



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA

DOCTORADO EN CIENCIAS AMBIENTALES

TESIS DOCTORAL

**EVALUACIÓN DE BIOCHAR Y BIOFERTILIZANTES REGIONALES
COMO MEJORADORES DE SUELO EN UNA ZONA SEMIÁRIDA**

**Para obtener el grado de
Doctor en Ciencias Ambientales**

PRESENTA

I.A.P.S. Addi Santiago Cruz Méndez

Directora

Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández

Pachuca de Soto, Hgo., México a 26 de octubre de 2022



Mineral de la Reforma, Hgo. a 26 de octubre de 2022

Número de control: ICBI-D/1335/2022
Asunto: Autorización de impresión de tesis.

MTRA. OJUKY DEL ROCÍO ISLAS MALDONADO
DIRECTORA DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR DE LA UAEH

Por este conducto le comunico que el tribunal de examen asignado al I.A.P.S. Addi Santiago Cruz Méndez, alumno del Doctorado en Ciencias Ambientales con número de cuenta 183293, autoriza la impresión del proyecto de tesis titulado "Evaluación de biochar y biofertilizantes regionales como mejoradores de suelo en una zona semiárida" en virtud de que se han efectuado las revisiones y correcciones pertinentes.

A continuación, se registran las firmas de conformidad de los integrantes del tribunal de examen.

PRESIDENTE Dra. Gabriela Alejandra Vázquez Rodríguez

SECRETARIO Dr. Carlos Alexander Lucho Constantino

VOCAL Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández

SUPLENTE Dr. Oscar Arce Cervantes

SUPLENTE Dr. Luis Felipe Juárez Santillán

Sin otro particular, reitero a Usted la seguridad de mi atenta consideración.

Atentamente
 "Amor, Orden y Progreso"

Dr. Otilio Arturo Acevedo Sandoval
 Director del ICBI



OAAS/SEPC

Ciudad del Conocimiento
 Carretera Pachuca-Tulancingo km 4.5 Colonia Carboneras, Mineral de la Reforma, Hidalgo, México. C.P. 42184
 Teléfono: 771 71 720 00 ext. 2231 Fax 2109
 direccion_icbi@uaeh.edu.mx



Informe sobre aportaciones derivadas de la tesis doctoral

Esta tesis la realizó Addi Santiago Cruz Méndez, con número de CVU (858219) CONACYT (Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología), en el Área Académica de Química de la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo bajo la dirección de la Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández.

Esta tesis generó las siguientes publicaciones:

Patente en proceso de revisión. “Proceso para la producción de biofertilizante a partir de cladodios de *Opuntia spp.* Solicitud MX/a/2019/014242”.

Artículo publicado. “Cruz-Méndez, A. S., Ortega-Ramírez, E., Lucho-Constantino, C. A., Arce-Cervantes, O., Vázquez-Rodríguez, G. A., Coronel-Olivares, C., & Beltrán-Hernández, R. I. (2021). Bamboo biochar and a nopal-based biofertilizer as improvers of alkaline soils with low buffer capacity. *Applied Sciences*, 11(14), 6502. doi:10.3390/app11146502”.

Los resultados obtenidos durante la realización de esta investigación fueron presentados en los siguientes eventos académicos:

“Evaluación de biochar y biofertilizantes como mejoradores de suelo en una zona semiárida” presentado en el XL Congreso de la Academia Mexicana de Investigación y Docencia en Ingeniería Química A.C. (AMIDIQ) “Retos de la Ingeniería Química para el desarrollo Nacional”, llevado a cabo del 7 al 10 de mayo de 2019, en Huatulco, Oaxaca, México.

“Evaluación de un biofertilizante producido con *Opuntia sp.*” presentado en el marco del Seminario Permanente Economía Agrícola y Políticas Públicas, llevado a cabo en el Colegio del Estado de Hidalgo a través de la Red Científica Maguey-Nopal.

“Evaluación de un biofertilizante como mejorador de suelo en el cultivo de cebada (*Hordeum vulgare*) en una zona semiárida” presentado en el XLI Encuentro Nacional de la Academia Mexicana de Investigación y Docencia en Ingeniería Química A.C. (AMIDIQ), evento virtual llevado a cabo del 22 al 24 de octubre de 2020.

Agradecimientos

Quiero expresar mi más sentido agradecimiento a todas las personas que con su aporte científico y humano colaboraron en la realización de este trabajo de investigación:

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la confianza y apoyo económico recibido durante el periodo que duro esta investigación y mi formación como doctor.

A mi directora de tesis, Dra. Rosa Icela Beltrán Hernández, por su valiosa dirección, tiempo dedicado, ayuda y consejos para la mejor realización de este trabajo de investigación.

A mi comité tutorial, Dra. Gabriela Vázquez, Dr. Carlos Lucho, Dr. Oscar Arce y Dr. Luis Felipe Juárez Santillán, por sus valiosos comentarios, por su tiempo y por todo el apoyo recibido para poder concluir este trabajo.

A mis compañeros Esaú, Vivian, Vanesa, Andrés y Kevin por toda la ayuda recibida en el laboratorio y sobre todo durante el arduo trabajo de campo.

A la Dra. María del Refugio González, Dra. Claudia Coronel y al señor Crescenciano Cruz, personas que depositaron su confianza en nosotros y nos permitieron trabajar dentro de sus instalaciones y predios para llevar a cabo el trabajo de campo y laboratorio.

A mis padres Crescenciano y Benita, por la confianza y soporte que me brindaron durante toda mi formación profesional, por el ejemplo de vida y por enseñarme que la perseverancia es la mejor herramienta para alcanzar las metas. A mi familia, Erika y Erick, por su comprensión.

A mi compañera de vida, Jessica, gracias por la confianza, paciencia, motivación y apoyo incondicional durante todo este proceso de formación profesional.

Gracias a mis amigos, por todo el apoyo emocional durante este periodo que no ha sido fácil debido a diferentes circunstancias, sus distracciones fueron parte importante para lograrlo.

Gracias a todas las personas que me apoyaron para concluir este proyecto de tesis.

Índice

Índice	V
Índice de figuras	VIII
Índice de tablas	IX
Resumen	1
Abstract.....	3
Capítulo 1. Introducción general.....	5
<i>Referencias</i>	7
Capítulo 2. Antecedentes.....	9
<i>Suelos de zonas áridas y semiáridas</i>	10
Características ambientales, geomorfológicas y edáficas de las zonas secas	11
Zonas áridas y semiáridas en México.....	11
<i>Biochar</i>	13
Producción de biochar por pirólisis	13
Características del biochar	14
Efectos del biochar en las propiedades fisicoquímicas del suelo.....	18
Propiedades físicas.....	18
Propiedades químicas	20
Efecto en el rendimiento de los cultivos.....	23
<i>Biofertilizantes</i>	25
Proceso de digestión anaerobia	29
Características del digestado líquido	32
<i>Referencias</i>	33
Capítulo 3. Planteamiento del problema.....	41
<i>Referencias</i>	42
Capítulo 4. Justificación	43
<i>Referencias</i>	44

Capítulo 5. Objetivos	48
<i>General</i>	48
<i>Específicos</i>	48
Capítulo 6. Diseño experimental.....	49
Capítulo 7. Cultivo de cebada (<i>Hordeum vulgare</i>) de temporal a cielo abierto	50
<i>Resumen</i>	51
<i>Introducción</i>	51
<i>Materiales y métodos</i>	53
Biochar.....	53
Biofertilizante	54
Sitio del experimento.....	54
Preparación del terreno y caracterización del suelo	54
Experimento en campo	55
Análisis estadístico.....	56
<i>Resultados y discusión</i>	56
Caracterización de biochar y biofertilizante.....	56
Efecto inicial de la aplicación de biochar en el suelo.....	59
Efectos del biochar y del biofertilizante en las características del suelo después de 2 años de cultivo..	62
Efectos del biochar y biofertilizante en el cultivo de cebada (<i>Hordeum vulgare</i>)	70
Análisis factorial y correlación de Pearson.....	73
<i>Conclusiones</i>	78
<i>Referencias</i>	79
Capítulo 8. Conclusiones generales y recomendaciones	87
Anexo 1: Metodología para la caracterización del biochar, el suelo y el biofertilizante	88
<i>Biochar</i>	88
<i>Suelo</i>	101
<i>Biofertilizante</i>	118
<i>Referencias</i>	124

Anexo 2: Cultivo en invernadero, tomate verde o de cáscara (*Physalis ixocarpa*)..... 125

Índice de figuras

Figura 1. Mapa de zonas áridas, semiáridas y secas subhúmedas en México y en el estado de Hidalgo.	12
Figura 2. Producción, aplicación y beneficios de biochar en suelo y cultivos.	18
Figura 3. Etapas del proceso de DA, pH sugerido para las diferentes etapas y géneros de bacterias relacionadas a cada una de ellas.	30
Figura 4. Contenido de materia orgánica (MO) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	64
Figura 5. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	65
Figura 6. Contenido de nitrógeno inorgánico (N_{inorg}) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	66
Figura 7. Contenido de fósforo disponible (Pd) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de diferentes tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	67
Figura 8. Contenido de potasio extraíble (K) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de diferentes tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	69
Figura 9. (a) Altura de planta y (b) Peso de biomasa de cebada con los diferentes tratamientos: control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	70
Figura 10. Rendimiento de grano de cebada con los diferentes tratamientos: control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf).	72
Figura 11. Gráfico de componentes en espacio rotado del análisis multivariado de los tratamientos aplicados, el tiempo transcurrido de la aplicación y las propiedades físico químicas del suelo	75
Tabla 10. Correlación entre los cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo y el tiempo que transcurrió después de la aplicación de los tratamientos.	77

Índice de tablas

Tabla 1. Clasificación zonas secas definidas de acuerdo con el índice de aridez, porcentaje de superficie ocupada y población.....	10
Tabla 2. Clasificación de suelos característicos de las zonas secas en México.....	12
Tabla 3. Descripción de los tipos de pirólisis y los productos obtenidos en función del tipo de proceso.....	13
Tabla 4. Características de biochar producidos con diferentes temperaturas y materiales.	15
Tabla 5. Efectos reportados con la aplicación de biofertilizantes en diferentes cultivos.	26
Tabla 6. Características del biochar producido con residuos de madera a 500 °C.....	57
Tabla 7. Características del biofertilizante producido a partir de residuos de <i>Opuntia</i> sp. y excretas de conejo.	59
Tabla 8. Caracterización de suelo inicial, suelo inicial más biochar y suelo de los diferentes tratamientos después de ciclos de cultivo de cebada.....	61
Tabla 9. Efecto de los tratamientos en los componentes que determinan el rendimiento	72
Tabla 10. Correlación entre los cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo y el tiempo que transcurrió después de la aplicación de los tratamientos.....	77

Resumen

La degradación de los suelos en zonas áridas y semiáridas se conoce como desertificación, en este proceso el suelo sufre cambios físicos, pérdida de materia orgánica y agotamiento de nutrientes. Dicho proceso es causado principalmente por actividades antropogénicas como la agricultura intensiva y malas prácticas agrícolas de producción. Debido a lo anterior, es necesario implementar estrategias sostenibles en la agricultura con el fin de mejorar los sistemas de producción actuales. El aporte de material orgánico a través de enmiendas ha sido ampliamente estudiado, sin embargo, los beneficios cambian en función de las características del suelo y de la enmienda, las condiciones climáticas y los sistemas de producción empleados en la zona.

Una de las enmiendas orgánicas es el biochar, un producto rico en carbono que se obtiene a través del proceso de pirólisis de material orgánico. Se ha reportado que al ser aplicado en el suelo modifica las propiedades físicas, químicas y biológicas, además de impactar positivamente en las características y el rendimiento de muchos cultivos. Otro tipo de enmienda son los biofertilizantes que se obtienen a través de la digestión anaerobia de material orgánico, y al igual que el biochar influyen en las propiedades del suelo y en las características de los cultivos.

Esta tesis doctoral tuvo como objetivos evaluar el impacto del uso de biochar y biofertilizantes (producidos con residuos generados en la región) en las propiedades de dos suelos de zonas semiáridas del estado de Hidalgo; comparar los efectos de la combinación de biochar y fertilizantes químicos y biochar combinado con biofertilizante de *Opuntia spp.* en las características y el rendimiento del cultivo de tomate de cáscara (bajo agricultura protegida) y en el cultivo de cebada (en un sistema de temporal).

Nuestros resultados indicaron que la aplicación de biochar y biofertilizante de *Opuntia spp.* modificaron algunas de las propiedades físicas (densidad aparente y capacidad de retención de agua), químicas (contenido de materia orgánica, pH, conductividad eléctrica y capacidad de intercambio catiónico) y la disponibilidad de nutrientes (nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio, manganeso, cobre, zinc y hierro).

En cuanto a los efectos en el cultivo, la combinación de biochar y fertilización química mejoró algunas características y el rendimiento del tomate de cáscara, y además, permitió un ahorro de hasta el 80 % de fertilizante químico. Por otra parte, en la cebada, con la aplicación de biochar y la aplicación combinada de biochar y biofertilizante pudimos

identificar el incremento en algunos parámetros que definen el rendimiento durante el primer ciclo de cultivo.

En resumen, los resultados mostraron que el biochar y el biofertilizante de *Opuntia spp.* pueden ser empleados como acondicionadores de suelo para contrarrestar la desertificación, y que cuando se combina el biochar con fertilizantes químicos la nutrición de los cultivos es más eficiente, por lo que es posible usar menos fertilizantes y obtener un rendimiento mayor.

Abstract

Soil degradation in arid and semi-arid zones is known as desertification, in this process, the soil undergoes physical changes, loss of organic matter and nutrient depletion. This process is mainly caused by anthropogenic activities, such as intensive agriculture and poor agricultural practices. Because of the above, it is necessary to implement sustainable strategies in agriculture in order to improve current production systems. The contribution of organic material through amendments has been widely studied, however, the benefits change depending on the characteristics of the soil and the amendment, the climatic conditions and the production systems used in the area.

Biochar is a kind of organic amendment; it is a carbon-rich product got through the pyrolysis process of organic material. It has been reported that when applied to the soil; it changes the physical, chemical and biological properties, besides having a positive impact on the characteristics and yield of many crops. Another type of amendment is the biofertilizers that are got through the anaerobic digestion of organic material, and like biochar, they influence the properties of the soil and the characteristics of the crops.

This doctoral thesis aimed to evaluate the impact of the use of biochar and biofertilizers (produced with waste generated in the region) on the properties of two soils in semi-arid areas of the state of Hidalgo; compare the effects of the combination of biochar and chemical fertilizers and biochar combined with biofertilizer from *Opuntia* spp. in the characteristics and yield of the husk tomato crop (under protected agriculture) and in the barley crop (in a rainfed system).

Our results showed that the application of biochar and biofertilizer from *Opuntia* spp. modified some of the physical properties (bulk density and water holding capacity), chemical properties (organic matter content, pH, electrical conductivity and cation exchange capacity) and the availability of nutrients (nitrogen, phosphorus, potassium, calcium, magnesium, manganese, copper, zinc and iron).

Regarding the effects on the crop, the combination of biochar and chemical fertilization improved some characteristics and the yield of the husk tomato, and also allowed savings of up to 80% of chemical fertilizer. In barley, with the application of biochar and the combined application of biochar and biofertilizer, we could identify the increase in some parameters that define yield during the first crop cycle.

In summary, the results showed that biochar and biofertilizer from *Opuntia* spp. they can be used as soil conditioners to counteract desertification, and that when biochar is combined with chemical fertilizers, crop nutrition is more efficient, so it is possible to use less fertilizer and get a higher yield.

Capítulo 1. Introducción general

La Organización Internacional de las Naciones Unidas, mediante la Convención de las Naciones Unidas para combatir la Desertificación (UNCCD por sus siglas en inglés), ha reconocido la importancia de combatir los efectos de la desertificación de los suelos, ya que se estima que los efectos de este proceso pueden afectar hasta un 38% de la población mundial (Saco y col., 2018). Decir que un suelo se encuentra degradado se refiere a que ha disminuido o perdido la capacidad de brindar servicios ecosistémicos, y el grado de degradación se puede medir cualitativa y cuantitativamente (Brindaban y col., 2012; Hueso-González y col., 2018). La degradación es causada principalmente por actividades antropogénicas y el cambio climático, afecta a todos los ecosistemas, pero se intensifica en las zonas más vulnerables como las tierras secas (Saco y col., 2018).

Se clasifican como tierras secas las zonas con un índice de aridez entre 0.5 y 0.65. Estas tierras ocupan alrededor del 40% de la superficie terrestre mundial y se caracterizan por precipitaciones impredecibles y radiación solar muy alta (Hueso-González y col., 2018; Saco y col., 2018). Estas condiciones climáticas provocan que la cubierta del suelo presente parches de vegetación rodeados de suelo desnudo, estos parches sirven como sumidero de agua y mantienen funcionales los suelos secos. Cuando estos sumideros sufren alguna alteración (causada por sequía, pastoreo o extracción de material vegetal) la escorrentía aumenta, el agua se infiltra con mayor velocidad y se pierde, por tanto, la erosión fluvial y eólica se incrementa (Saco y col., 2018).

Las perturbaciones en los suelos están asociadas a la necesidad de producir alimento para una población que supera los 8 mil millones y que para el año 2050 ascenderá a 9 mil millones de habitantes, además del incremento en la necesidad de proveer fibras, energía y soporte físico para la urbanización (Brindaban y col., 2012; Kopittke y col., 2019). La agricultura intensiva ha sido identificada como la actividad con mayor impacto en la desertificación de suelos, debido a las malas prácticas agrícolas que provocan acidificación o salinización, pérdida de materia orgánica (MO), contaminación, compactación, y que aumentan la vulnerabilidad a la erosión (Stewart-Wade, 2019; Kopittke y col., 2019).

Para afianzar la seguridad alimentaria y frenar la desertificación de los suelos se requiere implementar acciones que permitan el uso sostenible de los recursos suelo y agua en la agricultura. Algunas de las acciones que destacan son: a) Mejorar las prácticas agrícolas y los sistemas de producción, a través del uso adecuado de fertilizantes (sobre todo nitrogenados), implementación de sistemas como la agricultura de conservación, hacer más

eficientes los sistemas de riego, evitar uso irracional de compuestos químicos que provocan contaminación, restaurar suelos degradados o marginales y devolver compuestos orgánicos al suelo; y b) Desarrollar políticas públicas, iniciativas y promover educación ambiental, a través de proyectos de desarrollo urbano sostenible, implementación de incentivos económicos que promuevan el mantenimiento y restauración de suelos, y fomentar la colaboración entre academia, gobierno y productores (Kopittke y col., 2019).

Un suelo degradado se caracteriza por presentar muy bajos contenidos de MO, la cual es una propiedad crítica en la productividad de un suelo, tiene influencia en diferentes propiedades y procesos físicos, químicos y biológicos (formación y estabilización de nuevos agregados, retención de agua, amortiguación del pH, ciclo de nutrientes, entre otros). Además de carbono (C), la MO contiene nitrógeno (N), fósforo (P) y azufre (S), nutrientes indispensables para los cultivos (Celestina y col., 2019). Para recuperar un suelo degradado se debe restaurar el contenido de MO de este, por lo que se recomienda el uso de enmiendas orgánicas. Las enmiendas son cualquier material orgánico que se aplica al suelo con el fin de mejorar el crecimiento de los cultivos, sin embargo, para su aplicación se debe tener en cuenta la estabilidad y madurez del material orgánico (relación C/N) para evitar problemas con la mineralización del carbono orgánico (CO) nativo del suelo, inmovilización de N o alteraciones en el pH (Celestina y col., 2019; Hueso-González y col., 2018).

