Se muestra también en la figura 30 que las actividades realizadas con la agricultura biodinámica en el suelo agrícola están favoreciendo a la disponibilidad de P, ya que ambos tratamientos obtuvieron mayores porcentajes de eficiencia en el sitio agrícola comparado con el sitio encinar al ser expuestos a la fertilización. La diferencia entre ambos sitios es de 25.4% y 14.9% para la fertilización con hidroxiapatita y abono orgánico, respectivamente. Se ha reportado que la agricultura biodinámica favorecen a procesos de mineralización y solubilización que realizan los microorganismos, favoreciendo a la disponibilidad y reciclaje de P en el suelo (Pfeiffer, 1992).

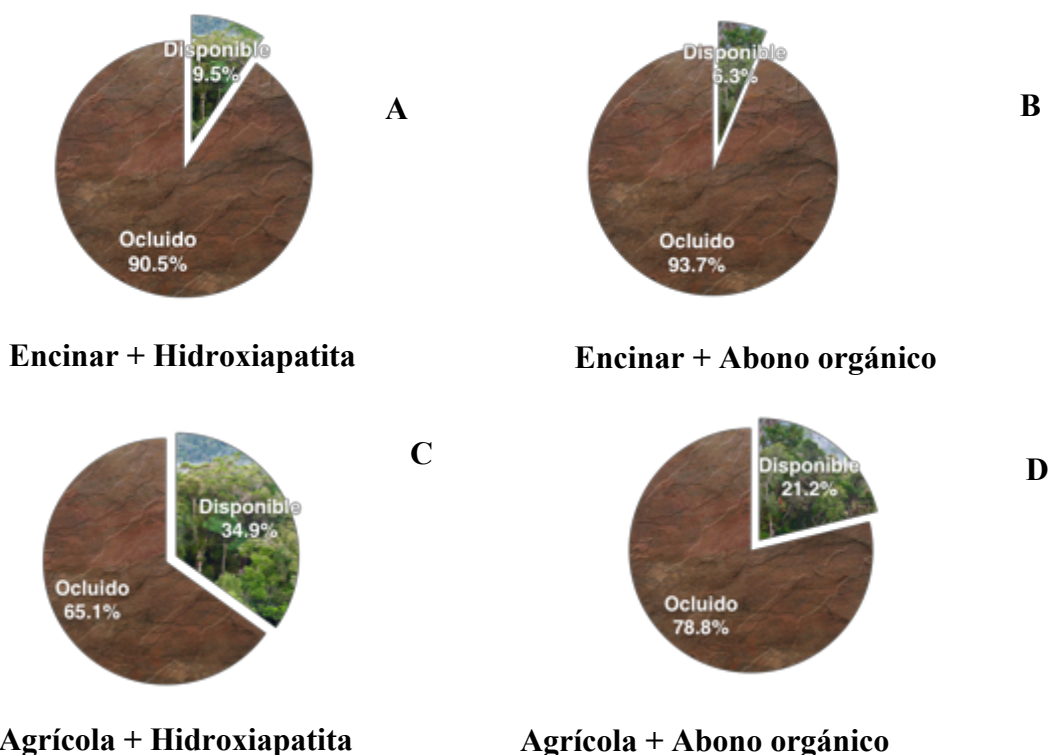


Figura 3.9. Porcentaje de eficiencia de recuperación de P por fertilización. La gráfica A corresponde al suelo encinar expuesto a hidroxiapatita, la gráfica B corresponde al suelo encinar expuesto con abono orgánico, la gráfica C corresponde al suelo agrícola expuesto a hidroxiapatita y la gráfica D corresponde al suelo agrícola expuesto con abono orgánico.