Los beneficios reportados con la adición de enmiendas son amplios, destacan el aporte de nutrientes; disminución de estrés biótico y abiótico; estimulación de procesos como el crecimiento vegetativo, floración y fructificación; protección contra enfermedades, aumento en el rendimiento y modificación de algunas propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. No obstante, el efecto potencial y la duración de este dependerán de aspectos como las características de las enmiendas usadas, las condiciones del suelo y el clima del lugar donde son aplicadas (Siedt y col., 2021; Celestina y col., 2019; Stewart-Wade y col., 2019). Por ejemplo; la textura de un suelo puede influir en los beneficios hidrológicos que aporta el biochar, es decir, la aplicación de un biochar en un suelo arcilloso puede llegar a incrementar la conductividad del agua mientras que el mismo biochar aplicado en un suelo arenoso puede aumentar la capacidad de retención de agua (Siedt y col., 2021). En cuanto al tiempo, existe estudios a largo plazo que verifican si los efectos de las enmiendas en los suelos pueden tener efectos acumulativos que no son evidentes a corto y mediano plazo (Celestina y col., 2019).

Debido a los diferentes efectos potenciales que tienen las enmiendas orgánicas, en este estudio fueron utilizados dos suelos de diferentes zonas semiáridas y dos enmiendas

orgánicas (biochar y biofertilizante obtenidos a partir de residuos locales y regionales) con el objetivo de: 1) evaluar los efectos iniciales de la adición de biochar en la propiedades de ambos suelos, 2) valorar la evolución a corto plazo de los suelos enmendados con biochar y biofertilizante en diferentes sistemas de producción (agricultura de temporal y agricultura protegida), 3) comparar el impacto de la aplicación de biochar, biochar combinado con biofertilizante y biochar combinado con diferentes niveles de fertilización química, en el rendimiento de los cultivos con el fin de identificar si el uso de enmiendas orgánicas solas o combinadas tienen el potencial de recuperar suelos con algún grado de desertificación y si mejoran la eficiencia del uso de nutrientes para reducir el uso de fertilizantes químicos.

Referencias

- Bindraban, P. S., van der Velde, M., Ye, L., van den Berg, M., Materechera, S., Kiba, D. I., Tamene, L., Ragnarsdóttir, V. K., Jongschaap, R., Hoogmoed, M., Hoogmoed, W., van Beek, C., & van Lynden, G. (2012). Assessing the impact of soil degradation on food production. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 4(5), 478–488. doi:10.1016/j.cosust.2012.09.015
- Celestina, C., Hunt, J. R., Sale, P. W. G., & Franks, A. E. (2019). Attribution of crop yield responses to application of organic amendments: A critical review. *Soil and Tillage Research*, 186, 135–145. doi:10.1016/j.still.2018.10.002
- Hueso-González, P., Muñoz-Rojas, M., & Martínez-Murillo, J. F. (2018). The role of organic amendments in drylands restoration. *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 5, 1–6. doi:10.1016/j.coesh.2017.12.002
- Kopittke, P. M., Menzies, N. W., Wang, P., McKenna, B. A., & Lombi, E. (2019). Soil and the intensification of agriculture for global food security. *Environment International*, 132, 105078. doi:10.1016/j.envint.2019.105078
- Saco, P. M., Moreno-de las Heras, M., Keesstra, S., Baartman, J., Yetemen, O., & Rodríguez, J. F. (2018). Vegetation and soil degradation in drylands: Non linear feedbacks and early warning signals. *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 5, 67–72. doi:10.1016/j.coesh.2018.06.001
- Siedt, M., Schäffer, A., Smith, K. E. C., Nabel, M., Roß-Nickoll, M., & van Dongen, J. T. (2020). Comparing straw, compost, and biochar regarding their suitability as agricultural soil amendments to affect soil structure, nutrient leaching, microbial

communities, and the fate of pesticides. *Science of the Total Environment*, 141607.
doi:10.1016/j.scitotenv.2020.141607

Stewart-Wade, S. M. (2019). Efficacy of organic amendments used in containerized plant production: Part 1 – Compost-based amendments. *Scientia Horticulturae*, 108856
doi:10.1016/j.scienta.2019.108856



Capítulo 2. Antecedentes

Suelos de zonas áridas y semiáridas

Diversos autores e instituciones (Heathcote, W. Köppen, G. T. Trewartha, P. Meigs, Grove, UNESCO, UNEP) han definido y clasificado las zonas áridas y semiáridas de acuerdo a diferentes criterios para delimitar su distribución en el mundo. Estas clasificaciones están basadas principalmente en características hidroclimáticas como precipitación, temperatura y evapotranspiración, aunque también existen algunas que toman en cuenta características del suelo, vegetación, uso del suelo y geomorfología. Por ejemplo, tomando en cuenta la definición de suelo, se denominan suelos áridos a los suelos que se encuentran en las regiones donde la precipitación es insuficiente y debido a la evaporación los carbonatos solubles se acumulan en ellos (Salas, 2000). Por otro lado, tomando en cuenta las características hidroclimáticas se consideran zonas áridas las regiones donde la precipitación media anual es menor a 250 mm y semiáridas las que presenta una precipitación media anual entre 250 y 550 mm (Arámbula, 2005).

Actualmente, para clasificar las regiones secas y subhúmedas se utiliza el índice de aridez, metodología desarrollada por el Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (UNEP, por sus siglas en inglés), la cual se basa en la relación entre la precipitación media anual (P) y la evapotranspiración potencial del cultivo de referencia (PET). Las zonas áridas y semiáridas son aquellas regiones cuyo cociente P/PET está entre 0.5 y 0.65 (Díaz-Padilla, 2011; Gálvez, 2010). De acuerdo con esta clasificación podemos distinguir 4 tipos de regiones secas (Tabla 1) que ocupan alrededor del 47% de la superficie mundial y se encuentran distribuidas próximas a los trópicos y subtrópicos en ambos hemisferios. De acuerdo con la UNEP, en las zonas secas se encuentra el 44% de las tierras dedicadas a la agricultura, el 50% de la ganadería mundial y cerca de 2000 millones de habitantes (Salas, 2000; Gálvez, 2010; UNCCD y Zoï, 2011; Cherlet y col., 2018).

Tabla 1. Clasificación zonas secas definidas de acuerdo con el índice de aridez, porcentaje de superficie ocupada y población.

Zona Climática	Índice de aridez (Relación P/PE)	Porcentaje de la superficie terrestre del mundo	Población	Porcentaje de la población
Hiperárida	$P/PE < 0.05$	7.1	-	-
Árida	$0.05 < P/PE < 0.20$	12.1	242,780,000	4.1
Semiárida	$0.20 < P/PE < 0.50$	17.9	855,333,000	14.4
Subhúmeda seca	$0.50 < P/PE < 0.65$	9.9	909,972,000	15.3

Fuente: Modificada de: Salas (2000); UNCCD (2011).

Características ambientales, geomorfológicas y edáficas de las zonas secas

Una de las principales características ambientales de estas zonas es la escasez de agua provocada por una distribución pluvial anual irregular, con lluvias intensas en un periodo corto de tiempo y sequías prolongadas, además de una alta tasa de evapotranspiración ocasionada por altos niveles de radiación solar, presión de vapor del aire y velocidad del viento. Otras características de estas zonas son temperaturas altamente variables durante el día y la noche, fuertes vientos, arrastre de sedimentos y pérdida de infiltración de agua (Gálvez, 2010).

La geomorfología de un área terrestre está determinada por procesos geofísicos, geoquímicos, biológicos y antropogénicos, y en el caso las zonas áridas y semiáridas es muy variada: desde llanuras cubiertas de arena y con poca o escasa vegetación (desiertos), llanuras con suelos arenosos y vegetación propia del clima (llanos con pastizales o matorrales) hasta zonas con terrenos accidentados o montañas (Salas, 2000; Arámbula, 2005).

Edafológicamente, estas zonas se caracterizan por tener suelos poco profundos, con texturas y valores de pH variables, además de presentar acumulación de sales solubles en todo el perfil del suelo y presentar un horizonte cálcico debido a depósitos de carbonatos que forman una capa poco permeable que impide la infiltración de agua, también son suelos con muy bajo contenido de materia orgánica y baja capacidad de retención de agua, factores que limitan la fertilidad (Salas, 2000; Gálvez, 2010).

Zonas áridas y semiáridas en México

En México las zonas secas se encuentran distribuidas principalmente en la zona Norte (desiertos de Sonora y Chihuahua) y en la zona centro (Figura 1), ocupan aproximadamente 101.5 millones de hectáreas (cerca del 61 % del territorio nacional). De esta superficie, las zonas áridas representan el 15.7%, las semiáridas el 58% y las subhúmedas secas el 26.3%. De acuerdo con el censo poblacional del año 2010, en estas regiones habita el 30 % de la población nacional y se concentra en las zonas semiáridas y subhúmedas. Algunos de los principales usos del suelo en estas zonas son la agricultura (50 % del territorio destinado a la agricultura se encuentra en estas zonas) y los pastizales (naturales e inducidos) utilizados para la ganadería (SEMARNAT, 2015).

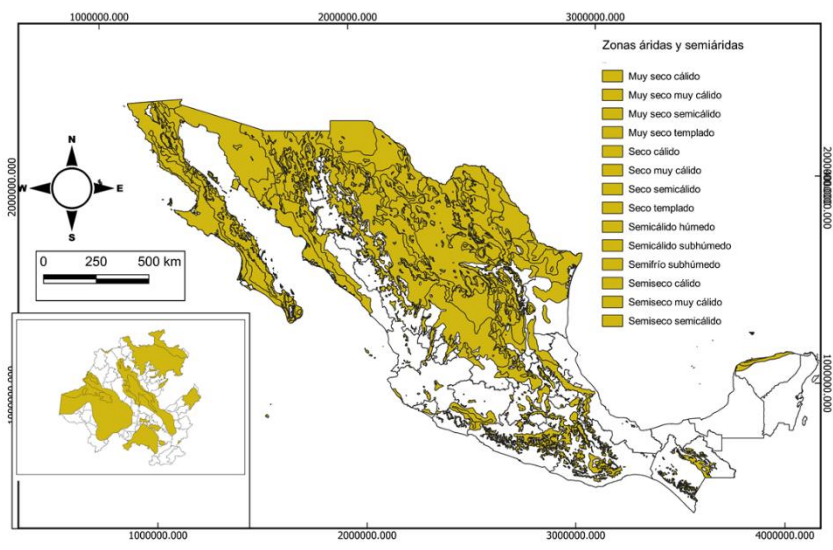


Figura 1. Mapa de zonas áridas, semiáridas y secas subhúmedas en México y en el estado de Hidalgo.
 Fuente: SEMARNAT (2015)

Los suelos característicos de las zonas secas en México son leptosoles, regosoles, calcisoles y vertisoles. Los primeros tres ocupan el 52.4 % del territorio nacional, son suelos someros y poco desarrollados, propensos a la erosión y con baja fertilidad, por lo que la agricultura se dificulta. Los vertisoles son suelos con mayor fertilidad y ocupan el 8.6% del territorio nacional, las características completas de estos suelos podemos encontrarlas descritas en la Tabla 2.

Tabla 2. Clasificación de suelos característicos de las zonas secas en México.

Tipo de suelo	Porcentaje que ocupa en territorio mexicano	Características	Distribución
Leptosoles	28.3	Suelos muy delgados, pedregosos y poco desarrollados, pueden contener alto porcentaje de materia orgánica o de calcio.	Sierra Madre Oriental, Sierra Madre Occidental, Sierra Madre del Sur, penínsulas de Yucatán y Baja California y desierto de Chihuahua.
Regosoles	13.7	Suelos minerales muy jóvenes desarrollados sobre material no consolidado, de colores claros, y pobres en materia orgánica	Sierra Madre Occidental, Sierra Madre del Sur y Península de Baja California

Calcisoles	10.4	Suelos asociados a materiales parentales ricos en bases. Presentan enriquecimiento de carbonatos secundarios originados por depósitos aluviales.	Desiertos de Chihuahua, Aguascalientes, Baja California, Baja California Sur, Coahuila, Durango, Nuevo León, San Luis Potosí, Sonora y Zacatecas
Vertisoles	8.6	Suelos de más de 25 cm de profundidad, con alto contenido de arcillas (30%), se originan a partir de rocas ígneas o sedimentarias, suelos muy fértiles	Sinaloa, Sonora, Guanajuato, Jalisco, Tamaulipas y Veracruz.

Fuente: realizado con datos de SEMARNAT (2015)

Biochar

Producción de biochar por pirólisis

El proceso de pirólisis consiste en la descomposición fisicoquímica de materia orgánica por el efecto de calor en ausencia de un medio oxidante. Mediante el proceso de pirólisis se obtienen productos como biochar, cenizas, un líquido considerado bioaceite debido a sus propiedades de combustible, y un gas con poder de calentamiento medio que puede ser usado en el proceso o extraído para otros fines (Bridgwater, 2012). El rendimiento y las características de los productos están en función principalmente de dos factores, las características de la biomasa que se utilice y el tipo de pirólisis (Bridgwater, 2000). De acuerdo con el tiempo de residencia y la velocidad de calentamiento, los tipos de pirólisis se clasifican en carbonización, pirólisis lenta o convencional, pirólisis rápida y pirólisis ultra rápida o pirólisis flash, los cuales se describen en la Tabla 3.

Tabla 3. Descripción de los tipos de pirólisis y los productos obtenidos en función del tipo de proceso.

Tipo de pirólisis	Tiempo de residencia	Velocidad de calentamiento (°C/s)	Temperatura (°C)	Productos (%)		
				Biochar	Bioaceite	Gas
Carbonización	Horas, días	1	400 - 500	35	30	35
Convencional	5 – 30 min	1	500 - 600	25	50	25
Rápida	1 – 5 s	1 -1000	600 - 1000	12	75	13
Ultra rápida	< 1 s	> 1000	1000	8	80	12

Modificada de Montoya y col. (2014); Urien (2013)

Cualquier tipo de materia orgánica puede ser sometida a pirólisis sin embargo se deben tomar en cuenta los componentes de la biomasa (humedad, contenido de lignina, hemicelulosa y celulosa, además del contenido de carbono, oxígeno, hidrógeno, nitrógeno, azufre elemental y minerales) para lograr estimar su capacidad energética, determinar rendimientos y predecir la cantidad de contaminantes (CO, CO₂, NO_x, SO_x) que serán liberados (Verheijen y col., 2010; Brick & Wisconsin, 2010). Demirbas (2004) sugiere 3 etapas de formación del biochar, en la primera etapa se elimina la humedad y se produce la volatilización de CO, CO₂ y vapor de agua ligados a la hemicelulosa y lignina de la biomasa. En la siguiente etapa se volatiliza la mayor cantidad de compuestos orgánicos con alto contenido de oxígeno y se forma el biochar. En la tercera etapa se liberan CO, CO₂ y compuestos aromáticos ligados a la lignina de la biomasa, lo que origina biochares ricos en carbono fijo (Montoya y col., 2014; Demirbas, 2004).

El rendimiento en peso de biochar dependerá de la temperatura de pirólisis, la velocidad de calentamiento y la composición de la biomasa (porcentaje de celulosa, hemicelulosa y lignina). Se ha reportado que el mayor rendimiento de biochar se obtiene a bajas temperaturas (350-450 °C) mientras que la producción de gases y líquidos incrementa con temperaturas superiores a 550 °C. La velocidad de calentamiento de la biomasa, además de influir en el rendimiento, también determina el grado de porosidad y de área superficial, con tasas bajas de calentamiento (1 °C/min – 100° C/min) se obtienen biochares con alto rendimiento en peso y con gran área superficial y porosidad. En cuanto a la composición de la biomasa, los materiales con mayor proporción de lignina generan alrededor de 47% biochar, mientras que materiales con mayor contenido de hemicelulosa y celulosa solo generan 20 % y 7 % respectivamente (Montoya y col., 2014). Por lo tanto, para obtener altos rendimientos en peso de biochar es recomendable realizar pirólisis con bajas tasas de calentamiento, bajas temperaturas y utilizando materiales lignocelulósicos con mayor contenido de lignina.

Características del biochar

El proceso de pirólisis le brinda al biochar la capacidad de alta persistencia en el suelo y una baja susceptibilidad a ser biodegradado, razón por la cual puede usarse potencialmente como una enmienda orgánica para incrementar la fertilidad y el estado nutrimental, así como para secuestrar carbono (Gaskin y col., 2008). Los cambios observados en suelo no siempre son los mismos y dependerán principalmente de las características fisicoquímicas del biochar y las tasas de aplicación. Como se mencionó anteriormente, las características

del biochar dependerán de la temperatura, tiempo de reacción y composición de la materia prima como se observa en la Tabla 4. Aunque predomina la producción de biochar a temperaturas bajas, cuando se usan residuos de cosechas se obtienen biochares con composiciones elementales y valores de pH sumamente variados. Incluso utilizando la misma materia prima y solo modificando la temperatura las características son diferentes. Suthar y col. (2018) evaluaron las características de 3 biochares de bambú producidos con diferentes temperaturas (300, 450 y 600 °C) y observaron diferencias en pH, el biochar obtenido a 450°C era ácido, a 600°C básico y a 300°C neutro. Otro parámetro que mostró cambios con el gradiente de temperatura fue el área superficial, el valor más alto se presentó en el biochar de 600°C y el menor en el biochar de 300°C.

Tabla 4. Características de biochares producidos con diferentes temperaturas y materiales.

Material (°C)	pH	Área superficial (m ² g ⁻¹)	C (%)	N (%)	P (%)	K (%)	Referencia
Paja de arroz (450-500°C)	8.7	161.3	45	1.1	0.26	4.52	Wu y col., 2021
Mazorcas de maíz (450°C)	9.2	-	79.8	0.70	0.03	-	Frimpong y col., 2021
Cáscara de arroz (500°C)	8.9	-	53.5	0.09	0.15	0.5	Peeyush y col., 2021
Acre blanco (560°C)	7.8		32.9	0.75	-	0.32	Farhangi-Abriz & Torabian, 2017
Caña de maíz (450°C)	8.8	13.3	65.7	1.5	-	-	Wang y col., 2016

A pesar de la variación en las características la mayoría de los biochares presentan propiedades que los hacen buenos candidatos para ser empleados como enmienda de suelos.

El tamaño y distribución de poros en el biochar determinará el potencial de retención de iones y moléculas sobre la superficie. Esta característica está determinada por la temperatura de pirólisis: a mayor temperatura la microporosidad aumenta, por lo tanto el área superficial, la reactividad y la capacidad de adsorción de iones es mayor debido a la formación de compuestos volátiles que producen estructuras más porosas y nuevos sitios de adsorción (Tan y col., 2021). Los microporos son eficientes en la adsorción de partículas

pequeñas como gases y solventes. Por otra parte, el volumen de macroporos es importante para evaluar el uso de biochar como enmienda de suelo, debido a que estos sitios sirven como canales de transporte para los iones adsorbidos en los micro y mesoporos, además de crear sitios para el intercambio de gases, crecimiento de raíces y reproducción de microorganismos (Shariat y col., 2020).

El tamaño de los poros también influye en la densidad aparente (D_a) del biochar, la presencia de microporos ocasiona un incremento en la D_a , contrario a lo que ocurre con la presencia de mesoporos y macroporos. El biochar generalmente presenta valores bajos de D_a ($0.3-0.5 \text{ g/cm}^3$) pero puede llegar a tener valores más altos ($>0.6 \text{ g/cm}^3$) en biochares activados (Shariat y col., 2020). En la agricultura es importante el uso de productos con bajas densidades, sobre todo en suelos muy compactados. Se recomiendan productos con valores de D_a menores a 0.7 g/cm^3 (InfoAgro, 2021) para incrementar la porosidad, promover el flujo de aire y agua, y el desarrollo de raíces.

La composición química de la superficie del biochar (composición elemental, relación C:O, relación C:H y grupos funcionales) influye en las propiedades de adsorción. Dicha composición se ve influenciada por el origen de la biomasa y principalmente por la temperatura. A mayor temperatura la relación C:H disminuye y los grupos funcionales son degradados (Ding y col., 2017). Los grupos funcionales del biochar están relacionados con la composición de la biomasa, generalmente contienen oxígeno (O), nitrógeno (N) y azufre (S), los más comunes son los grupos que contienen O (hidroxilo, carbonilo, fenólico, carboxilo) (Tan y col., 2021). Fan y col. (2021) evaluaron la transformación de los grupos funcionales frente a la velocidad de calentamiento y la temperatura de pirólisis. Observaron que la mayor concentración de grupos funcionales (hidroxilo, carbonilo) se encuentran dentro de los $410-450 \text{ }^\circ\text{C}$, después de los $500 \text{ }^\circ\text{C}$ se descomponen formando alquenos y monóxido de carbono (CO). La presencia de grupos funcionales que contienen nitrógeno es menor debido a las transformaciones que sufren los compuestos que contienen N (amidas, nitrilos) con la aplicación de calor. Generalmente, se presentan grupos con estructuras en forma de anillos como N-piridina, N-pirrol, N-óxido piridínico y N-cuaternario (Leng y col., 2019).

En cuanto al pH, el biochar generalmente presenta valores básicos (>8) y solo en algunos casos puede ser neutro ($7-7.5$) (Zhang y col., 2021). La variación depende, como se ha mencionado, de la biomasa y la temperatura de pirólisis. Los biochares producidos con residuos agrícolas y/o forestales suelen tener pH entre 7.5 y 10.4 , el pH aumenta cuando se utilizan desechos de animales (7.5 a 11.4) y es más básico aún con lodos residuales (8.4

a 11.7) (Gul y col., 2015). El pH básico se debe a la separación de las sales alcalinas asociadas a la materia orgánica de la biomasa (Zhang y col., 2021; Gul y col., 2015), a la descomposición de grupos funcionales ácidos presentes en la superficie (carboxílicos, fenólicos) y a la volatilización de ácidos orgánicos (Ding y col., 2017). En general, mientras más alta sea la temperatura de pirólisis mayor será el pH del biochar.

La capacidad de intercambio catiónico (CIC), al igual que el pH depende principalmente de la temperatura de pirólisis, a mayor temperatura (> 500 °C) la CIC disminuye (Gul y col., 2015). Como se mencionó en el párrafo anterior, las temperaturas altas descomponen los grupos funcionales presentes en el biochar, por lo tanto, las cargas negativas disminuyen y el valor de la CIC decrece (Zhang y col., 2021; Ding y col., 2017).

El biochar es un producto con un alto contenido de C, macro, micro y oligo nutrientes, aunque su composición depende de la materia prima y condiciones de pirólisis (Luz y col., 2018; Ding y col., 2017; Gul y col., 2015). En general, la biomasa está compuesta por C, H, O y N, además de microelementos (Ca, P, K, Mg, Fe, Si y S) y oligoelementos (Mn, Zn y Cu). El porcentaje de C determina el rendimiento en peso del biochar, mientras que el contenido de H y O influye en la capacidad adsorción e interacción con otros compuestos (Hassan y col., 2020). Purakayastha y col. (2019) observaron que a mayor temperatura de pirólisis el porcentaje de C incrementa, mientras que el de H y O disminuye, aunque también influye la velocidad de calentamiento y el tipo de pirólisis. De igual manera observaron que el contenido de N disminuye con altas temperaturas debido a la volatilización.

En cuanto a la fracción mineral del biochar, el contenido generalmente es menor a 5 g kg^{-1} . Al igual que otras propiedades, está relacionada con la temperatura del proceso, a mayor temperatura el porcentaje en peso de los elementos minerales (excepto los volátiles) incrementa debido a la reducción de H y O en la biomasa (Hassan y col., 2020). Por ejemplo, elementos como N, K y Cl se volatilizan a bajas temperaturas, mientras que Ca y Si requieren temperaturas más altas para volatilizarse, y elementos como Mn y Fe suelen ser retenidos en el biochar. Sin embargo, en función de la temperatura y tipo de pirólisis, algunos de estos elementos están presentes en forma de compuestos minerales (óxidos, hidróxidos, nitratos, fosfatos) (Shariat y col., 2020) o sirven como catalizadores para la descomposición o bien participan en la adsorción de diversos contaminantes (Hassan y col., 2020).

Efectos del biochar en las propiedades fisicoquímicas del suelo

En los últimos 10 años se han realizado un gran número de investigaciones acerca del uso de biochar como mejorador de suelo. Las principales aportaciones científicas provienen de la República de China, la Unión Europea, Estados Unidos de América, Australia, Brasil y la India. Las investigaciones se han enfocado principalmente en dos vertientes: la calidad del suelo y la producción de cultivos, y la fijación de carbono y la mitigación de emisiones de gases de efecto invernadero (GEI) (Zhang y col., 2016).

Existe evidencia del uso de biochar como enmienda de suelo para contrarrestar el deterioro que experimentan algunas propiedades físicas y químicas del suelo, así como por el impacto positivo en la fertilidad, en la retención de nutrientes suministrados mediante fertilización y en la retención de agua. En la Figura 2 se resume el proceso de producción del biochar y las características que impacta su aplicación en el suelo y los cultivos.

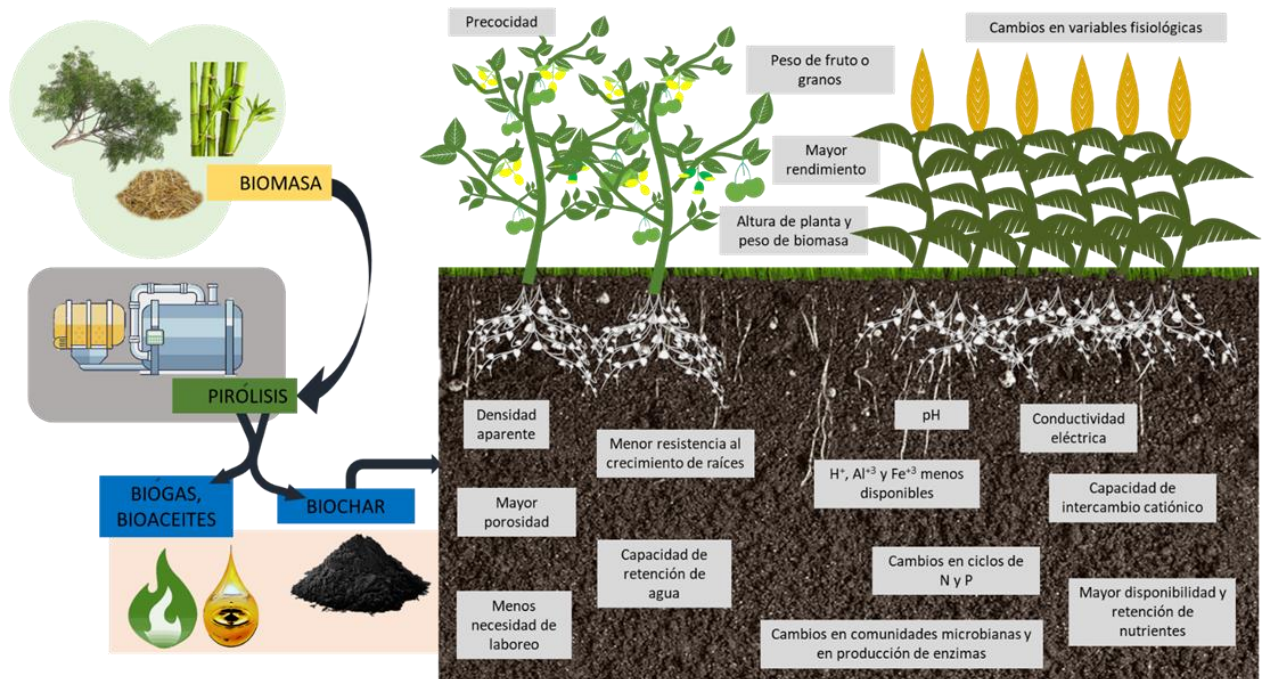


Figura 2. Producción, aplicación y beneficios de biochar en suelo y cultivos.

Propiedades físicas

Estructura del suelo (agregación del suelo)

La estructura del suelo depende del acomodo de las partículas de arcilla, limo y arena que lo componen. A la unión de estas partículas se le llama agregación del suelo y determina la compactación y la forma en que circulan el agua y el aire por el suelo. La agregación se ve influenciada por el contenido de materia orgánica y la actividad microbiana del suelo (FAO, 2022).

El incremento en la materia orgánica y en la biomasa microbiana, por adición del biochar, así como el área superficial y la relación C:O que este presenta, explican la formación de agregados en el suelo debido a las uniones que forma el biochar con los complejos minerales del suelo (Hassan y col., 2020). Un metaanálisis realizado por Islam y col. (2021) mostró que la aplicación de biochar mejora en 16.4% la agregación del suelo e incrementa gradualmente conforme aumenta la tasa de aplicación. Yang y Lu (2021) reportaron que la aplicación de 22.5 t ha⁻¹ de diferentes tipos de biochar aumentaron el contenido y estabilidad de macroagregados (> 5 mm). Sun y col. (2021) evaluaron el efecto de biochar en la estabilidad de agregados en el suelo después de 6 años de cultivo usando dosis de aplicación desde 0 hasta 45.25 t ha⁻¹. Todos los tratamientos con biochar incrementaron los macroagregados (0.25-2 mm) y la estabilidad de estos, sin embargo, esta última se redujo con la dosis más alta.

Densidad aparente

La densidad aparente (Da) indica qué tan compacto o poroso es un suelo. Mientras más alto sea el valor de la Da el suelo será más compacto, lo que condicionará el movimiento del agua y el aire, así como el crecimiento de las raíces de los cultivos. Se ha reportado que la aplicación de biochar reduce los valores de Da. Los cambios se atribuyen al efecto de dilución por la diferencia de densidades entre el suelo y el biochar (Semida y col., 2019), además el alto contenido de C orgánico del biochar promueve el crecimiento de hongos e incrementa la actividad microbiana, lo que resulta en una mayor formación de agregados y un incremento en la porosidad. Los cambios en la Da dependerán del tipo de suelo, tipo de biochar, tamaño de partículas y dosis de aplicación (Zhang y col., 2021). Razzaghi y col. (2019) realizaron un metaanálisis sobre los efectos de biochar en la Da del suelo y, mostraron que se producen cambios más significativos en suelos con textura gruesa y fina. Omondi y col. (2016) realizaron un metaanálisis sobre los cambios observados en las propiedades físicas en suelos de textura gruesa con la adición de biochar. En la mayoría de los estudios se reportó una reducción significativa en la Da. El cambio fue mayor a medida que se incrementaban las tasas de adición de biochar. Verheijen y col. (2019) encontraron que el tamaño de partícula y dosis de aplicación de biochar influyen de forma distinta en la Da de suelos arenosos y franco- arenosos. En suelos arenosos, la Da cambió con dosis bajas (1 % en volumen) y partículas grandes de biochar (2-4 mm), mientras que en suelos franco-arenosos necesitó dosis más altas (> 5 % en volumen) y partículas pequeñas (0.05-1 mm) de biochar.

Capacidad de retención de agua

La capacidad de retención de agua (CRA) es la cantidad de agua que el suelo puede mantener disponible para ser absorbida por los cultivos. Se define como la diferencia que existe entre la capacidad de campo (cantidad de agua retenida 0.1-0.33 bar) y el punto de marchitez permanente (cantidad de agua adsorbida a 15 bar) (FAO, 2022).

La gran porosidad del biochar y su interacción con los poros del suelo mejoran la infiltración, conductividad y capacidad de retención de agua en el suelo. Las partículas pequeñas del biochar interactúan con los poros del suelo, llenan los macroporos y forman mesoporos o microporos donde el agua es retenida (Zhang y col., 2021; Semida y col., 2019). El área superficial y la microporosidad del biochar también participan en la retención de agua, las superficies con grupos funcionales que contienen oxígeno son hidrófilas, por lo que permiten mayor retención de agua en los microporos. Los suelos con textura gruesa poseen menor área superficial y mayor porosidad que el biochar, por tanto, el incremento en la CRA es mayormente significativo en comparación con suelos de textura media (Razzaghi y col., 2019). Se ha reportado que la CRA aumenta en 1.5 % por cada 1 % en peso de biochar añadido a suelos areno-arcillosos (Rehman y col., 2020). Kim y col. (2021) evaluaron la adición de 4 % en peso de biochar a suelos arenosos y observaron que después de 60 días la CRA y la eficiencia en el uso de agua aumentó con respecto al suelo control, y que la respuesta del suelo está asociada a la formación de mesoporos.

Temperatura del suelo

El biochar es un producto carbonoso de color negro, que cuando es añadido en altas cantidades al suelo puede llegar a modificar el color, disminuir la reflectancia de la superficie e incrementar la conductividad térmica del suelo. Con menor reflectancia y mayor temperatura la capacidad de retención de agua incrementa (Zhang y col., 2021).

Propiedades químicas

Contenido de materia orgánica (MO)

La cantidad de materia orgánica (MO) en el suelo depende de las características de este (composición mineral, topografía, microbiota, tipo de suelo), y del equilibrio entre las entradas y salidas de carbono. Mantener un nivel adecuado de MO en el suelo es importante debido a la relación que tiene la MO con diferentes propiedades físicas, químicas y biológicas que influyen o determinan la fertilidad de un suelo.

Como se ha mencionado anteriormente, el biochar es un producto que posee un elevado contenido de carbono orgánico, el cual es altamente estable debido al proceso de pirólisis.

Por ello, el contenido de MO del suelo incrementa cuando se aplica biochar, sobre todo en suelos con baja fertilidad (Semida y col., 2019; El-Naggar y col., 2019). La forma de actuar del biochar en el suelo para incrementar o mantener el contenido de MO aún no es muy clara. Se ha reportado que al ser aplicado acelera la mineralización de la MO en los primeros meses, posteriormente la mineralización se ralentiza y evita la rápida descomposición, comparado con otras enmiendas el biochar es más estable (El-Naggar y col., 2019; Gong y col., 2021). Por otra parte, el biochar promueve la formación de agregados en los que queda retenido el carbono orgánico del suelo, también interactúa con los minerales del suelo formando complejos, donde se adsorben moléculas orgánicas y debido a la actividad catalítica de la superficie de biochar se forman nuevos compuestos orgánicos (Zhang y col., 2021; Gong y col., 2021).

pH y capacidad de intercambio catiónico (CIC)

El pH del suelo determina la disponibilidad de nutrientes en la solución del suelo, mientras que la capacidad de intercambio catiónico (CIC) establece la capacidad para retener e intercambiar iones (nutrientes y tóxicos) con las plantas.

La aplicación de biochar puede modificar el pH del suelo, puede producir un efecto de encalado, neutralizar la acidez y mejorar la disponibilidad de nutrientes en el suelo. Estos efectos están limitados por el tipo de suelo, el tipo de biochar y las dosis de aplicación (Purakayastha y col., 2019; El-Naggar y col., 2019). Se han observado mayores cambios en suelos ácidos debido al pH alcalino que predomina en la mayoría de los biochares. Otra razón para el cambio de pH en el suelo es la unión de grupos carboxilo e hidroxilo (con cargas negativas) y sales básicas (carbonatos, bicarbonatos silicatos) presentes en la superficie de biochar con iones H^+ y Al^+ que se encuentran en la solución del suelo, de esta manera, la concentración de estos iones disminuye y el pH aumenta (Zhang y col., 2021; Gul y col., 2015). En suelos alcalinos se reportan pocos casos donde el pH del suelo cambie con la aplicación de biochar. Algunos estudios (Abujabhah y col., 2016; Laghari y col., 2015) atribuyen la disminución en el pH, al incremento en el contenido de MO y a la presencia de ácidos orgánicos liberados por los microorganismos durante la descomposición de la MO. Debido al envejecimiento del biochar, algunos grupos funcionales disminuyen al igual que el área superficial del biochar (hasta 2 veces menor que en el biochar fresco) lo que hace que el cambio de pH en el suelo dure poco tiempo (Gul y col., 2015; Sorrenti y col., 2016). Por el contrario, con el envejecimiento del biochar incrementa su CIC, debido a la oxidación de la MO, formación de más sitios para la adsorción de cationes y a la formación de grupos funcionales que contienen O (Gul y col., 2015; Purakayastha y col., 2019; El-Naggar y col.,

2019). Estas características son las responsables de que con la adición de biochar la CIC del suelo incremente en 20-40%, lo que permite que la retención de nutrientes y la aplicación de fertilizantes sea más eficiente, sobre todo en suelos con bajo contenido de MO (Zhang y col., 2021).

Nitrógeno en el suelo

La aplicación de biochar en el suelo modifica el ciclo del N debido a que estimula la fijación biológica, aumenta las tasas de mineralización, reduce la desnitrificación y las pérdidas de N por lixiviación de NO_3^- y por volatilización de amoníaco (NH_3), y aumenta el almacenamiento de NH_4^+ en el suelo. La nodulación y fijación biológica del N son estimuladas por algunas propiedades del biochar como el potencial de intercambio de NH_4^+ con la solución del suelo, el contenido de N inorgánico del biochar (facilita la colonización del biochar por diazótrofos) y el aumento en la alcalinidad del suelo (mayor disponibilidad de nutrientes como K, P, Fe y Mn). Además, la microporosidad del biochar forma nichos donde la concentración de O se reduce y se promueve la actividad enzimática para la fijación de N (Lone y col., 2015). La porosidad del biochar también incrementa la aireación del suelo, lo que estimula la población de microorganismos aeróbicos que mineralizan la MO del suelo, con la consecuente mineralización del N orgánico lábil y recalcitrante, y la oxidación del NH_4^+ .

Por otra parte, la capacidad de retener aniones y cationes, la inmovilización de N en la MO y la adsorción de N orgánico y NH_4^+ a los grupos funcionales que se encuentran en la superficie o en los microporos del biochar, juegan un papel importante para evitar la lixiviación de nitratos. Una vez absorbido, el NH_4^+ puede reaccionar con algunos grupos funcionales del biochar y formar aminas y amidas (incluso puede llegar a formar compuestos con mayor estabilidad como la piridina). Posteriormente, tanto el NH_3 como las aminas se pueden disolver en el agua retenida y formar iones NH_4^+ que estarán disponibles en la solución del suelo (Purakayastha y col., 2019; El-Naggar y col., 2019; Lone y col., Spokas y col., 2011).

Fósforo en el suelo

El P es un elemento con disponibilidad limitada para los cultivos, la adición de fertilizantes no resuelve el problema debido a que un gran porcentaje del P aplicado no queda disponible. El P interacciona con elementos y minerales del suelo, lo que provoca su sorción, precipitación e inmovilización.

El biochar puede alterar la química del suelo y modificar los procesos de sorción/desorción y precipitación/disolución del P, y así aumentar la cantidad soluble de este nutriente. Debido a la alta CIC, el biochar puede adsorber cationes como Ca^{+2} , Al^{+3} y $\text{Fe}^{+2, +3}$ que participan en procesos de sorción y precipitación de P. Así mismo la disponibilidad de estos cationes se ve afectada por el cambio en el pH causado por la adición de biochar (Ghodsad y col., 2021; Yang y col., 2021). La disponibilidad de P también se encuentra ligada a la actividad de bacterias solubilizadoras y hongos micorrícicos arbusculares; la aplicación de biochar influye en el crecimiento de estas poblaciones (genera microestructuras donde se reproducen los microorganismos) y aporta alimento y nutrientes que promueven la actividad enzimática, por lo tanto, la mineralización y disponibilidad de P incrementa (Yang y col., 2021).

Efecto en el rendimiento de los cultivos

Como se mencionó en apartados anteriores, una de las líneas de investigación con mayor interés es el efecto de biochar en el rendimiento de los cultivos. Los resultados han sido diversos y aunque la productividad depende del diseño y de las condiciones experimentales, generalmente, se observa un aumento en el rendimiento en suelos ácidos, degradados y pobres en nutrientes (El-Naggar y col., 2019). La tasa de aplicación de biochar también influye en la productividad, a bajas dosis se pueden observar cambios en las propiedades del suelo mientras que para incrementar el rendimiento se necesitan dosis más altas ($> 15 \text{ t ha}^{-1}$) (Cornelissen y col., 2018; Pandit y col., 2018; Li y col., 2018; Chan y col., 2008). El incremento en el rendimiento de los cultivos puede atribuirse a: cambios en las propiedades fisicoquímicas del suelo, nutrientes aportados por el biochar y mayor eficacia en la retención, y efectos en la fisiología y crecimiento de las plantas.