Lo anterior está respaldado por los resultados reportados por García-Martínez (2018). En este trabajo se mostró que en los suelos de encinar y del sitio agrícola existen bacterias capaces de solubilizar compuestos fosfatados inorgánicos como la hidroxiapatita y mineralizar compuestos orgánicos como el 2-aminoetilfosfonato y el ácido amino metil fosfónico como única fuente de P. Así mismo, García-Martínez (2018) reportó que el sitio agrícola fue el sitio que contó con una mayor diversidad microbiana comparada con el suelo del sitio encinar. El sitio agrícola presentó 10 especies que no estuvieron presentes en el sitio encinar, las cuales pertenecen a los géneros *Bacillus*, *Agrobacterium*, *Rhizobium*, *Pseudomonas* y *Rhodococcus*, los cuales han sido reportados como géneros bacterianos que aceleran la liberación de P a partir de la roca fosfórica por medio de la solubilización por ácidos orgánicos e inorgánicos y *Bacillus* y *Pseudomonas* han sido reportados como géneros capaces de mineralizar compuestos fosfatados recalitrantes como los fosfonatos (Kononova y Nesmeyanova, 2002; Motsara et al., 1995; Illmer y Schinner, 1992; ; Hinsinger y Gilkes 1997; Muhammad et al., 2012). La diversidad de la parcela agrícola se debe posiblemente a la biofertilización del suelo con organismos promotores del crecimiento (García-Martínez, 2018).

En la actualidad existe una gran aceptación de la agricultura sostenible basada en el uso de microorganismos, principalmente en países desarrollados es un modelo a seguir en países en vías de desarrollo. Dado que la agricultura sostenible está basada en aprovechar al máximo los recursos biológicos, el uso de microorganismos con un fin biotecnológico es un elemento indispensable que apoya la sostenibilidad (FAO, 2009). Se ha demostrado que el uso de microorganismos nativos identificados como solubilizadores de P, por ejemplo, puede sustituir el uso de fertilizantes químicos mejorando la producción del cultivo hasta en un 15 % (Muhammad et al., 2012).

Eficiencia económica: Gasto útil

Los resultados nos dicen cómo el precio por kg de P es 169 veces más barato en el tratamiento de hidroxiapatita con respecto al precio de P en el abono orgánico, esto se debe al contenido de P por cada tratamiento, además de que se puede observar que el gasto útil de ambos tratamientos es favorecido en el sitio agrícola, ya que las pérdidas son menores. Esto

puede deberse a las características químicas del sitio con encinar, al contar con una mayor cantidad de MO puede ayudar a la oclusión del P. El P dada su naturaleza reactiva, es atraído electrostáticamente a los sitios cargados positivamente de los minerales que se encuentran en el suelo, llegando a unirse fuertemente a ellos y dejando de estar disponible para las plantas al formar uno o dos enlaces covalentes con los metales de la superficie mineral (Chapin et al., 2011), por lo tanto, el P puede ocluirse a la MO, la cual se encuentra en mayor cantidad en el sitio encinar (Buckingham et al., 2010), o unirse a minerales que se encuentran solubles para formar precipitados insolubles con hierro (Fe^{3+}), aluminio (Al^{3+}), dada las características del suelo de origen volcánico (Chapin et al., 2011). Otro factor que influye en la oclusión del P, es el pH, el cual afecta directamente a las diferentes formas químicas de P presentes en el suelo (Barber, 1984; Plassard et al., 2011). En el suelo con encinar al ser parcialmente más ácido que el suelo agrícola, los iones Fe^{3+} , Al^{3+} y Mn^{2+} son muy solubles, y reaccionan con los iones fosfato (PO_4^{3-}) para formar compuestos insolubles (Barber, 1984). Todas estas características pudieron influenciar a un bajo rendimiento en los suelos provenientes del sitio encinar comparados con el sitio agrícola, y por lo tanto en sus rendimientos económicos.

BIBLIOGRAFÍA

- Appelt, H., N. T. Coleman, y P. F. Pratt. (1975). Interactions between organic compounds minerals, and ions in volcanic-ash-derived soils: II. Effects of organic compounds on the adsorption of phosphate. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 39: pp. 628-630.
- Arambarri, P. D., y Madrid, L. (1971). Reacción de óxidos de hierro y aluminio con fosfato monocálcico monohidrato. In *Anales de edafología y agrobiología*. pp. 1071-1081.
- Barber, S. A. (1984). Soil nutrient availability. *Wiley-Interscience: New York*. pp. 382-409.
- Barnes, J.S. y Kamprath, E.J. (1975). Availability of North Carolina rock phosphate applied to soils. *N. C. Agric. Exp. St. Tech. Bull., no. 229. Raleigh*, Estados Unidos de América.
- Bustos, L., Martha (2012). Destino ambiental del glifosato en una zona arrocerera del Tolima, Colombia. *Universidad Nacional de Colombia Facultad de Agronomía*, pp. 1- 198.
- Codex Alimentarius Commission, Joint FAO/WHO Food Standards Programme, y World Health Organization. (2007). Codex alimentarius commission: procedural manual. *Food y Agriculture Org.*
- Cordell, D. (2010). The Story of Phosphorus: Sustainability implications of global phosphorus scarcity for food security (*Doctoral dissertation*). pp. 12-220.
- Cordell, D., Drangert, J.-O., y White, S. (2009), The story of phosphorus: Global food security and food for thought. *Global Environmental Change*. 19(2009) pp. 292-305.
- Cordell, D., Neset, T. S. S., Drangert, J.-O. y White, S. (2009). Preferred future phosphorus scenarios: A framework for meeting long-term phosphorus needs for global food demand (2009). International Conference on Nutrient Recovery from Wastewater Streams, Vancouver. *Published by IWA Publishing, London, UK*. pp. 23-44.