La aplicación de biochar mejora las propiedades hidráulicas del suelo; además, como se ha comentado, provoca un efecto de encalado en suelos ácidos, reduce el Al^{+} intercambiable y el Fe^{+} soluble, por tanto, incrementa la disponibilidad de nutrientes que interactúan con estos dos elementos; también incrementa la porosidad y reduce la Da y la compactación, (Lahgari y col., 2015; Ghodsad y col., 2021). Por otra parte, todos los biochares contienen nutrientes minerales como N, P, K, Ca, Mg, S, Mn, Cu, Zn, Si y B, cuya cantidad dependerá del origen y de las condiciones de pirólisis, al ser aplicado en el suelo estos nutrientes sirven como reservorio para las plantas. También, al aplicar el biochar la CIC del suelo y la disponibilidad de nutrientes y agua se incrementan, por lo que habrá menos pérdida por lixiviación (Yu y col., 2019).

También se han reportado que existen cambios significativos en la fisiología de las plantas (intercambios gaseoso, tasa fotosintética, tasa de transpiración, tasa de asimilación, potencial hídrico de las hojas, uso eficiente del agua y concentración de nutrientes en los tejidos), sobre todo en suelos salinos, donde se han encontrado mejores relaciones K/Na (menor cantidad de Na en los tejidos y mayor presencia de K en el xilema) que favorecen diversos procesos fisiológicos que incrementan el rendimiento (Semida y col., 2019; Yu y col., 2019).

Biofertilizantes

El término biofertilizante abarca el uso de microorganismos, abonos verdes, estiércoles, digestados anaerobios y algunos extractos vegetales en la producción de cultivos o en la recuperación de suelos. Aunque de manera general, los biofertilizantes se caracterizan por contener microorganismos que al ser inoculados en el suelo generan una asociación con las plantas; estas excretan aminoácidos, proteínas, carbohidratos, vitaminas, y hormonas que facilitan la reproducción de los microorganismos y estos, a su vez, proveen y mejoran la disponibilidad de nutrientes, influyen en el metabolismo de las plantas, modifican los exudados de las raíces e incrementan la interacción con otros microorganismos para brindar protección contra organismos patógenos, mejorar la tolerancia a estrés salino e inmovilizar metales tóxicos (Grageda-Cabrera y col., 2012; Gómez-Godínez y col., 2021; Kour y col., 2019). Los microorganismos que se pueden encontrar en los biofertilizantes se dividen en dos grupos: en el primero se encuentran microorganismos que sintetizan compuestos promotores del crecimiento; microorganismos fijadores de nitrógeno, solubilizadores de fósforo, potasio y hierro; microorganismos que mejoran la tolerancia a estrés hídrico, salinidad, metales tóxicos y pesticidas; en el segundo grupo se encuentran los microorganismos que son capaces de disminuir o prevenir el efecto de los organismos patógenos (Armenta y col., 2010).

Existen diferentes presentaciones de biofertilizantes comerciales que han demostrado gran efectividad en la productividad de los cultivos (líquidos, polvos, liofilizados, granulados y turbas), su efectividad depende en gran medida de factores como las condiciones edáficas (contenido de MO y pH), genotipo de las plantas (el sistema radicular influye en la estructura y microhábitat del suelo), microbiota autóctona (antagonismo o sinergismo entre especies de microorganismos) y condiciones ambientales (temperatura, precipitación y humedad) (Gómez-Godínez y col., 2021). Las recomendaciones de uso de los biofertilizantes dependen de las condiciones donde son aplicados, sin embargo, de manera general, todos deben ser amigables con el medio ambiente, permitir ajustes de pH y adición de nutrientes, además de conservar la viabilidad durante un largo periodo de tiempo.

Se ha reportado el uso de diversos biofertilizantes con la presencia de diferentes géneros de bacterias y hongos micorrícicos, entre los que figuran *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Trichoderma*, *Rhizobium* entre otros. En la Tabla 5 se presentan algunos de los efectos observados con la aplicación de diferentes biofertilizantes.

Tabla 5. Efectos reportados con la aplicación de biofertilizantes en diferentes cultivos.

Tipo de Biofertilizante	Cepa/materia prima utilizada	Cultivo	Efectos sobre los parámetros de productividad	Referencia
Fijadores de nitrógeno	<i>Azospirillum</i>	Maíz (<i>Zea mays</i>)	Mayor altura de planta.	(Khan, 2018)
		Pastos (<i>Cynodon nlemfuensis</i>)	Porcentaje alto de materia fresca y seca.	(WingChing-Jones y col., 2016)
		Lisianthus (<i>Eustoma grandiflorum</i>)	Precocidad y mayor porcentaje de germinación in vitro. Aumento en número de hojas, área foliar, peso fresco y seco de las plántulas, longitud y número de raíces, diámetro del haz vascular, grosor de las hojas y grosor de las raíces.	(Santos y col., 2022)
		Algodón (<i>Gossypium hirsutum</i>)	Incremento de hasta 53 % en el tamaño de la planta y la raíz.	(Romero-Perdomo y col., 2017)
	<i>Azotobacter</i>	Fresa (<i>Fragaria x ananassa</i>)	Mayor altura de la planta y área foliar por planta y floración temprana inducida. Mayores contenidos de ácido ascórbico, azúcares totales, compuestos fenólicos totales y capacidad antioxidante	(Negi y col., 2021)
		Trigo (<i>Triticum aestivum</i>)	Aumento en longitud y peso de la raíz, peso de la parte aérea, altura de la planta, peso de la panícula, peso del grano, biomasa total y aumento en el rendimiento del grano entre 16.5 y 19.4 %.	(Mahato y Kafle., 2018)
	<i>Rhizobium</i>	Lentejas (<i>Lens culinaris</i>)	Incremento (19 %) en longitud de raíz, mayor nodulación (42 %), mayor altura de planta y mayor rendimiento en semilla (53 %).	(Paliya y col., 2019)
		Frijol (<i>Phaseolus vulgaris</i>)	Mayor biomasa aérea, rendimiento y contenido de N total en semillas	(Mulas y col., 2011)

		Fresa (<i>Fragaria x ananassa</i>)	Aumento en el contenido de vitamina C, ácido cítrico, antocianinas y epicateína.	(Flores-Félix y col., 2018)
		Maíz (<i>Zea mays</i>)	Aumento del 5 % en rendimiento, aumento en absorción de N de hasta 11.2 % por la planta.	(Sun y col., 2020)
	<i>Bacillus</i>	Pak choi o col china (<i>Brassica rapa chinensis</i>)	Reducción de 68 % en volatilización de amonio, incremento de 19 % en rendimiento y 19 % mayor recuperación de N.	(Xue y col., 2021)
		Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Aumento en el contenido de flavonoides, licopeno y vitamina C en frutos.	(Ochoa-Velasco y col., 2016)
Hongos micorrízicos arbusculares	<i>Glomus fasciculatum</i>	Trigo (<i>Triticum aestivum</i>)	Mayor altura de planta, rendimiento se semilla y contenido de proteína.	(Gaonker y Sreenivasana, 1994)
		Cacahuete (<i>Arachis hypogaea</i>)	Mayor porcentaje de aceite extraído y mayor vida útil.	(Pawar y col., 2018)
	<i>Funneliformis mosseae</i> y <i>Rhizophagus irregularis</i>	Garbanzo (<i>Cicer arietinum</i>)	Incremento en biomasa y rendimiento por planta, mejoró el valor nutricional de los granos (mayor contenido de proteína, Fe y Zn)	(Pellegrino y Bedini, 2018)
Microalgas	<i>Scenedesmus sp.</i>	Arroz (<i>Oriza sativa</i>)	Mayor altura de planta, número de macollos, biomasa y rendimiento de grano.	(Nayak y col., 2019)
	<i>Chlorella vulgaris</i>	Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Incremento en longitud y diámetro del fruto, mayor contenido de sólidos solubles totales, azúcar soluble, ácido ascórbico, proteína total y humedad.	(Suchithra y col., 2022)
Digestados	Porcino	Tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Aumento en follaje, en el número de flores y frutos, y en altura de la planta.	(López-Dávila y col., 2017)
	Residuos sólidos municipales, lodos de depuradora, residuos de flores	Berenjena (<i>Solanum melongena</i>)	Mayor contenido de clorofila total, carotenoides y proteínas en frutos, así como incremento en el rendimiento.	(Vaish y col., 2022)

Proceso de digestión anaerobia

La digestión anaerobia (DA) es un proceso biológico complejo en el cual la materia orgánica es transformada por microorganismos anaerobios en compuestos más simples. Esto ocurre a través de 4 etapas: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis, las cuales se describen en la Figura 3. Durante el proceso se produce biogás (mezcla de H_2 , CH_4 , CO_2 , H_2S , siloxanos y vapor de agua), además de un digestado líquido (que suele ser utilizado en la fertilización debido a un alto contenido de N y P) y un digestado sólido (que es aprovechado como enmienda de suelo). La eficacia y el rendimiento en la conversión de la materia orgánica en metano está en función de las interacciones entre los microorganismos presentes y la estabilidad del proceso de DA, la cual a su vez está relacionada con las propiedades de la materia prima usada (tamaño de partícula, relación C/N) y las condiciones operativas del sistema (pH, ácidos grasos volátiles, temperatura, tiempo de retención, carga orgánica y aditivos (Wu y col., 2021; Pan y col., 2021).

Tamaño de partícula

El tamaño de partícula está relacionado con la velocidad de reacción y descomposición del sustrato, partículas grandes obstruyen el digestor y obstaculizan la función de los microorganismos mientras que una reducción en el tamaño de partícula incrementa la actividad metabólica de las bacterias y beneficia la producción de metano debido a una mayor área de superficie específica. Sin embargo, una sobre reducción en el tamaño de partícula propicia una sobre acidificación en el proceso de DA y por tanto inhibición en la producción de metano (Pan y col., 2021; Alavi-Borazjani y col., 2020).

Relación C/N

Denota la cantidad de carbono sobre nitrógeno que se encuentra presente en el sustrato dentro del proceso de DA. El carbono se encuentra dentro de la fracción orgánica y está relacionado directamente con la producción de metano, mientras que el nitrógeno está presente en las proteínas y se usa en la formación de células bacterianas que participan en el proceso de DA (Pan y col., 2021; Cremones y col., 2021). Para la estabilidad del proceso se recomienda tener una relación C/N media (entre 20 y 35), una relación alta provoca limitaciones en la carga bacteriana debido a poca disponibilidad de N contenido en las proteínas, una relación baja conduce a la formación de NH_4^+ y NH_3 , que inhibe el crecimiento de metanógenos y por tanto la producción de metano (Pawar y col., 2018; Pramanik y col., 2019). Para lograr una relación media se pueden combinar 2 o más

sustratos, usando sustratos ricos en C como desechos urbanos y sustratos ricos en N como estiércoles.

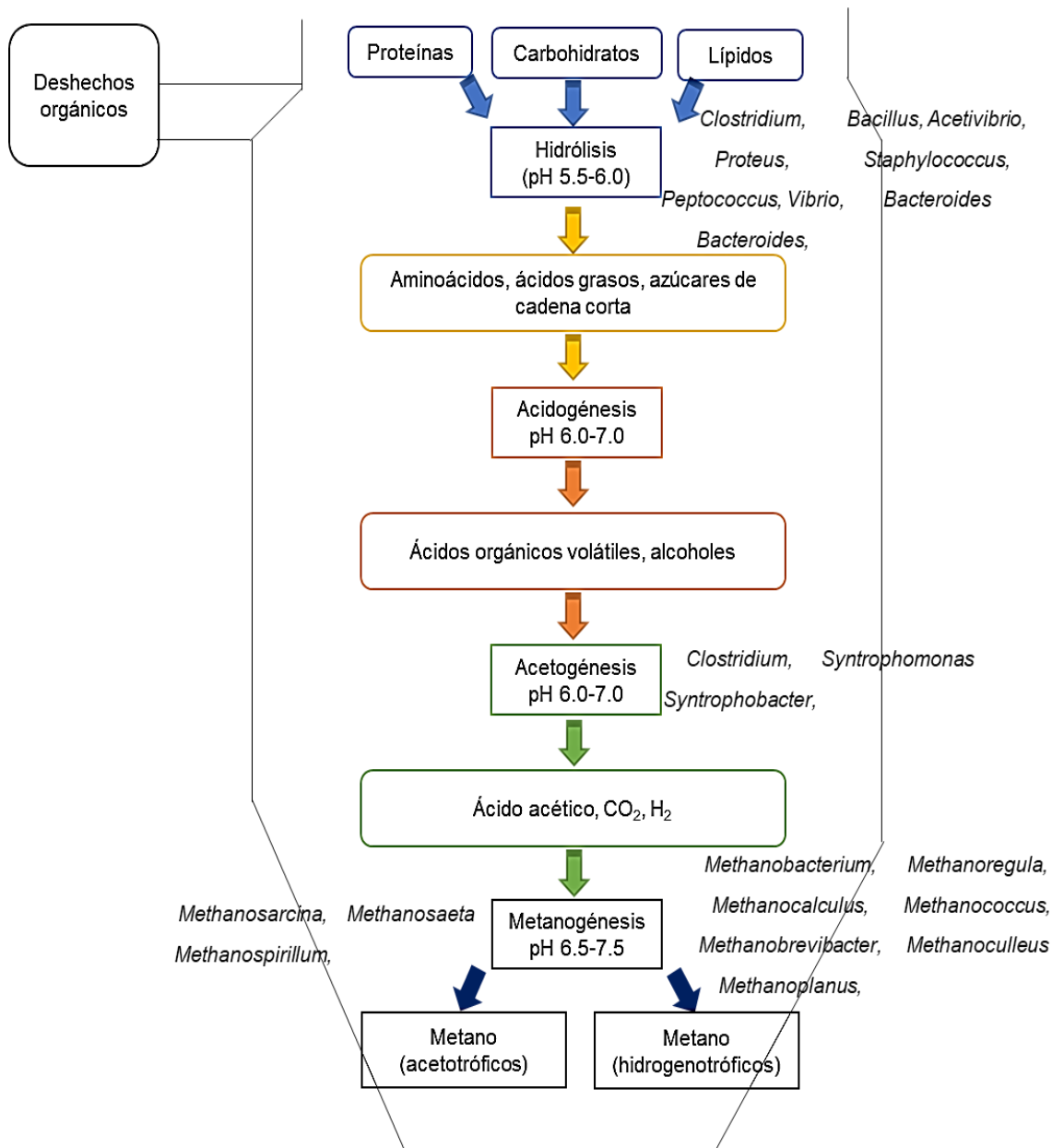


Figura 3. Etapas del proceso de DA, pH sugerido para las diferentes etapas y géneros de bacterias relacionadas a cada una de ellas.

Realizada con información tomada de (Pan y col., 2021; Cremonez y col., 2021; Pramanik y col., 2019)

pH y ácidos grasos volátiles

El pH influye en el crecimiento y la actividad enzimática de los microorganismos, la mayoría de las bacterias anaeróbicas se desarrollan mejor en rangos de pH entre 6.5 y 7.6, sin embargo, cada grupo de bacterias que participan en las diferentes etapas de la DA presenta

un valor de pH ideal. Los valores y rangos que se han reportado para la hidrólisis, acetogénesis y metanogénesis son 6.0, 6.0-7.0, 6.5 y 7.6, respectivamente, aunque valores mayores a 5 y 6.2 son considerados como aceptables para las etapas de acetogénesis y metanogénesis, respectivamente (Wu y col., 2021; Pramanik y col., 2019). Durante las diferentes etapas del proceso de DA el pH se vuelve ácido por lo que se debe ajustar mediante el uso de productos alcalinos como K_2O para evitar la acumulación de ácidos grasos volátiles o la formación de amoníaco, productos que inhiben la producción de metano (Pan y col., 2021; Pramanik y col., 2019).

Los ácidos grasos volátiles (AGV) son productos intermedios en el proceso de DA, se producen en las etapas de acidogénesis y acetogénesis. Los principales AGV que se producen son acetato, propionato, butirato, isobutirato, valerato e isovalerato, de los cuales, el acetato es el principal precursor del metano. Los valores de AGV sirven para conocer el estado metabólico del biorreactor y tener en cuenta el grado de estabilidad del proceso. Se ha reportado que una concentración mayor a 8000 mg L^{-1} de AGV inhibe el proceso de metanogénesis (Wu y col., 2021; Pan y col., 2021; Cremonez y col., 2021; Pramanik y col., 2019).

Temperatura

Es uno de los principales parámetros a controlar durante el proceso de DA, la temperatura influye en el tiempo de retención, en la tasa de crecimiento, el metabolismo y la dinámica de los microorganismos, y en el rendimiento de la producción de metano. Los procesos se pueden clasificar en función de la temperatura en psicrófilos, mesófilos y termófilos, los cuales se llevan a cabo a temperaturas de $25 \text{ }^\circ\text{C}$, $35 \text{ }^\circ\text{C}$ y $55 \text{ }^\circ\text{C}$ respectivamente. Los procesos mesófilos ofrecen mayor estabilidad en la DA con un costo muy bajo, mientras que los termófilos ofrecen mayor producción de metano, menor tiempo de retención, mayor eliminación de patógenos mayor digestibilidad y mejor separación entre las proporciones sólidas y líquidas, sin embargo, resultan más costosos por el uso de energía para alcanzar y mantener estable la temperatura (Pan y col., 2021; Pramanik y col., 2019).

Tiempo de retención

Es uno de los principales parámetros a controlar para la producción de biogás, está en función del tipo de sustrato que alimenta el reactor y de condiciones como la temperatura (Cremonez y col., 2021). Para su evaluación se utilizan dos indicadores, tiempo de retención sólido (tiempo que permanecen las bacterias en el biorreactor) y tiempo de retención hidráulico (tiempo que pasa el digestado en el biorreactor). Tiempos de retención

altos provocan mayor producción de metano, reducción en la cantidad de sólidos volátiles y mejor adaptación de los microorganismos a las condiciones del reactor, mientras que tiempos de retención cortos pueden provocar acumulación de AGV por pérdida de microorganismos y, por consiguiente, inhibición en la producción de metano. Se recomiendan tiempos de retención de 30 a 50 días con temperaturas mesófilas y de 10 a 30 días con condiciones termófilas (Wu y col., 2021; Pramanik y col., 2019).

Carga orgánica

Está definida como la cantidad de sólidos orgánicos que se alimenta por día por unidad de volumen de capacidad del digestor. Si la carga orgánica es mayor a la capacidad de trabajo se puede producir inhibición en la producción de metano, por lo tanto, se ha recomendado que la carga orgánica no sobrepase los valores de 1.5 y 2.5 g L⁻¹d⁻¹ en condiciones mesófilas y termófilas, respectivamente (Pramanik y col., 2019).

Características del digestado líquido

Las características químicas y bioquímicas del digestado líquido dependen de las características de la materia prima (tamaño de partícula, relación C/N, composición química), condiciones del proceso (pH, temperatura, tiempo de retención hidráulico, tasa de carga orgánica), configuración del proceso (semicontinuo o por lote) entre otros (Chong y col., 2022). En general, los digestados líquidos mantienen los niveles de macronutrientes (K, Ca, Na, Mg y sobre todo N y P) y micronutrientes (Fe, Zn, Mn, Cu, Li, Sr, Ba) presentes en la materia prima, salvo por alguna disminución de los elementos que utilizan los microorganismos para su crecimiento y metabolismo (Chong y col., 2022; Torrisi y col., 2021). Por ejemplo, el nitrógeno orgánico presente en las proteínas de los sustratos es transformado en nitrógeno amoniacal, del cual solo una pequeña fracción es consumida por los microorganismos y el resto se encuentra disponible en el digestado líquido. La mayor concentración de N se ha observado en digestados provenientes de excretas de ganado bovino y porcino, seguido de sustratos derivados de desechos alimentarios y al final digestados de aguas residuales y residuos lácteos (Chong y col., 2022; Karl-Johan, 2022). Se ha reportado una concentración de N entre 11.2 y 25.7 g kg⁻¹ en forma de NH₄⁺ y NO₃⁻ (Lu y col., 2021).

Por otro lado, el alto contenido de P proviene de los ácidos nucleicos y fosfolípidos presentes en la materia prima, aunque la presencia de formas solubles de fósforo (fosfatos) está en relación con el pH del digestado, un pH demasiado alcalino provoca precipitaciones

de fósforo. Generalmente se reportan valores de pH entre 6.7 y 8.3 en los digestados anaerobios (Chong y col., 2022; Lu y col., 2021).

Referencias

- Abujabhah, I. S., Bound, S. A., Doyle, R., & Bowman, J. P. (2016). Effects of biochar and compost amendments on soil physico-chemical properties and the total community within a temperate agricultural soil. *Applied Soil Ecology*, *98*, 243–253. doi:10.1016/j.apsoil.2015.10.021
- Alavi-Borazjani, S. A., Capela, I., & Tarelho, L. A. C. (2020). Over-acidification control strategies for enhanced biogas production from anaerobic digestion: A review. *Biomass and Bioenergy*, *143*, 105833. doi:10.1016/j.biombioe.2020.10583
- Arámbula, L. T. (2005). Problemática y alternativas de desarrollo de las zonas áridas y semiáridas de México. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, *IV (2)*, 17-21. [fecha de Consulta 6 de abril de 2022]. ISSN: Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=455545052003>
- Armenta, A., García, C., Camacho, J., Apodaca, M., Montoya, L., Nava, E. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Revista de Sociedad, Cultura y Desarrollo Sustentable*, *6*, 51-56
- Brick, S., & Wisconsin, M. (2010). *Biochar: Assessing the promise and risks to guide U.S. Policy*
- Bridgwater, A. V. & Peacocke G. V. C. (2000). Fast pyrolysis processes for biomass. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *4*, 1-73
- Bridgwater, A. V. (2012). Review of fast pyrolysis of biomass and product upgrading. *Biomass and Bioenergy*, *38*, 68-94. doi: 10.1016/j.biombioe.2011.01.048
- Chan, K. Y., Van Zwieten, L., Meszaros, I., Downie, A., & Joseph, S. (2008). Using poultry litter biochars as soil amendments. *Australian Journal of Soil Research*, *46(5)*, 437. doi:10.1071/sr08036
- Cherlet, M., Hutchinson, C., Reynolds, J., Hill, J., Sommer, S., & Von Maltitz, G. (Eds.) (2018). World atlas of desertification, Office for the Official Publications of the European Communities, Luxembourg.
- Chong, C. C., Cheng, Y. W., Ishak, S., Lam, M. K., Lim, J. W., Tan, I. S., Show, L. S. & Lee, K. T. (2022). Anaerobic digestate as a low-cost nutrient source for sustainable microalgae cultivation: A way forward through waste valorization approach. *Science of The Total Environment*, *803*, 150070. doi:10.1016/j.scitotenv.2021.1500
- Cornelissen, G., Jubaedah, Nurida, N. L., Hale, S. E., Martinsen, V., Silvani, L., & Mulder, J. (2018). Fading positive effect of biochar on crop yield and soil acidity during five growth seasons in

- an Indonesian Ultisol. *Science of The Total Environment*, 634, 561–568. doi:10.1016/j.scitotenv.2018.03.3
- Cremonese, P. A., Teleken, J. G., Weiser Meier, T. R., & Alves, H. J. (2021). Two-Stage anaerobic digestion in agroindustrial waste treatment: A review. *Journal of Environmental Management*, 281, 111854. doi:10.1016/j.jenvman.2020.111854
- Demirbas, A. (2004). Effects of temperature and particle size on biochar yield from pyrolysis of agricultural residues. *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis* 72(2): 243-248.
- Díaz-Padilla, G., Sánchez-Cohen, I., Guajardo-Panes, R. A., Del Ángel-Pérez, A. L., Ruíz-Corral, A., Medina-García, G., & Ibarra-Castillo, D. (2011). Mapeo del índice de aridez y su distribución poblacional en México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 17, 267-275. <https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2010.09.069>
- Ding, Y., Liu, Y., Liu, S., Huang, X., Li, Z., Tan, X., Zeng, G., & Zhou, I. (2017). Potential benefits of biochar in agricultural soils: A review. *Pedosphere*, 27(4), 645–661. doi:10.1016/s1002-0160(17)60375-8
- El-Naggar, A., Lee, S. S., Rinklebe, J., Farooq, M., Song, H., Sarmah, A. K., ... Ok, Y. S. (2019). Biochar application to low fertility soils: A review of current status, and future prospects. *Geoderma*, 337, 536–554. doi:10.1016/j.geoderma.2018.09.03
- Fan, M., Li, C., Sun, Y., Zhang, L., Zhang, S., & Hu, X. (2021). In situ characterization of functional groups of biochar in pyrolysis of cellulose. *Science of The Total Environment*, 799, 149354. doi:10.1016/j.scitotenv.2021.149354
- Farhangi-Abriz, S. & Torabian, S. (2017). Biochar increased plant growth-promoting hormones and helped to alleviate salt stress in common bean seedlings. *Journal of Plant Growth Regulation*, 37(2), 591-601. doi: 10.1007/s00344-017-9756-9
- Flores-Félix, J. D., Velázquez, E., García-Fraile, P., González-Andrés, F., Silva, L. R., & Rivas, R. (2018). *Rhizobium* and *Phyllobacterium* bacterial inoculants increase bioactive compounds and quality of strawberries cultivated in field conditions. *Food Research International*, 111, 416–422. doi:10.1016/j.foodres.2018.05.059
- Frimpong, A. K., Phares, A. C., Boateng, I., Abban-Baidoo, E., & Apuri L. (2021). One-time application of biochar influenced crop yield across three cropping cycles on tropical sandy loam soil in Ghana. *Heliyon*, 7.
- Gálvez, J. F. (2010). El recurso suelo-agua en medios áridos y semiáridos. In: González J. L. R., & Chueca S. A. *C4 y CAM Características generales y uso en programas de desarrollo de tierras áridas y semi-áridas*, 143-149.
- Gaonker, S. N., & Sreenivasa, M. N. (1994). Effects of inoculation with *Glomus fasciculatum* in conjunction with different organic amendments on growth and yield of wheat (*Triticum aestivum* L.). *Microbiological Research*, 149(4), 419-423.

- Gaskin, J., Steiner, C., Harris, K., Das, k. C., & Bibens, B. (2008). Effect of low-temperature pyrolysis conditions on biochar for agricultural use. *American Society of Agricultural and Biological Engineers*, 51 (6), 2061-2069
- Ghodsad, L., Reyhanitabar, A., Maghsoodi, M. R., Asgari Lajayer, B., & Chang, S. X. (2021). Biochar affects the fate of phosphorus in soil and water: A critical review. *Chemosphere*, 283, 131176. doi:10.1016/j.chemosphere.2021.13
- Gómez-Godínez, L. J., Martínez-Romero, E., Banuelos, J., & Arteaga-Garibay, R. I. (2021). Tools and challenges to exploit microbial communities in agriculture. *Current Research in Microbial Sciences*, 2, 100062. doi:10.1016/j.crmicr.2021.100062
- Gong, H., Li, Y., & Li, S. (2021). Effects of the interaction between biochar and nutrients on soil organic carbon sequestration in soda saline-alkali grassland: A review. *Global Ecology and Conservation*, 26, e01449. doi:10.1016/j.gecco.2020.e01449
- Gul, S., Whalen, J. K., Thomas, B. W., Sachdeva, V., & Deng, H. (2015). Physico-chemical properties and microbial responses in biochar-amended soils: Mechanisms and future directions. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 206, 46–59. doi:10.1016/j.agee.2015.03.015
- Hassan, M., Liu, Y., Naidu, R., Parikh, S. J., Du, J., Qi, F., & Willett, I. R. (2020). Influences of feedstock sources and pyrolysis temperature on the properties of biochar and functionality as adsorbents: A meta-analysis. *Science of the Total Environment*, 140714. doi:10.1016/j.scitotenv.2020.140714
- InfoAgro (25 de noviembre de 2021). Tipos de sustratos de cultivo (1ª parte). https://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.htm
- Islam, M. U., Jiang, F., Guo, Z. & Peng, X. (2021). Does biochar application improve soil aggregation? A meta-analysis. *Soil and Tillage Research*, 209, 104926. doi: 10.1016 / j.still.2020.104926
- Karl-Johan B. (2022). Organic fertilizers in greenhouse production systems – a review. *Scientia Horticulturae*, Volume 295, 110855, <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110855>.
- Khan, H. I. (2018). Appraisal of biofertilizers in rice: to supplement inorganic chemical fertilizer. *Rice Science*, 25(6), 357–362. doi:10.1016/j.rsci.2018.10.006
- Kim, Y. J., Hyun, J., Yoo, S. Y., & Yoo, G. (2021). The role of biochar in alleviating soil drought stress in urban roadside greenery. *Geoderma*, 404, 115223. doi:10.1016/j.geoderma.2021.1152
- Kour, D., Rana, K. L., Yadav, A. N., Yadav, N., Kumar, M., Kumar, V., Vyas, P., Dhaliwal, S. H., & Saxena, A. K. (2019). Microbial biofertilizers: Bioresources and eco-friendly technologies for agricultural and environmental sustainability. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 101487. doi:10.1016/j.bcab.2019.101487

- Laghari, M., Mirjat, M. S., Hu, Z., Fazal, S., Xiao, B., Hu, M., Chen, Z., & Guo, D. (2015). Effects of biochar application rate on sandy desert soil properties and sorghum growth. *Catena*, *135*, 313–320. doi:10.1016/j.catena.2015.08.013
- Leng, L., Xu, S., Liu, R., Yu, T., Zhuo, X., Leng, S., Xiong, Q., & Huang, H. (2019). Nitrogen containing functional groups of biochar: an overview. *Bioresource Technology*, *122286*. doi:10.1016/j.biortech.2019.122286
- Li, C., Xiong, Y., Qu, Z., Xu, X., Huang, Q., & Huang, G. (2018). Impact of biochar addition on soil properties and water-fertilizer productivity of tomato in semi-arid region of Inner Mongolia, China. *Geoderma*, *331*, 100–108. doi:10.1016/j.geoderma.2018.06.01
- Lone, A. H., Najar, G. R., Ganie, M. A., Sofi, J. A., & Ali, T. (2015). Biochar for sustainable soil health: A review of prospects and concerns. *Pedosphere*, *25* (5), 639–653. doi: 10.1016 / s1002-0160 (15) 30045-x
- López D. E., Calero H. A., Gómez L. Y., Gil U. Z., Henderson, D., & Jiménez, J. (2017). Efecto agronómico del biosólido en cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum*): control biológico de *Rhizoctonia solani*. *Cultivos Tropicales*, *38*(1), 13-23.
- Lu, J., & Xu, S. (2021). Post-treatment of food waste digestate towards land application: A review. *Journal of Cleaner Production*, *303*, 127033. doi:10.1016/j.jclepro.2021.127033
- Luz, F. C., Cordiner, S., Manni, A., Mulone, V. & Rocco, V. (2018). Biochar characteristics and early applications in anaerobic digestion-a review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, *6* (2), 2892–2909. doi: 10.1016 / j.jece.2018.04.015
- Mahato, S., & Kafle, A. (2018). Comparative study of *Azotobacter* with or without other fertilizers on growth and yield of wheat in Western hills of Nepal. *Annals of Agrarian Science*. doi:10.1016/j.aasci.2018.04.004
- Montoya, J. I., Chejne, F., Catillo, E. F., Acero, J. R., Gómez C. A., Sarmiento, J. A., Valdés C. F., Garzón, L. L., Osorio, J., Tirado, D. F., Blanco, L. A., Moreno, N., Marrugo G. E. & Ospina Y. E. (2014). Pirólisis rápida de biomasa. Medellín, Colombia: Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín.
- Mulas, D., García-Fraile, P., Carro, L., Ramírez-Bahena, M.-H., Casquero, P., Velázquez, E., & González-Andrés, F. (2011). Distribution and efficiency of *Rhizobium leguminosarum* strains nodulating *Phaseolus vulgaris* in Northern Spanish soils: Selection of native strains that replace conventional N fertilization. *Soil Biology and Biochemistry*, *43*(11), 2283–2293. doi:10.1016/j.soilbio.2011.07.018
- Nayak, M., Swain, D. K., & Sen, R. (2019). Strategic valorization of de-oiled microalgal biomass waste as biofertilizer for sustainable and improved agriculture of rice (*Oryza sativa* L.) crop. *Science of the Total Environment*, *682*, 475-484. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.05.123>

- Negi, Y. K., Sajwan, P., Uniyal, S., & Mishra, A. C. (2021). Enhancement in yield and nutritive qualities of strawberry fruits by the application of organic manures and biofertilizers. *Scientia Horticulturae*, *283*, 110038. doi:10.1016/j.scienta.2021.11003
- Ochoa-Velasco, C. E., Valadez-Blanco, R., Salas-Coronado, R., Sustaita-Rivera, F., Hernández-Carlos, B., García-Ortega, S., & Santos-Sánchez, N. F. (2016). Effect of nitrogen fertilization and *Bacillus licheniformis* biofertilizer addition on the antioxidant's compounds and antioxidant activity of greenhouse cultivated tomato fruits (*Solanum lycopersicum* L. var. Sheva). *Scientia Horticulturae*, *201*, 338-345. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.02.015
- Omondi, M. O., Xia, X., Nahayo, A., Liu, X., Korai, P. K., & Pan, G. (2016). Quantification of biochar effects on soil hydrological properties using meta-analysis of literature data. *Geoderma*, *274*, 28–34. doi:10.1016/j.geoderma.2016.03.029
- Paliya, S., Mandpe, A., Kumar, S., & Kumar, M. S. (2019). Enhanced nodulation and higher germination using sludge ash as a carrier for biofertilizer production. *Journal of Environmental Management*, *250*, 109523. doi:10.1016/j.jenvman.2019.109523
- Pan, S.-Y., Tsai, C.-Y., Liu, C.-W., Wang, S.-W., Kim, H., & Fan, C. (2021). Anaerobic co-digestion of agricultural wastes toward circular bioeconomy. *Science*, *24(7)*, 102704. doi:10.1016/j.isci.2021.102704
- Pandit, N. R., Mulder, J., Hale, S. E., Zimmerman, A. R., Pandit, B. H., & Cornelissen, G. (2018). Multi-year double cropping biochar field trials in Nepal: Finding the optimal biochar dose through agronomic trials and cost-benefit analysis. *Science of the Total Environment*, *637-638*, 1333–1341. doi:10.1016/j.scitotenv.2018.05.1
- Pawar, P. B., Khadilkar, J. P., Kulkarni, M. V., & Melo, J. S. (2018). An approach to enhance nutritive quality of groundnut (*Arachis hypogaea* L.) seed oil through endo mycorrhizal fertigation. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, *14*, 18-22. https://doi.org/10.1016/j.bcab.2018.01.012
- Peeyush, S., Vikas, A.; Vikas, S.; Shubham, C. Rao, S., Ganie, A. Q., Hefft, D. I., El-Sheikh, A. M., & Mansoor, S. (2021). Effectiveness of biochar and compost on improving soil hydro-physical properties, crop yield and monetary returns in inceptisol subtropics. *Saudi Journal of Biological Sciences*, *28*, 7539–7549.
- Pellegrino, E., & Bedini, S. (2014). Enhancing ecosystem services in sustainable agriculture: biofertilization and biofortification of chickpea (*Cicer arietinum* L.) by arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and Biochemistry*, *68*, 429-439. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.09.030
- Pramanik, S. K., Suja, F. B., Zain, S. M., & Pramanik, B. K. (2019). The anaerobic digestion process of biogas production from food waste: Prospects and constraints. *Bioresource Technology Reports*, *100310*. doi:10.1016/j.biteb.2019.100310

- Purakayastha, T. J., Bera, T., Bhaduri, D., Sarkar, B., Mandal, S., Wade, P., Kumari, S., Biswas, S., Menon, M., Pathak, H., & Tsang, D. C. W. (2019). A review on biochar modulated soil condition improvements and nutrient dynamics concerning crop yields: pathways to climate change mitigation and global food security. *Chemosphere*, 227. doi:10.1016/j.chemosphere.2019.03.170
- Razzaghi, F., Obour, P. B. & Arthur, E. (2019). Does biochar improve soil water retention? A systematic review and meta-analysis. *Geoderma*, 361, 114055. doi: 10.1016 / j.geoderma.2019.114055
- Rehman, A., Nawaz, S., Alghamdi, H. A., Alrumman, S., Yan, W., & Nawaz, M. Z. (2020). Effects of manure-based biochar on uptake of nutrients and water holding capacity of different types of soils. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 100036. doi:10.1016/j.cscee.2020.100036
- Romero-Perdomo, F., Abril, J., Camelo, M., Moreno-Galván, A., Pastrana, I., Rojas-Tapias, D., & Bonilla, R. (2017). *Azotobacter chroococcum* as a potentially useful bacterial biofertilizer for cotton (*Gossypium hirsutum*): Effect in reducing N fertilization. *Revista Argentina de Microbiología*, 49(4), 377–383. doi:10.1016/j.ram.2017.04.006
- Salas, J. D. (2000). Hidrología de zonas áridas y semiáridas. *Ingeniería del agua*, 7(4), 409-429. <http://iwaponline.com/IA/article-pdf/7/4/409/576820/ia20002855.pdf>
- Santos, M. P., Martínez, S. J., Yarte, M. E., Carletti, S. M., & Larraburu, E. E. (2022). Effect of *Azospirillum brasilense* on the in vitro germination of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Schinn. (*Gentianaceae*). *Scientia Horticulturae*, 299, 111041. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2022.111041>
- SEMARNAT, (2015). Informe de la situación del medio ambiente en México. Compendio de estadísticas ambientales. Indicadores clave, de desempeño ambiental y crecimiento verde. SEMARNAT. México.
- Semida, W. M., Beheiry, H. R., Sétamou, M., Simpson, C. R., Abd El-Mageed, T. A., Rady, M. M., & Nelson, S. D. (2019). Biochar implications for sustainable agriculture and environment: A review. *South African Journal of Botany*, 127, 333–347. doi:10.1016/j.sajb.2019.11.015
- Shariat, P. H. K., Dehghani, M., Sik, O.Y., Nizami, A.-S., Khoshnevisan, B., Mussatto, S. I., Aghbashlo, M., Tabatabael, M., & Lam, S. S. (2020). A comprehensive review of engineered biochar: production, characteristics, and environmental applications. *Journal of Cleaner Production*, 122462. doi:10.1016/j.jclepro.2020.122462
- Sorrenti, G., Masiello, C. A., Dugan, B., & Toselli, M. (2016). Biochar physico-chemical properties as affected by environmental exposure. *Science of the Total Environment*, 563-564, 237–246. doi:10.1016/j.scitotenv.2016.03.2