- Cordell, D., y White, S. (2011). Peak phosphorus: clarifying the key issues of a vigorous debate about long-term phosphorus security. *Sustainability*, 3(10), pp. 2027-2049.
- FAO (2009) 1.02 billion people hungry. *FAO*. <http://www.fao.org/news/story/en/item/20568/icode>. Consultado en Feb 2018.
- FAO, I. (2013). WFP. The state of food insecurity in the world, pp. 2-52.
- FAOSTAT/IFDC (2007) Food and agriculture organization of the United Nations (FAO). *FAOSTAT database, Rome Available at <http://faostat.fao.org>*
- FAOSTAT/IFDC (2009) Food and agriculture organization of the United Nations (FAO). How to feed the world in 2050, *High Level Expert Forum*, <http://cap2020.ieep.eu/2009/11/3/fao-forum> . Consultado en Marzo 2018.
- García-Martínez Emily Sol. (2018). Clásico y moderno: utilización de técnicas clásicas dependientes del cultivo y técnicas moleculares para explorar la capacidad metabólica bacteriana asociada al ciclo del fósforo. *Tesis para obtener el título de licenciado en ciencias ambientales*. Escuela Nacional de Estudios Superiores, Unidad Morelia.
- Halvorson, A. D., y Black, A. L. (1985). Fertilizer phosphorus recovery after seventeen years of dryland cropping. *Soil Science Society of America Journal*, 49(4), pp. 933-937.
- Havling, J.L., J.D. Beaton, S.L. Tisdale, y W.L. Nelson. (1999). Soil fertility and fertilizers: An introduction to nutrient management. 6th ed. *Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ*. pp. 97-141.
- Heffer, P., Prud'homme, M., Muirhead, B. y Isherwood, K. (2006). Phosphorus fertilisation: issues and outlook. Proceedings 586. York, UK, *International Fertiliser Society*. pp. 30.
- Hinsinger, P., y Gilkes, R. J. (1997). Dissolution of phosphate rock in the rhizosphere of five plant species grown in an acid, P-fixing mineral substrate. *Geoderma*, 75(3-4), pp. 231-249.
- IFDC (2011) World phosphate rock reserves and resources. *IFDC, Muscle Shoals* pp. 200-249.
- Illmer P., Schinner F. (1992) Solubilization of inorganic phosphates by microorganisms isolated from forest soil, *Soil Biol. Biochem.* 24, pp. 389–395.
- Jasinski SM. Phosphate rock. In: US Geological Survey, editor. Mineral commodity summaries. *USGS*; 2012. pp. 118–9.
- Johnson, J., Fixen, P., y Poulton, P. (2014). The efficient use of phosphorus in agriculture. *Better Crops*, 98(4), pp. 22-24.
- Khasawneh, F. E., Sample, E. C., y Kamprath, E. J. (1980). The role of phosphorus in agriculture. *American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Soil Science Society of America*.
- Kippenberger C. (2001). Materials flow and energy required for the production of selected mineral commodities, vol SH 13. *Wirtschaftsgeologie, Berichte zur Rohstoffwirtschaft. Bundesanstalt für Geowissenschaften und Rohstoffe und Staatliche Geologische Dienste in der Bundesre- publik Deutschland, Hannover*. pp. 1-55.
- Kleemann, R., y Morse, S. (2015). Sustainable phosphorus management-a global transdisciplinary roadmap. *Ecological Economics*, 114, pp. 245-246.
- Kononova, S. V., y Nesmeyanova, M. A. (2002). Phosphonates and their degradation by microorganisms. *Biochemistry (Moscow)*, 67(2), pp. 184-195.
- Lal, R. (1993). Introduction Tillage effects on soil degradation, soil resilience , soil quality, and sustainability. *Soil and Tillage Research*, 27, pp. 1–8.
- Lal, R. (1997). Degradation and resilience of soils. *Philosophical Transactions of the Royal* . pp. 997–1010.
- Lal, R. (2002). Soil carbon dynamics in cropland and rangeland. *Environmental pollution*, 116(3), pp. 353–62.
- Mackay, A.D. y Syers, J.K. (1986). Effect of phosphate, calcium, and pH on the dissolution of a phosphate rock in soil. *Fert. Res.*, 10: pp. 175–184.
- Macklon AES, Grayston SJ, Shand CA, Sim A, Sellars S y Ord BG. (1997). Uptake and transport of phosphorus by *Agrostis capillaris* seedlings from rapidly hydrolysed organic sources extracted from ³²P-labelled bacterial cultures. *Plant Soil* 190: pp. 163–167.
- McCollum, R. E. (1991). Buildup and decline in soil phosphorus: 30-year trends on a Typic Umprabault. *Agronomy Journal*, 83(1), pp. 77-85.
- Mohammad Saghir Khan, Almas Zaidi, Parvaze A. Wani. Role of phosphate-solubilizing microorganisms in sustainable agriculture - A review. *Agronomy for Sustainable Development, Springer Verlag/EDP Sciences/INRA*, 2007, 27 (1), pp. 29-43.
- Moreno, E. C., W. L. Lindsay, y G. Osborn. (1960). Reactions of dicalcium phosphate dihydrate in soils. *Soil Sci.* 90: pp. 58-68.

- Motsara, M. R., Bhattacharyya, P. B., y Srivastava, B. (1995). Biofertilizers their description and characteristics. *Biofertilizer Technology, Marketing and Usage, A sourcebook-cum-Glossary, Fertilizer development and consultation organisation*, pp. 204-204.
- Ongley, E. D. (1997). Lucha Contra la Contaminación Agrícola de los Recursos Hídricos. y FAO (Vol. Ed.). *Riego y Drenaje*, pp. 55.
- Perroni, Y., García-Oliva, F., Tapia-Torres, y., Souza, V. (2014). Relationship between soil P fractions and microbial biomass in an oligotrophic grassland-desert scrub system. *Ecological Research*, 29(3), pp. 463-472.
- Pfeiffer, E. (1992). Introducción al método agrícola biodinámico. Edición Álvaro Altés Domínguez. pp. 12-70.
- Pimentel, D. (1996). Green revolution agriculture and chemical hazards. *Science of the total environment*, 188, pp. S86-S98.
- Plassard, C., Louche, J., Ali, M. A., Duchemin, M., Legname, E. y Cloutier-Hurteau, B. (2011). Diversity in phosphorus mobilisation and uptake in ectomycorrhizal fungi. *Annals of Forest Science*, 68(1), pp. 33-43.
- Prud'homme M (2010) World phosphate rock flows, losses and uses. *Paper presented at the British Sulphur Events Phosphates, Brussels, March 2010* pp. 22-24
- Scholz, R. W., Roy, A. H., y Hellums, D. T. (2014). Sustainable phosphorus management: a transdisciplinary challenge. In *Sustainable Phosphorus Management*). Springer Netherlands. pp. 1-128
- Sharpley, A. N., y Menzel, R. G. (1987). The impact of soil and fertilizer phosphorus on the environment. *Adv. Agron*, 41, pp. 297-324.
- Shoji, S., y Takahashi, T. (2002). Environmental and agricultural significance of volcanic ash soils. *Global environmental research-english edition-*, 6(2), pp. 113-135.
- Syers, J. K., Johnston, A. E., y Curtin, D. (2008). Efficiency of soil and fertilizer phosphorus use. *FAO fertilizer and plant nutrition bulletin*, 18. pp. 1-63.
- Tirado R, y Allsopp M. (2012). Phosphorus in agriculture. *Greenpeace, Amsterdam*. pp. 173-250.
- Vaccari DA, Strigul N. (2011). Extrapolating phosphorus production to estimate resource reserves. *Chemosphere* 84(6): pp. 792-797.
- VFRC. (2012). Global research to nourish the world. A blueprint for food security. *Virtual Fertilizer Reserach Center, Washington*.
- Villalba G, Liu Y, Schroder H, Ayres RU. (2008). Global phosphorus flows in the industrial economy from a production perspective. *J Ind Ecol* 12(4): pp. 557-569
- Welch, S. A., Taunton, A. E., y Banfield, J. F. (2002). Effect of microorganisms and microbial metabolites on apatite dissolution. *Geomicrobiology Journal*, 19(3), pp. 343-367.
- Wild, A. (1950). The retention of phosphate by soil. A review. 1. *Soil Sci. I*: pp. 221-238.
- World Bank (www.econ.worldbank.org), consultado Enero 2018.
- Zapata, F., y Roy, R. N. (2007). Utilización de las rocas fosfóricas para una agricultura sostenible. *Boletín FAO fertilizantes y nutrición vegetal*. pp. 19-80.