- Spokas, K. A., Novak, J. M. & Venterea, R. T. (2011). Biochar's role as an alternative N-fertilizer: ammonia capture. *Plant and Soil*, 350 (1-2), 35–42. doi: 10.1007 / s11104-011-0930-8
- Suchithra, M. R., Muniswami, D. M., Sri, M. S., Usha, R., Rasheeq, A. A., & Preethi, B. A. (2022). Effectiveness of green microalgae as biostimulants and biofertilizer through foliar spray and soil drench method for tomato cultivation. *South African Journal of Botany*, 146, 740-750. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2021.12.022>
- Sun, B., Gu, L., Bao, L., Zhang, S., Wei, Y., Bai, Z., Zhuang, G., & Zhuang, X. (2020). Application of biofertilizer containing *Bacillus subtilis* reduced the nitrogen loss in agricultural soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 107911. doi:10.1016/j.soilbio.2020.107911
- Sun, Q., Meng, J., Lan, Y., Shi, G., Yang, X., Cao, D., Chen, W., & Han, X. (2021). Long-term effects of biochar amendment on soil aggregate stability and biological binding agents in brown earth. *Catena*, 205, 105460. doi:10.1016/j.catena.2021.105460
- Suthar, G. R., Wang, C., Nunes, N. M. C., Chen, J., & Sargent, A. S. (2018). Bamboo biochar pyrolyzed at low temperature improves tomato plant growth and fruit quality. *Agriculture* 2018, 8, 153; doi:10.3390/agriculture8100153
- Tan, X.-F., Zhu, S.-S., Wang, R.-P., Chen, Y.-D., Show, P.-L., Zhang, F.-F., & Ho, S.-H. (2021). Role of biochar surface characteristics in the adsorption of aromatic compounds: pore structure and functional groups. *Chinese Chemical Letters*. doi:10.1016/j.cclet.2021.04.059
- Torrisi, B., Allegra, M., Amenta, M., Gentile, F., Rapisarda, P., Fabroni, S., & Ferlito, F. (2021). Physico-chemical and multielemental traits of anaerobic digestate from Mediterranean agro-industrial wastes and assessment as fertiliser for citrus nurseries. *Waste Management*, 131, 201–213. doi:10.1016/j.wasman.2021.06.007
- UNCCD & Zoï (2011). Desertification. A visual synthesis. UNCCD-Zoï Environment Network France 2011.
- Urien, A. (2013). Obtención de biocarbones y biocombustibles mediante pirólisis de biomasa residual (Tesis de maestría) Universidad Nacional de Educación a Distancia, Centro Nacional de Investigaciones Metalúrgicas CENIM, Madrid, España.
- Vaish, B., Srivastava, V., Singh, U. K., Gupta, S. K., Chauhan, P. S., Kothari, R., & Singh, R. P. (2022). Explicating the fertilizer potential of anaerobic digestate: Effect on soil nutrient profile and growth of *Solanum melongena* L. *Environmental Technology & Innovation*, 102471. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2022.102471>
- Verheijen, F. G. A., Zhuravel, A., Silva, F. C., Amaro, A., Ben-Hur, M., & Keizer, J. J. (2019). The influence of biochar particle size and concentration on bulk density and maximum water holding capacity of sandy vs sandy loam soil in a column experiment. *Geoderma*, 347, 194–202. doi:10.1016/j.geoderma.2019.03.044

- Verheijen, F., Jeffery, S., Bastos, A. C, Van der Velde, M. & Dias, I. (2010). *Biochar application to soils: A critical review of effects on soil properties, processes and functions*. EUR 24099 EN, Office for the Official Publications of the European Communities Luxembourg. 149.
- Wang, G-J., Xu, Z-W., & Li, Y. (2016). Effects of biochar and compost on mung bean growth and soil properties in a semiarid area of northeast China. *International Journal of Agriculture & Biology*, 18(5), 1056-1060
- WingChing-Jones, R., Lorío, L. U., & Barquero, L. C. (2016). Uso de *Azospirillum spp.* como biofertilizante en la producción de estrella africana (*Cynodon nlemfuensis*). *Cuadernos de Investigación UNED*, 8(2), 259-265.
- Wu, D., Li, L., Peng, Y., Yang, P., Peng, X., Sun, Y., & Wang, X. (2021). State indicators of anaerobic digestion: A critical review on process monitoring and diagnosis. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 148, 111260. doi:10.1016/j.rser.2021.111260
- Wu, L., Zhang, S., Chen, M., Liu, J., & Ding, X. (2021). A sustainable option: Biochar addition can improve soil phosphorus retention and rice yield in a saline–alkaline soil. *Environmental Technology & Innovation*, 24
- Xue, L., Sun, B., Yang, Y., Jin, B., Zhuang, G., Bai, Z., & Zhuang, X. (2021). Efficiency and mechanism of reducing ammonia volatilization in alkaline farmland soil using *Bacillus amyloliquefaciens* biofertilizer. *Environmental Research*, 202, 111672. doi:10.1016/j.envres.2021.111672
- Yang, C. D., & Lu, S. G. (2021). Effects of five different biochars on aggregation, water retention and mechanical properties of paddy soil: A field experiment of three-season crops. *Soil and Tillage Research*, 205, 104798. doi: 10.1016 / j.still.2020.104798
- Yang, F., Sui, L., Tang, C., Li, J., Cheng, K., & Xue, Q. (2021). Sustainable advances on phosphorus utilization in soil via addition of biochar and humic substances. *Science of the Total Environment*, 768, 145106. doi:10.1016/j.scitotenv.2021.1451
- Yu, H., Zou, W., Chen, J., Chen, H., Yu, Z., Huang, J., Tang, H., Wei, X. & Gao, B. (2019). *Biochar amendment improves crop production in problem soils: A review*. *Journal of Environmental Management*, 232, 8–21. doi:10.1016/j.jenvman.2018.10.117
- Zhang, D., Yan, M., Niu, Y., Liu, X., van Zwieten, L., Chen, D., Bian, R., Cheng, K., Li, L., Joseph, S., Zheng, J., Zhang, X., Zheng, J., Crowley, D., Filley, R. T., & Pan, G. (2016). Is current biochar research addressing global soil constraints for sustainable agriculture? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 226, 25-32. doi: 10.1016/j.agee.2016.04.010
- Zhang, Y., Wang, J., & Feng, Y. (2021). The effects of biochar addition on soil physicochemical properties: A review. *Catena*, 202, 105284. doi:10.1016/j.catena.2021.105284

Capítulo 3. Planteamiento del problema

Actualmente, cerca del 23% de la superficie del planeta presenta algún nivel de degradación. El origen de esta problemática es diverso y tiene efectos ambientales, productivos y sociales. Se reconocen cuatro tipos de degradación edáfica: erosión hídrica, erosión eólica, degradación física y degradación química (López, 2016). Los principales mecanismos de degradación química del suelo son el agotamiento de nutrientes, la acidificación, salinización y contaminación del suelo (López, 2002). En las zonas secas algunos de estos mecanismos actúan más rápidamente y pueden conducir a la desertificación del suelo.

En México, la superficie total destinada para la agricultura es de 27,496,118 hectáreas y se estima que el 69.7% presenta algún tipo de degradación, debido en primer lugar, a erosión hídrica con 25.4%, seguida por degradación química y erosión eólica con 20.1% cada una, y por último degradación física con el 4.1%. (SEMARNAT, 2015). Parte de la degradación química se origina por deficiencia de nutrientes y suele corregirse a través de la adición de fertilizantes, sin embargo, la eficacia de absorción de estos por las plantas es menor al 50% (Armenta-Bojórquez y col., 2010), el resto se pierde por diferentes mecanismos como lixiviación o volatilización, procesos que generan pérdidas económicas y problemas ambientales.

El uso de fertilizantes de origen sintético data de 1950 (Grageda-Cabrera y col., 2012). En los últimos años la demanda de estos productos ha ido en aumento, sobre todo de fertilizantes que aportan nutrientes que limitan la producción como N y P. Por ejemplo, en 2018 se aplicaron 199.4 millones de toneladas de fertilizantes, de los cuales el 60 % correspondió a fertilizantes nitrogenados y el 23 % a fosfatados, estas cifras representan un incremento del 9 % con respecto a lo reportado en el año 2013 (Statista, 2022). En nuestro país, el incremento en el uso de estos productos fue mayor en el mismo periodo (2013-2018), el aumento fue de 40-50% en fertilizantes nitrogenados (amoníaco anhidro, urea, sulfato de amonio) y el 100% en fertilizantes fosfatados (fosfatos de Ca, K, entre otros) (FAOSTAT, 2022).

El uso excesivo de fertilizantes provoca pérdida de carbono en el suelo, menor capacidad de retención de agua, problemas en la estructura de suelo, mayor necesidad de labranza, y pérdida de nutrientes por lixiviación e inmovilización por formación de compuestos minerales insolubles y no asimilables por las plantas. Lo anterior, sumado a los cambios en la precipitación y en la temperatura ambiental provoca que la fertilidad de los suelos

disminuya, y que para mantener el nivel de producción de alimentos haya que hacer mayor uso de productos químicos comerciales.

Referencias

- Armenta-Bojórquez, A. D., García-Gutiérrez, C., Camacho-Báez, J. R., Apodaca-Sánchez, M. Á., Gerardo-Montoya, L., Nava-Pérez, E. (2010). Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai*, 6 (1), 51-56. ISSN: 1665-0441. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=46112896007>
- FAOSTAT, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, Información Estadística, (2022). Consultado 10-03-2022 en <https://www.fao.org/faostat/es/#data/RFB>
- Grageda-Cabrera, O. A, Díaz-Franco, A., Peña-Cabriales, J. J., & Vera-Nuñez, J. A. (2012). Impacto de los biofertilizantes en la agricultura. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 3(6), 1261-1274. Recuperado en 01 de abril de 2022, de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342012000600015&lng=es&tlng=es.
- López, A. (2016). Neutralizar la degradación de las tierras, una aspiración global. ¿Es posible lograrlo en México? *Terra Latinoamericana*, 34 (2), 239-249.
- López, R. (2002). Degradación del suelo: causas, procesos, evaluación e investigación. *Centro Interamericano de Desarrollo e Investigación Ambiental y Territorial, Universidad de los Andes, Mérida (Venezuela)*.
- SEMARNAT, Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales (2015). Informe de la situación del medio ambiente en México. Compendio de estadísticas ambientales. Indicadores clave, de desempeño ambiental y de crecimiento verde. Edición 2015. SEMARNAT, México 2016.
- Statista (2022). Consumo mundial de fertilizantes agrícolas de 2013 a 2018, por tipo de nutriente. Consultado 10-03-2022 en <https://es.statista.com/estadisticas/637237/consumo-mundial-de-fertilizantes-agricolas-por-tipo-de-nutriente/>

Capítulo 4. Justificación

Es importante impulsar el uso de fertilizantes orgánicos o enmiendas de suelo que brinden y mantengan niveles óptimos de carbono y nutrientes en el suelo para obtener el rendimiento máximo del agroecosistema; así como para lograr una estructura física óptima para la retención de agua y aire que sea capaz de soportar periodos de estrés hídrico y de contrarrestar los efectos de la degradación y la desertificación en las zonas secas. Algunas alternativas para lograr lo anterior se basan en el uso de bioproductos como el biochar y los biofertilizantes.

Diversos estudios, tanto de laboratorio como de campo; a corto, mediano y largo plazo, han arrojado resultados que justifican el uso del biochar como mejorador de las propiedades del suelo (Oladele, 2019; Liang y col., 2014; Yao y col., 2017) tales como modificar el contenido y mineralización del N en el suelo y mitigar las emisiones de CH₄ (Nan y col., 2020; Nan y col., 2022; Shen y col., 2021) provocar cambios en las comunidades microbianas y en la actividad enzimática de los microorganismos (Yao y col., 2017; Wang y col., 2021; Amoakwah y col., 2022), participar en la inmovilización y adsorción de metales pesados (Gu y col., 2021; Wu y col., 2022) y provocar un cambio en el rendimiento de los cultivos (Joseph y col., 2020; Hu y col., 2021; Abbruzzini y col., 2019; Wang y col., 2021).

En México, el uso de biochar ha sido poco estudiado, la mayoría de los trabajos reportados se concentran en la producción, caracterización y evaluación de la toxicidad del biochar (Flesch y col., 2019; Chávez-García y col., 2020; Pérez-Cabrera y col., 2021; Orozco-Gutiérrez y Lira-Fuentes, 2020; Velázquez-Maldonado y col., 2019; Velázquez-Machuca y col., 2019; Medina y col., 2018), solo algunos evalúan el efecto de este en las propiedades del suelo o en el rendimiento de los cultivos (Concilco-Alberto y col., 2018; Mondragón-Sánchez y col., 2021; Orozco-Gutiérrez y col., 2021).

Para establecer con claridad recomendaciones de dosis y formas de aplicación del biochar es necesario tener en cuenta diversos aspectos, como las condiciones climáticas, características del suelo y del cultivo, prácticas agrícolas y nivel tecnológico. Por ello, en cada caso se debe adecuar la investigación a las características de la zona, para maximizar los efectos del biochar bajo esas condiciones. Por ejemplo, el incremento en la capacidad de retención de agua, propiedad fundamental en territorios que sufren escasez de agua la mayor parte del año como las zonas áridas y semiáridas. En el estado de Hidalgo, considerado uno de los estados más áridos del país, cerca del 40 % de su territorio corresponde a zonas con clima árido o semiárido con precipitaciones anuales menores a

500 mm y vegetación característica de matorral xerófilo, bosque tropical caducifolio, bosque espinoso y pastizal (Fernández-Badillo y col., 2016).

Debido a la baja precipitación en las zonas áridas y semiáridas de Hidalgo, el tipo de agricultura predominante es de temporal, donde el maíz y la cebada son los principales cultivos sembrados con 206,860 y 110,904 ha, respectivamente (SIACON, 2019). En varias zonas del estado también se practica la agricultura protegida con instalación de riego, para producir calabaza, jitomate, chile y tomate verde, este último ocupa el segundo lugar en superficie sembrada con 1385 ha (SIACON, 2019). Aunque tanto la cebada como el tomate verde ocupan lugares importantes en cuanto a superficie sembrada, el rendimiento promedio de ambos cultivos en Hidalgo (1.8 ton ha^{-1} para cebada y $13.83 \text{ ton ha}^{-1}$ para tomate verde) se encuentra por debajo del rendimiento promedio nacional (2.1 ton ha^{-1} para cebada y 22.9 ton ha^{-1} para tomate) (SIACON, 2019), debido probablemente a la falta de agua en periodos críticos y fertilización nitrogenada en el caso de la cebada, y a suelos pobres o mala nutrición en el caso del tomate verde, por ello la investigación de nuevas alternativas para la fertilización y recuperación de los suelos es fundamental en el estado. Es importante resaltar que con la obtención y uso de bioproductos como el biochar y los biofertilizantes se valorizan residuos orgánicos endémicos de la región, que de otra forma podrían causar contaminación ambiental durante su degradación. Además, con estas acciones contribuimos en cinco de los 17 objetivos de desarrollo sostenible marcados en la agenda 2030 de la FAO, ya que con el uso de estos productos se ayuda a combatir el cambio climático, a disminuir la degradación de suelo por el uso excesivo de fertilizantes químicos y a promover técnicas de producción sostenibles, con la finalidad de terminar con el hambre y alcanzar la seguridad alimentaria (FAO, 2022). Además, ambos bioproductos son inocuos tanto para quienes los aplican como para quienes consumen los cultivos en los que se usan.

Referencias

- Abbruzzini, T. F., Davies, C. A., Toledo, F. H., & Cerri, C. E. P. (2019). Dynamic biochar effects on nitrogen use efficiency, crop yield and soil nitrous oxide emissions during a tropical wheat-growing season. *Journal of Environmental Management*, 252, 109638. doi:10.1016/j.jenvman.2019.109638
- Amoakwah, E., Arthur, E., Frimpong, K. A., Lorenz, N., Rahman, M. A., Nziguheba, G., Islam, K. R. (2022). Biochar amendment impacts on microbial community structures and

- biological and enzyme activities in a weathered tropical sandy loam. *Applied Soil Ecology*, 172. doi.org/10.1016/j.apsoil.2021.104364
- Chávez-García, E., Aguillón-Martínez, J., Sánchez-González, A., & Siebe, C. (2020). Characterization of untreated and composted biochar derived from orange and pineapple peels. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 36(2), 413-427. Epub 04 de mayo de 2021. doi.org/10.20937/rica.53591
- Concilco-Alberto, E.; Moreno-Reséndez, A.; García-Carrillo, M.; Quiroga-Garza, H. M. y Ángel-García, O. 2018. Influencia del biocarbón aplicado al suelo sobre atributos de rendimiento y calidad de avena forrajera. *Terra Latinoamericana*, 36(3):221-228. <https://doi.org/10.28940/terra.v36i3.375>
- FAO, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2022). Consultado el 10-03-2022 en <https://www.fao.org/sustainable-development-goals/es/>
- Fernández-Badillo, L., Manríquez-Morán, N. L., Castillo-Cerón, J. M., & Goyenechea, I. (2016). Análisis herpetofaunístico de la zona árida del estado de Hidalgo. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87(1), 156-170. <https://doi.org/10.1016/j.rmb.2016.01.009>
- Flesch, F.; Berger, P.; Robles-Vargas, D.; Santos-Medrano, G.E.; Rico-Martínez, R. (2019). Characterization and determination of the toxicological risk of biochar using invertebrate toxicity tests in the state of Aguascalientes, México. *Applied Sciences*, 9, 1706. <https://doi.org/10.3390/app9081706>
- Gu, Y., Tan, X., Cai, X., Liu, S. (2021). Remediation of As and Cd contaminated sediment by biochars: Accompanied with the change of microbial community. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 10 (1) 106912. doi.org/10.1016/j.jece.2021.106912
- Hu, Y., Sun, B., Wu, S., Fen, H., Gao, M., Zhang, B., Liu, Y. (2021). After-effects of straw and straw-derived biochar application on crop growth, yield, and soil properties in wheat (*Triticum aestivum* L.) -maize (*Zea mays* L.) rotations: A four-year field experiment. *Science of The Total Environment*, 780, 146560. doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146560
- Joseph, S., Pow, D., Dawson, K., Van Zwieten, L., Rust, J., Munroe, P., Taherymoosavi, S., Mitchell, D. R. g., Robb, S., & Solaiman, Z. M. (2020). Biochar increases soil organic carbon, avocado yields, and economic return over 4 years of cultivation. *Science of The Total Environment*, 138153. doi:10.1016/j.scitotenv.2020.1381
- Liang, F., Li, G., Lin, Q., & Zhao, X. (2014). Crop yield and soil properties in the first 3 years after biochar application to a calcareous soil. *Journal of Integrative Agriculture*, 13(3), 525–532. doi:10.1016/s2095-3119(13)60708-x

- Medina O., L. E. y Medina O. I. N. 2018. Prototipo autotérmico móvil para la producción de biocarbón con biomasa de esquilmos de aguacate. *Terra Latinoamericana*, 36(2):121-129. <https://doi.org/10.28940/terra.v36i2.217>
- Mondragón-Sánchez, A., Medina-Orozco, L. E., Sánchez-Duque, A. y Núñez-Oregel, V. (2021). Efecto de la aplicación de biocarbón en el rendimiento de maíz en Michoacán, México. *Terra Latinoamericana*, 39, 1-7. e896. <https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.896>
- Nan, Q., Fang, C., Cheng, L., Hao, W., Wu, W. (2022). Elevation of NO₃⁻-N from biochar amendment facilitates mitigating paddy CH₄ emission stably over seven years. *Environmental Pollution*, 225, <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.118707>
- Nan, Q., Wang, C., Yi, Q., Zhang, L., Ping, F., Thies, J. E., & Wu, W. (2020). Biochar amendment pyrolysed with rice straw increases rice production and mitigates methane emission over successive three years. *Waste Management*, 118, 1–8. doi:10.1016/j.wasman.2020.08.013
- Oladele, S. O. (2019). Changes in physicochemical properties and quality index of an Alfisol after three years of rice husk biochar amendment in rainfed rice – maize cropping sequence. *Geoderma*, 353, 359–371. doi:10.1016/j.geoderma.2019.06.03
- Orozco-Gutierrez, G. y de Lira-Fuentes, R. 2020. Elaboración de biocarbón para el aprovechamiento de residuos provenientes de las podas de bambú (*Guadua angustifolia*). *Revista Mexicana de Agroecosistemas*. 7(1):1-9, 2007-9559.
- Orozco-Gutiérrez, G., Medina-Telez, L., Elvira-Espinosa, A., Cervantes-Preciado, J.F. (2021). Bamboo biocharcoal as soil fertility enhancer in sugar cane. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 12 (65). <https://doi.org/10.29298/rmcf.v12i65.780>
- Pérez-Cabrera, C. A., Juárez-López, P., Anzaldo-Hernández, J., Alia-Tejagal, I., Salcedo-Pérez, E., Guillén-Sánchez, D., Balois-Morales, R., López-Martínez, V. & Castro-Brindis, R. (2021). Caracterización química de biocarbón de ápices de caña de azúcar elaborado mediante carbonización hidrotérmica y adición de catalizadores orgánicos. *Terra Latinoamericana*, 39, 1-11. e936. <https://doi.org/10.28940/terra.v39i0.936>
- Shen, H., Zhang, Q., Zhang, X., Jiang, X., Zhu, S., Chen, A., Wu, Z., & Xiong, Z. (2021). In situ effects of biochar field-aged for six years on net N mineralization in paddy soil. *Soil and Tillage Research*, 205, 104766. doi:10.1016/j.still.2020.104766
- SIACON, Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta (2019). Consultado el 10-03-2022 en <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430>
- Velázquez-Machuca, M. A.; Equihua-Soriano, J. R.; Venegas-González, J.; Montañez-Soto, J. L.; Pimentel-Equihua, J. L. y Muñoz-Navia, M. (2019). Caracterización física y química de biochar de lodos residuales. *Terra Latinoamericana*, 37(3): 243-251. doi: <https://doi.org/10.28940/terra.v37i3.409>.