Capítulo 4 Conclusiones Generales

CAPÍTULO 1: Existe bastante información enfocada en evaluar rendimientos de producción, en examinar variables ecológicas, pero existen pocas publicaciones que se enfocan en proyectos que busquen vincular toda esta información con estrategias de manejo locales o asesoramiento agrícola. La investigación sobre el uso sostenible de nutrimentos en suelos agrícolas es baja en México, a pesar de que es un país que cuenta con un alto porcentaje de su población que se dedica a este sector productivo. Además, existe poca información en la que se evalúe la sostenibilidad en las prácticas que realizan y que posteriormente sea aterrizada a datos de productividad económica y estrategias de como ayudar y favorecer al sector productivo. Este trabajo hace ese esfuerzo.

CAPÍTULO 2: La evaluación hecha en este estudio utilizando las variables biogeoquímicas nos indica que el suelo analizado necesita una reducción en la fertilización de P y requiere generar estrategias para reciclar el P inorgánico e orgánico que se tiene ya en el suelo y que está aumentando las unidades porcentuales de P adsorbido principalmente en compuestos que contienen Ca^{2+} y Mg^{2+} . Otro punto a destacar es el de conocer los valores óptimos de nutrientes en el suelo para suelos con fines agrícolas, lo que es difícil para los agricultores, ya que existen pocos trabajos de referencia que cuenten con tablas con valores óptimos de nutrientes por grupo de suelo en el que se indiquen valores máximos y mínimos indispensables para la agricultura. Los valores base de nutrientes disponibles (N inorgánico y Pdisp-Olsen) reportados en la NOM-021-SEMARNAT-2000 a mi parecer no son validos para todos los grupos de suelos y por tanto complica la interpretación de resultados. Un desafío actual es mantener la productividad agrícola al mismo tiempo que se utiliza la resiliencia de los suelos para establecer una producción sostenible en sistemas degradados, frente al continuo aumento de la población. En este trabajo se demostró que se pueden realizar evaluaciones utilizando variables de resistencia y resiliencia, ya que estas son de gran utilidad para generar estrategias que busquen restaurar o biorremediar sitios alterados. Este tipo de análisis nos indica los procesos que están siendo vulnerables al manejo y por lo tanto en los que debemos de

enfocarnos. En este estudio se identificó que existen procesos que cuentan con poca velocidad de recuperación (las actividades enzimáticas), después de la implementación de prácticas agrícolas intensivas.

CAPÍTULO 3: Nuestros resultados sugieren que grupos microbianos que realizan procesos de despolimerización de moléculas orgánicas son escasos o que su actividad es muy baja, por lo que el fertilizar con materia orgánica no favoreció a la disponibilidad del P, nutriente limitante en estos suelos. Esto nos indica que los análisis de suelo y el de las enmiendas que se apliquen sobre ellos deben ser realizados antes y después del uso, esto con la finalidad de poder dar asesoramientos de como fertilizar debidamente, y con esto ayudar a reducir las pérdidas para los productores. Para utilizar el P de manera eficiente, se recomienda que los cultivos que tienen cuentan con interacciones simbióticas con micorrizas arbusculares por ejemplo o que las fertilizaciones aplicadas al suelo estén acompañadas con biofertilizantes de microorganismos nativos previamente identificados por su potencial en mineralizar y solubilizar distintas fuentes de P.