- Velázquez-Maldonado, J., Juárez-López, P., Anzaldo-Hernández, J., Alejo-Santiago, G., Valdez-Aguilar, L. A., Alia-Tejacal, I., López-Martínez, V., Pérez-Arias, A., & Guillén-Sánchez, D. (2019). Concentración nutrimental de biocarbón de cascarilla de arroz. *Revista Fitotecnia Mexicana* 42(2):129-136.
- Wang, C., Chen, D., Shen, J., Yuan, Q., Fan, F., Wei, W., Li, Y., & Wu, J. (2021). Biochar alters soil microbial communities and potential functions 3–4 years after amendment in a double rice cropping system. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 311, 107291. doi:10.1016/j.agee.2020.107291
- Wang, F., Wang, X., Song, F. (2021). Biochar and vermicompost improve the soil properties and the yield and quality of cucumber (*Cucumis sativus* L.) grown in plastic shed soil continuously cropped for different years. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 315, 107425. doi.org/10.1016/j.agee.2021.107425
- Wu, F., Chen, L., Hu, P., Zhou, X., Zhou, H., Wang, D., Lu, X., Mi, B. (2022). Comparison of properties, adsorption performance and mechanisms to Cd (II) on lignin-derived biochars under different pyrolysis temperatures by microwave heating. *Environmental Technology & Innovation*, 25, 102196. doi.org/10.1016/j.eti.2021.102196
- Yao, Q., Liu, J., Yu, Z., Li, Y., Jin, J., Liu, X., & Wang, G. (2017). Three years of biochar amendment alters soil physiochemical properties and fungal community composition in a black soil of northeast China. *Soil Biology and Biochemistry*, 110, 56–67. doi:10.1016/j.soilbio.2017.03.005
- Yao, Q., Liu, J., Yu, Z., Li, Y., Jin, J., Liu, X., & Wang, G. (2017). Changes of bacterial community compositions after three years of biochar application in a black soil of northeast China. *Applied Soil Ecology*, 113, 11-21. doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.01.007

Capítulo 5. Objetivos

General

Evaluar los efectos del uso de biochar y biofertilizantes en la calidad del suelo y en la producción de cultivos de riego y de temporal para determinar su viabilidad como mejoradores de suelo en una zona semiárida.

Específicos

- Evaluar la influencia del biochar sobre las propiedades del suelo con monocultivo de cebada de temporal.
- Evaluar la efectividad biológica del biofertilizante de nopal en tomate verde (*Physalis ixocarpa*) y cebada (*Hordeum vulgare*) bajo condiciones de invernadero y a cielo abierto, respectivamente.
- Comparar los efectos de la combinación biochar-fertilización inorgánica y biochar-biofertilización en las propiedades del suelo y en la producción de tomate verde.

Capítulo 6. Diseño experimental

Para cumplir los objetivos del estudio se realizaron dos experimentos: 1) cultivo de tomate verde (*Physalis ixocarpa*) en invernadero y 2) cultivo de cebada (*Hordeum vulgare*) de temporal a cielo abierto.

En el primer experimento se evaluó el efecto inicial de la adición de biochar en el suelo y después de cada ciclo de cultivo en el suelo y en las plantas. Debido a que el tomate verde es un cultivo demandante en cuanto requerimientos nutrimentales, se probaron, durante dos ciclos de cultivo, los siguientes tratamientos: biochar + 20 % fertilización química, biochar + 50 % fertilización química, biochar + biofertilizante y 100 % fertilización química sin adición de biochar, este último fue el tratamiento control. Los resultados de este experimento están publicados en Cruz-Méndez y col. (2021), cuyo documento se encuentra en el Anexo 2.

En el segundo experimento se evaluó el efecto de la aplicación de biochar y biochar con biofertilizante sobre el suelo y el cultivo de cebada. Este experimento se realizó a cielo abierto, en parcelas de 24 m², bajo condiciones de temporal y con el manejo agronómico que realizan los productores. Por ello, solo se probaron tres tratamientos: 3 ton ha⁻¹ de biochar (TB), 3 ton ha⁻¹ biochar + biofertilizante (TBBf), y el tratamiento control (TC) sin fertilización, tal como se cultiva la cebada de temporal en Hidalgo. Se caracterizó inicialmente el suelo y después de cada ciclo de cultivo durante dos años; también se evaluaron las características del cultivo relacionadas con el rendimiento.



Capítulo 7. Experimento 2: Cultivo de cebada (*Hordeum vulgare*) de temporal a cielo abierto

Resumen

Se valoraron los efectos de la aplicación de biochar solo y combinado con biofertilizante, sobre las propiedades físicas y químicas del suelo, así como en el cultivo de cebada maltera de temporal. Durante dos años consecutivos de cultivo se evaluaron 3 tratamientos: control (TC) sin fertilización, 3 ton ha⁻¹ de biochar (TB) y 3 ton ha⁻¹ de biochar + biofertilizante (TBBf), en parcelas de 24 m². Los resultados mostraron que tanto el biochar como el biofertilizante modificaron significativamente algunas de las propiedades fisicoquímicas del suelo. En los dos ciclos de cultivo se observó un incremento significativo con TB y TBBf con respecto a TC en la CIC y la CRA, así como en el contenido de MO, N_{inorg}, P_d, K, Ca, Mg, Mn y Fe. Los valores más altos se presentaron con TBBf.

En cuanto a los efectos en el cultivo de cebada, se presentaron incrementos significativos en la altura de la planta, número de espigas por metro cuadrado, peso de mil granos y rendimiento de grano con TB y TBBf, sin embargo, los efectos solo se observaron durante el primer ciclo de cultivo y al igual que en el suelo, los valores más altos se presentaron con TBBf. Durante el segundo año de cultivo no existieron diferencias entre los tratamientos.

En conclusión, la aplicación de dosis bajas de biochar solo y en combinación con biofertilizante mejoró varias propiedades físicas y químicas del suelo, efecto que se mantuvo durante los dos años del estudio, y que fue mayor cuando se combinó el biochar con el biofertilizante; mientras que el impacto positivo en el cultivo de cebada solo se observó el primer año de estudio.

Introducción

La cebada maltera (*Hordeum vulgare L.*) es un cultivo de gran importancia económica en México. Aproximadamente el 70% de la producción nacional se usa como materia prima para la producción de cerveza y el 30% restante para la alimentación de ganado (De la Rosa y col., 2017; Calderón-García y col., 2015). Además, es un cultivo con un ciclo vegetativo corto (100-110 días hasta la cosecha), el rendimiento responde a bajas tasas de fertilización y no demanda grandes cantidades de agua, por lo que se adapta fácilmente a diversas condiciones edáficas y ambientales (Calderón-García y col., 2015; Aguilar-Ávila & Schwentesius-Rindermann, 2004), como las que se presentan en las zonas de temporal donde se retrasan las lluvias y existen periodos cortos de heladas. Debido a su fácil adaptación se cultiva en 16 estados de la República Mexicana, entre los que destacan

Hidalgo, Puebla, Tlaxcala y Estado de México; estos cuatro estados abarcaron el 83% de la superficie de temporal sembrada en 2019 y 2020 (SIACON, 2020).

Debido a que los costos de producción en zonas de temporal son más bajos que en zonas de riego, la industria cervecera ha apostado por impulsar el cultivo de cebada de manera extensiva en zonas de temporal del Altiplano Central (Hidalgo, Puebla, Tlaxcala y Estado de México) (Aguilar-Ávila & Schwentesius-Rindermann, 2004). Sin embargo, la productividad en estas zonas se encuentra por debajo de las zonas de riego, el rendimiento máximo obtenido en temporal es de 3.3 ton ha⁻¹ (Puebla), mientras que con riego es de 6 ton ha⁻¹ (Guanajuato) (SIACON, 2020). La baja productividad en zonas de temporal se debe principalmente a tres factores: 1) escasez de agua en periodos críticos del cultivo, 2) uso incorrecto de fertilizantes y 3) poco o nulo acceso a nueva información o nuevas tecnologías por parte de los productores.

El acceso al agua en zonas de temporal es exclusivamente a través de las precipitaciones, que generalmente son escasas y erráticas, lo cual produce estrés hídrico en los cultivos. El efecto que produce el estrés hídrico dependerá de la intensidad de este y de la etapa fisiológica del cultivo, si aparece durante la antesis en cebada, el número de granos potenciales por espiga se verá reducido, si el déficit se presenta durante la formación o llenado del grano, el peso y la calidad de la malta estarán mermados (Savin y col., 2022; Pardo y col., 2022)

La fertilización, sobre todo la fertilización nitrogenada es una práctica común en zonas con acceso al agua, mientras que en zonas con limitación de agua la fertilización con N llega a afectar el rendimiento de los cultivos en lugar de beneficiarlo. Por esta razón, los productores en zonas de temporal optan por omitir la fertilización, sobre todo en cebada debido a la idea de que es un cultivo que se adapta mejor a suelos poco fértiles (Savin y col., 2022). Sin embargo, diversas simulaciones y estudios sugieren que el uso constante de fertilizantes nitrogenados en zonas áridas aumentaría la productividad de los cultivos (Monjardino y col., 2013; Savin y col., 2019; Meier y col., 2021; Zunfu y col., 2022).

Se han propuesto algunas actividades para disminuir el impacto del estrés hídrico o el mal uso de fertilizantes nitrogenados, entre las que destacan implementar técnicas de recolección de agua de lluvia, uso de residuos de cultivos como acolchados naturales, disminuir el espacio entre hileras, uso de genotipos mejorados, uso de fertilizantes de liberación lenta, mejor control de malezas, entre otras. No obstante, la mayoría de estas alternativas incrementa el costo de producción y resulta incosteable para la mayoría de los

productores de zonas de temporal, por lo que es importante ofrecer nuevas alternativas que sean accesibles y costeables para los agricultores.

El uso de bioproductos como biofertilizantes, compostas u otras enmiendas orgánicas que se generan con residuos locales han resultado ser efectivas para incrementar el rendimiento de los cultivos. Por ejemplo, la aplicación de lana ovina de desecho mejoró el contenido de C y N en el suelo, el uso del agua fue 30 % más eficiente y el rendimiento en grano de cebada incrementó 50 % (Lal y col., 2020). Jerbi y col., (2022) sugieren que el uso de hongos micorrícicos autóctonos mejora el rendimiento de grano de cebada entre 60 y 90 %. Por otra parte, Agegnehu y col., (2016a) encontraron que la aplicación de combinaciones de biochar, composta y biochar compostado con fertilizante nitrogenado incrementan el rendimiento en grano de cebada entre 30 y 70 %.

Derivado de los reportes que existen en diversos países del uso de biochar combinado con otras enmiendas orgánicas, el objetivo del presente estudio fue evaluar el impacto a corto y mediano plazo que tiene el uso de biochar y un biofertilizante sobre las propiedades fisicoquímicas del suelo y en el cultivo de cebada maltera (*Hordeum vulgare L.*) en una zona semiárida de temporal. Cabe mencionar que el biochar y el biofertilizante fueron producidos aprovechando residuos generados localmente.

Materiales y métodos

Biochar

El biochar utilizado en este experimento fue producido por pirólisis lenta y a baja temperatura (450-500 °C) a partir de residuos de madera. Se caracterizó de acuerdo con los métodos propuestos por la Iniciativa Internacional de Biochar (IBI, por sus siglas en inglés), la Sociedad Americana para Pruebas y Materiales (ASTM, por sus siglas en inglés) y la normatividad mexicana (NOM-021-SEMARNAT-2000). Las metodologías están descritas en el Anexo 1. El pH y la CE se midieron en una dilución 1:20 (p/v) de biochar: agua destilada después de 90 min de agitación (IBI, 2015). El porcentaje de humedad, material volátil y contenido de cenizas se cuantificaron de acuerdo con el método ASTM D1762-84. La distribución del tamaño de partícula se obtuvo mediante tamizado en seco progresivo con tamices de 9,5 mm, 2 mm, 1 mm y 0,6 mm (IBI, 2015). El N total se determinó de acuerdo al método Kjeldahl (IBI, 2015); para las determinaciones de fósforo disponible (P_d), capacidad de intercambio catiónico (CIC) y densidad aparente (D_a) se aplicaron los métodos AS-03, AS-10, AS- 11 y AS-12, respectivamente de la NOM-021-SEMARNAT-

2000 (SEMARNAT, 2000). La capacidad de retención de agua (CRA) se midió gravimétricamente colocando 10 g de biochar en un embudo que contenía un papel filtro doblado, luego se agregaron 50 mL de agua destilada para saturar el suelo y el embudo se cubrió con papel aluminio durante 12 h para evitar la evaporación

Biofertilizante

El biofertilizante se produjo en tres biorreactores discontinuos de 60 L (48 L de volumen de trabajo), utilizando cladodios de nopal (*Opuntia ficus-indica*) como sustrato e inóculo de estiércol de conejo fermentado. Para preparar el inóculo, se mezcló estiércol fresco de conejo con agua (1:3 p/v) y se incubó a 30 °C durante 50 días en condiciones anaerobias. Los biorreactores se alimentaron con una tasa de carga orgánica (OLR, por sus siglas en inglés) de 1.2 kg SV m⁻³ d⁻¹ y se operaron con un tiempo de retención hidráulica de 50 d y a temperatura ambiente (alrededor de 22 °C). El biofertilizante se caracterizó evaluando su contenido de carbono orgánico total (Boraste y col., 2009), nitrógeno total por el método Kjeldahl, fósforo total y demanda química de oxígeno (DQO) (APHA AWWA WEF, 2012). El contenido de Ca, K, Mg, Na, Cu, Fe y Zn se evaluó por espectroscopia de absorción atómica (AAS) (Agilent, Santa Clara, CA, EE. UU.) en una muestra previamente digerida en un horno de microondas (CEM, Matthews, NC, EE. UU.) aplicando el método EPA 3051 (EPA, 1995). Se investigó la presencia de *Salmonella*, *E. coli* y coliformes fecales, los cuales se cuantificaron vertiendo diluciones decimales seleccionadas (10⁻⁵-10⁻⁷ en NaCl al 0,9%) en placas con agar con eosin metileno (EMB, Dibico, Cuatitlán Izcalli, México), después, las placas se incubaron a 37 ° C durante 24 h. Las metodologías anteriores están descritas en el Anexo 1.

Sitio del experimento

El campo experimental está ubicado en el ejido de Santiago Tlapacoya, municipio de Pachuca de Soto, Hidalgo, México, a 20° 04' 31.8" N y 98° 49' 28.1" O, a una altitud de 2543 msnm. El clima es predominantemente semiseco templado con una temperatura promedio anual de 12.6 °C y una precipitación anual de 780 mm. Durante los últimos 15 años se cultivó cebada sin la adición de fertilizantes químicos o enmiendas orgánicas.

Preparación del terreno y caracterización del suelo

Antes de la toma de muestras de suelo se realizó un subsoleo, se barbechó y niveló el terreno mediante el uso de maquinaria agrícola, posteriormente, se realizó el trazado de las

parcelas experimentales. El área de cada parcela fue de 24 m² (4 * 6 m). El biochar se aplicó al voleo en una dosis de 3 ton ha⁻¹, una vez trazadas las parcelas el suelo se caracterizó según los métodos establecidos por la NOM-021-SEMARNAT-2000 (el número de método está entre paréntesis): pH (AS-02), densidad aparente (Da, AS-03), contenido de materia orgánica (MO, AS-07), nitrógeno inorgánico (N_{inorg}, AS-08), fósforo disponible (P_d, AS-10, AS-11), capacidad de intercambio catiónico (CIC, AS-12), Zn, Fe, Cu, Ni, Pb y Cd extraíbles con DTPA (AS-14); Ca, Mg y K solubles (AS-19), conductividad eléctrica (CE, AS-18). Los métodos anteriores se encuentran descritos en el Anexo 1. La capacidad de retención de agua (CRA) se midió de la misma forma que se hizo para el biochar.

Experimento en campo

Para evaluar los cambios producidos por la aplicación de las enmiendas (biochar y biofertilizante) en el suelo se realizó un experimento con cebada (*H. vulgare*) de temporal durante dos ciclos de cultivo. Se comparó la aplicación de biochar y biochar con biofertilizante en el rendimiento del cultivo y en el peso seco de las plantas. Para la siembra se utilizó semilla de la variedad Doña Josefa con una dosis de siembra de 120 kg ha⁻¹, la cual se distribuyó al voleo con ayuda de maquinaria agrícola. Se probaron 3 tratamientos que fueron distribuidos aleatoriamente en las parcelas experimentales: un tratamiento control (TC: suelo sin fertilización), un tratamiento con biochar (TB: suelo + 3 ton ha⁻¹ biochar) y un tratamiento con biochar y biofertilizante (TBBf: suelo + 3 ton ha⁻¹ biochar + biofertilizante). El biofertilizante se diluyó para aplicar el 10% de la dosis recomendada de fertilizante químico de N para zonas de temporal en el estado de Hidalgo y se aplicó en una sola dosis durante el inicio de la etapa de macollaje. Cada tratamiento se probó por triplicado.

La cosecha se realizó cuando la semilla presentaba aproximadamente el 14% de humedad, alrededor de 130 días después de la siembra. Se recolectó una cantidad representativa de plantas por cada tratamiento, se calculó el rendimiento por medio de la fórmula 1 y se determinó el peso seco de las plantas.

$$R (kg ha^{-1}) = NEM * NG * PMG \quad (1)$$

Donde R es el rendimiento por hectárea, NEM es el número de espigas por metro cuadrado, NG es el número de granos por espiga y PMG es el peso de mil granos.

Análisis estadístico

Para evaluar si la aplicación de las enmiendas orgánicas (biochar y biofertilizante) impactó las características físicas y químicas del suelo y el cultivo de cebada, se llevó a cabo un ANOVA de una vía. Posteriormente se realizó una prueba *post hoc* de Tukey para identificar las características que se modificaron significativamente con los tratamientos. La distribución normal de los datos se verificó mediante las pruebas de Shapiro Wilk.

Para evaluar las interacciones entre las características físicas y químicas del suelo y los tratamientos aplicados en los dos años de cultivo, se realizó un análisis estadístico multivariado (correlación de Pearson y análisis factorial, AF). La distribución normal de los datos se verificó mediante las pruebas de Shapiro Wilk, cuando los datos no se ajustaron a una distribución normal se transformaron logarítmicamente o mediante una estandarización. Los coeficientes de correlación de Pearson nos permitieron identificar las variables cuya relación era estadísticamente significativa (con un nivel de significancia 0.05), las cuales seleccionamos para realizar el AF, al que le aplicamos una rotación Varimax. Para realizar los análisis anteriores empleamos el paquete estadístico SPSS ver. 22.

Resultados y discusión

Caracterización de biochar y biofertilizante

Como se mencionó en apartados anteriores, generalmente el pH de la mayoría de los biochares es alcalino (7.1 a 10.5), debido a la separación de sales alcalinas contenidas en la materia prima y a la formación de grupos funcionales básicos en la superficie del biochar (Tomczyk y col. 2020; Wijitkosum 2022). De acuerdo con los resultados de la caracterización fisicoquímica del biochar usado en este experimento (Tabla 6), se observa que presentó un pH neutro (6.8). De acuerdo con Tomczyk y col. (2020) los biochares producidos con residuos de madera presentan valores de pH de hasta 2 unidades menos que los biochares producidos con residuos agrícolas o con desechos urbanos. Wijitkosum (2022) reportó diferencias de hasta 3 unidades en el valor del pH entre biochares producidos, bajo las mismas condiciones de pirólisis (450-500 °C), con residuos agrícolas (de 7.48 a 10.40) y con residuos de madera (de 7.38 a 7.72).

Las diferencias de pH están relacionadas con el contenido de cenizas en el biochar, a mayor contenido de cenizas el pH del biochar es más alcalino, esto se debe a las sales (carbonatos, cloruros) y elementos minerales que se desprenden de la materia prima

durante la pirólisis (Montes-Morán, 2004). Mukome y col. (2013), encontraron valores de pH de 7.3 y 3.1 % de cenizas de en un biochar producido con residuos de madera a 500 °C, mientras que la misma materia prima pirolizada a 450 °C presentó un pH de 7.1 y 2.7% de cenizas. Chen y col. (2018) encontraron cambios significativos en el pH de biochares producidos a diferentes temperaturas después de la eliminación de cenizas. El pH cambió de 9.59 a 5.48 con la eliminación del 2.9% de cenizas.

Al igual que el pH, la CIC y la CE del biochar están relacionadas con el contenido de cenizas, la presencia de elementos minerales y metales alcalinos promueven la formación de grupos funcionales que contienen O, por lo tanto, a mayor contenido de cenizas la CIC y la CE serán más altas (Tomczyk, 2020; Wijitkosum, 2022). El biochar usado en este estudio presentó un contenido de cenizas dentro del rango reportado por Tomczyk y col. (2020) para especies leñosas (<7 %), además de valores de CIC y CE bajos (14.1 $\text{cmol}^+ \text{kg}^{-1}$ y 975 $\mu\text{S m}^{-1}$, respectivamente) (Tabla 6). Estos valores coinciden con los valores encontrados por Hussain y col. (2021) en un biochar producido con residuos de mezquite a 500°C y difieren de los reportados por Yuan y col (2011), quienes observaron que a mayor contenido de cenizas (10.7-73.3 %) la CIC fue más alta (179-304 $\text{cmol}^+ \text{kg}^{-1}$).

Tabla 6. Características del biochar producido con residuos de madera a 500 °C

Parámetro	Valor	Parámetro	Valor
pH	6.8 ± .05	(mg kg^{-1})	
CE ($\mu\text{S m}^{-1}$) ^a	975 ± 6.2	P _d	180 ± 4.5
CIC ($\text{cmol}^+ \text{kg}^{-1}$) ^b	14.1 ± 1.8	N _T	1680 ± 180
Da (g cm^3)	0.30± .01	K	267 ± 7
(%)		Ca	13.3 ± 1.4
Humedad	3.8 ± .1	Mg	12.9 ± 1.1
CRA ^c	47.2 ± 1.5	Mn	45.1 ± 0.4
Carbono fijo	66.4 ± 2.8	Zn	1.5 ± .04
Material volátil	22.3	Cu	15.2 ± .4
Cenizas	7.3 ± 0.21	Pb	> LD
Tamaño de partícula	55 % < 0.6 mm	Ni	> LD
		Cd	>LD

CE: conductividad eléctrica, CIC: capacidad de intercambio catiónico, Da: densidad aparente, CRA: capacidad de retención de agua, P_d: fósforo disponible, N_T: nitrógeno total

Además, el biochar mostró una Da baja (0.30 g cm^{-3}), que ayuda a reducir la compactación del suelo y la necesidad de laboreo, y valores medios para la CRA (47%), que participa en la retención y disponibilidad de agua para los cultivos. Werdin y col. (2019) reportaron

valores similares de D_a (0.32 g cm^{-3}) en biochares con tamaño fino de partícula ($61.6 \% < 0.6 \text{ mm}$), mientras que con partículas gruesas ($> 2 \text{ mm}$) la D_a disminuía ($0.20\text{-}0.24 \text{ g cm}^{-3}$). El biochar presentó valores bajos de N total (1680 mg kg^{-1}) y P_d (180 mg kg^{-1}) (Tabla 6) de acuerdo con el intervalo reportado por Lehmann y Joseph (2009), $1700\text{-}17,000 \text{ mg kg}^{-1}$ y $15\text{-}11,600 \text{ mg kg}^{-1}$ para N y P_d , respectivamente, en biochares de quince orígenes diferentes. Además de la composición de la materia prima, se ha encontrado que los contenidos de N y P del biochar están relacionados con la temperatura y el tiempo de residencia durante la pirólisis, conforme aumenta la temperatura el contenido de cationes básicos y P es mayor, debido a la separación de sales inorgánicas de la materia prima, mientras que la disponibilidad de N disminuye debido a la volatilización de compuestos que contienen N (Yuan y col., 2011; Wang y col., 2020).

De acuerdo con los datos anteriores, la importancia del uso de biochar como acondicionador de suelos radica principalmente en su estructura porosa, el tamaño de partícula, la baja densidad aparente y la capacidad de retención de agua.

Como se observa en la Tabla 7, el biofertilizante presentó un pH moderadamente ácido, coincide con el pH moderadamente ácido que han reportado otros estudios con algunas variedades de *Opuntia* (Quintanar Orozco y col., 2018; García de Cortázar y Varnero, 1998; Varnero y col., 1990). Generalmente los cladodios de nopal (*Opuntia*) presentan valores ácidos de pH ($3.5\text{-}5.5$) debido al ácido málico que generan, producto del metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM, por sus siglas en inglés) propio de estas plantas. Sin embargo, con la adición de estiércoles el pH de los lodos de digestión se estabiliza y logra regular el pH por arriba de 6.0 (Quiroz y col. 2021). Cabe resaltar que el pH ácido aumenta la cantidad de nutrientes disponibles en el biofertilizante.

En la Tabla 7 también se muestra el contenido de nutrientes disponibles en el biofertilizante. El contenido de P_d fue similar al reportado por Quintanar Orozco (2018), mientras que el de N_T , K y Mg fue mayor y el de Ca, Fe, Zn y Cu menor. De igual manera, nuestro biofertilizante presentó valores más altos de P_d , K, Ca, Mg, pero un contenido mucho menor de N_T que lo reportado por Albuquerque y col (2012). La cantidad de nutrientes disponibles en un biofertilizante está en función de la materia prima utilizada y de la tasa de retención hidráulica, generalmente el contenido de nutrientes será mayor en biofertilizantes producidos con desechos animales que con residuos agrícolas (Lehmann y Joseph, 2009). También es importante mencionar que los metales tóxicos Pb, Cd y Ni, de encontrarse presentes en el biochar, están en cantidades menores a los límites de detección ($0.015 \text{ mg Pb kg}^{-1}$, $0.008 \text{ mg Cd kg}^{-1}$ y $0.0042 \text{ mg Ni kg}^{-1}$).

Los biofertilizantes también pueden aportar algunas sustancias promotoras del crecimiento vegetativo como giberelinas y auxinas, las cuales fueron cuantificadas por Cruz-Méndez y col. (2021) en el biofertilizante obtenido con la misma variedad de *Opuntia* para el experimento 1 de esta tesis. Scaglia y col. (2015), encontraron ácidos fenilacéticos y ácido indolacético en la materia orgánica disuelta de un digestado anaerobio de purines de cerdo. El análisis microbiológico mostró la ausencia de coliformes fecales, *E. coli* y *Salmonella* sp, en el biofertilizante por lo que se consideró microbiológicamente seguro para aplicarlo en suelo y de manera foliar en los cultivos.

Tabla 7. Características del biofertilizante producido a partir de residuos de *Opuntia* sp. y excretas de conejo.

Parámetro	Valor
pH	5.7 ± 0.15
	(mg L ⁻¹)
COT	281 ± 32.1
N _T	1043 ± 184.15
P _T	595 ± 94.87
Ca	155 ± 25.3
K	6546 ± 776.81
Mg	1167 ± 273.76
Na	188 ± 28.82
Cu	0.079 ± 0.02
Fe	3.21 ± 0.75
Zn	0.83 ± 0.2
Coliformes totales	Ausencia

COT: carbono orgánico total, N_T: nitrógeno total, P_T: fósforo total

Efecto inicial de la aplicación de biochar en el suelo

En la Tabla 8 se muestra la caracterización de suelo inicial y del suelo después de la aplicación de 3 ton ha⁻¹ de biochar (TB). Inicialmente el suelo presentó un pH ligeramente ácido (6.5), textura arenosa-franca y Da baja (0.93 g cm⁻³), tanto el pH como la densidad contrastan con las características de suelos de zonas áridas y semiáridas (Salas y col., 2000). La baja Da puede estar relacionada con los procesos de secado-humectación del suelo, el tipo de arcillas y la presencia de polisacáridos, proteínas y péptidos en la MO. Algunos minerales arcillosos como la esmectita y algunos de los polisacáridos de la fracción lábil de la MO se hinchan con la presencia de agua, por lo que al aumentar su volumen incrementa afectan el tamaño de los poros del suelo (Mora & Lázaro, 2014).

En cuanto a fertilidad, el suelo inicial presentó bajo contenido de MO (2.2%), niveles medios de P_d, Mg y K; muy bajos de N y Ca; CIC media; concentraciones adecuadas de Mn, Zn y Cu; muy altas de Fe, sin problemas por salinidad (152 $\mu\text{S m}^{-1}$) o toxicidad por metales pesados y alta CRA (69 %), que se relaciona con la CIC que presenta. En general, el suelo inicial mostró características limitadas para la producción agrícola; la baja cantidad de MO, macro y micronutrientes son resultado de años de producción de cebada sin la adición de enmiendas orgánicas o fertilizantes.

Con la adición de 3 ton ha⁻¹ de biochar al suelo algunas de las propiedades mostraron cambios significativos ($P < 0.05$) como se puede observar en la Tabla 8 y en las Figuras 4 - 8. La Da del suelo disminuyó cerca de 2%, aunque el suelo inicial ya presentaba una Da baja, mientras que la CRA aumentó 33% y el pH pasó de ligeramente ácido a neutro (Tabla 8). Los cambios en el pH del suelo fueron beneficiosos para los requerimientos del cultivo, ya que, aunque la cebada puede crecer en un intervalo de pH de 6.5 a 8.0, se desarrolla mejor en suelos moderadamente alcalinos que en suelos ácidos, además el incremento en la retención de agua es un aspecto importante para un cultivo de temporal en una zona donde generalmente la precipitación no supera los 800 mm anuales.

Tabla 8. Caracterización de suelo inicial, suelo inicial más biochar y suelo de los diferentes tratamientos después de ciclos de cultivo de cebada.

Característica del suelo	Antes del cultivo		Después del 1° ciclo de cultivo			Después del 2° ciclo de cultivo		
	Suelo	Suelo + biochar	TC	TB	TBBf	TC	TB	TBBf
pH	6.5 ± 0.1 ^a	7.2 ± 0.1 ^b	7.23 ± 0.15 ^b	7.30 ± 0.2 ^{bc}	7.0 ± 0.1 ^b	7.6 ± 0.1 ^c	7.2 ± 0.1 ^b	7.0 ± 0.1 ^b
CE (µS m ⁻¹)	152 ± 23.2 ^a	161 ± 14.4 ^a	176 ± 7.2 ^a	152 ± 8.7 ^a	170 ± 5.5 ^a	329 ± 4.9 ^b	449 ± 3.2 ^c	356 ± 3.5 ^b
Da (g cm ⁻³)	0.93 ± 0.01 ^{ab}	0.92 ± 0.01 ^a	1.06 ± 0.005 ^e	1.04 ± 0.01 ^{de}	0.97 ± 0.005 ^c	1.06 ± 0.01 ^{de}	1.03 ± 0.01 ^d	0.96 ± 0.01 ^{bc}
CRA (%)	69 ± 2.7 ^a	92 ± 5.02 ^b	113 ± 3.5 ^c	126 ± 1.5 ^d	123 ± 4.1 ^d	117 ± 1.5 ^{cd}	125 ± 4.1 ^d	136 ± 2.5 ^e
			(mg kg ⁻¹)					
Ca	13 ± 0.15 ^a	13 ± 3.06 ^a	10 ± 1.0 ^a	19 ± 1.0 ^b	25 ± 1.0 ^c	13 ± 3.0 ^a	24 ± 1.53 ^c	28 ± 1.53 ^c
Mg	126 ± 1.0 ^{ab}	118 ± 4.93 ^a	139 ± 9.6 ^{bc}	291 ± 12.6 ^d	128 ± 6.2 ^{abc}	136 ± 4.9 ^{abc}	293 ± 4.7 ^d	147 ± 4.5 ^c
Mn	38 ± 0.25 ^a	45 ± 0.43 ^e	38 ± 0.25 ^a	41 ± 0.81 ^c	44 ± 0.35 ^d	40 ± 0.32 ^b	46 ± 0.16 ^e	46 ± 0.21 ^e
Zn	2 ± 0.1 ^b	1.5 ± 0.04 ^a	1.9 ± 0.02 ^b	2.6 ± 0.02 ^d	2.3 ± 0.05 ^{cd}	1.5 ± 0.17 ^a	2.2 ± 0.13 ^c	2.4 ± 0.09 ^{cd}
Fe	110 ± 11 ^a	192 ± 42 ^c	110 ± 11 ^a	165 ± 5.5 ^{bc}	172 ± 5.5 ^{bc}	129 ± 2.5 ^{ab}	172 ± 2.6 ^{bc}	178 ± 1.0 ^c
Cu	2.9 ± 0.1 ^{cd}	2 ± 0.41 ^b	1 ± 0.2 ^a	2.5 ± 0.2 ^{bc}	2.6 ± 0.38 ^{bc}	3.4 ± 0.02 ^d	3.3 ± 0.05 ^d	3.3 ± 0.06 ^d
Pb	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL
Cd	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL
Ni	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL

Letras diferentes indican diferencias significativas (prueba Tukey) $P < 0.05$. LDL: Inferior al límite de detección: DL para Pb = 0,015 mg/kg, DL para Cd = 0,008 mg/kg, DL para Ni = 0,0042 mg/kg. TC: suelo control, TB: suelo + biochar, TBBf: suelo +biochar + biofertilizante. CE: conductividad eléctrica, Da: densidad aparente, CRA: capacidad de retención de agua

La mejora en las propiedades físicas del suelo se relaciona con las propiedades del biochar, por ejemplo la reducción en la D_a se explica por la diferencia de densidades entre el biochar (0.30) y el suelo (0.93) que provocan un efecto de dilución en el suelo (Kim y col., 2021; Lim & Spokas, 2018), mientras que el incremento en la CRA se asocia con la estructura porosa y el tamaño de partícula del biochar, las partículas finas de biochar, generan microporos que retienen agua en contra de la gravedad, lo que aumenta la capacidad de almacenamiento de agua en el suelo (Werdin y col., 2021; Karhu y col., 2011).

Si bien la dosis de aplicación de biochar es importante para observar cambios en las propiedades físicas del suelo, el tamaño de partícula del biochar y la textura del suelo tienen mayor influencia. Kurhu y col. (2011) observaron un incremento de 11% en la CRA de un suelo franco-limoso con la adición de 9 ton ha^{-1} de un biochar con partículas gruesas (<10 mm) mientras que en este estudio el incremento de la CRA fue de 33% con solo 3 ton ha^{-1} de biochar con partículas medias y finas (<6 mm). Omondi y col (2016) y Razzaghi y col. (2019) mediante un metaanálisis reportaron una disminución de 7-9% en la D_a en suelos de textura gruesa y un aumento en la CRA entre 14 y 45% dependiendo de la textura (fina a gruesa) del suelo.

En el presente estudio, también se observó un incremento significativo en el contenido de MO con la adición del biochar, pasó de un contenido bajo (2.2%) a uno alto (4.7%), la CIC mejoró de media ($23 \text{ cmol}^+ \text{ kg}^{-1}$) a alta ($25 \text{ cmol}^+ \text{ kg}^{-1}$), el N_{inorg} se mantuvo (contenido muy bajo), mientras que el P_d se elevó significativamente ($p < 0.05$) de 5.6 a 31 mg kg^{-1} . En cuanto a los demás nutrientes, K, Fe y Mn incrementaron significativamente ($p < 0.05$) y Ca, Mg, Cu y Zn disminuyeron.

El incremento en la CIC, así como el cambio de pH se deben a la alta CIC y la presencia de grupos funcionales (carboxilo, éter, fenol, lactona, pirona, entre otros) en la superficie del biochar (Tomczyk, 2020). El incremento en el contenido de nutrientes está estrechamente relacionado con el contenido de cenizas del biochar.

Efectos del biochar y del biofertilizante en las características del suelo después de 2 años de cultivo

Después del primer ciclo de cultivo el pH del suelo presentó variaciones significativas con respecto al suelo inicial (Tabla 8). Como lo comentamos en el apartado anterior, con la adición de biochar el pH del suelo incrementó. En los dos tratamientos con biochar el pH se mantuvo estable durante los dos ciclos de cultivo (7.2-7.3 en TB y 7 en TBBf), sin embargo con el tratamiento control se registró un incremento en el pH en ambos ciclos de cultivo,

7.23 y 7.6, respectivamente. Los cambios de pH con la adición de biochar se relacionan con el pH del biochar, la interacción entre los grupos funcionales presentes en la superficie del biochar y grupos funcionales del suelo así como la saturación de la solución del suelo con las bases intercambiables (Ca^+ , Mg^+ , K^+ y Na^+), (Xu y col., 2006; Tomczyk y col., 2020; Zhang y col., 2021; Gul y col., 2015), mientras que el aumento de pH en el TC se puede relacionar con el exceso de cationes provenientes de la descomposición de los residuos de paja de cebada después la cosecha y los procesos de secado-humectación del suelo después del periodo de lluvia (Xu y col., 2006; Ding y col., 2019). Yamashita y col., (2011) reportaron que el pH de suelo es mayor en épocas húmedas que en las secas y lo relacionan con un incremento en el flujo de bases intercambiables disponibles en la solución del suelo, cabe mencionar al igual que Yamashita y col. (2011), en el presente estudio, para cada ciclo de cultivo, el primer muestreo se realizó en la época seca y el segundo al final de la época húmeda.

Es importante resaltar que en los tratamientos TB y TBBf la variación de pH entre ciclos de cultivo fue muy pequeña, esto puede deberse a que la adición de biochar y biofertilizante incrementó la MO y la CIC del suelo, propiedades responsables de la capacidad amortiguadora del suelo (Lu y col., 2022).

Por otra parte, la CE solo presentó diferencias significativas ($P < 0.05$) después del segundo ciclo de cultivo (Tabla 8) en el orden de $\text{TB} > \text{TBBf} > \text{TC}$, sin embargo, los valores no representan problemas de salinidad en el suelo.

Respecto a la MO (Figura 4), su contenido aumentó significativamente ($P < 0.05$) con los tratamientos TB y TBBf, después de los dos años de cultivo pasó de un contenido medio (en el suelo inicial y en TC) a un contenido alto con la aplicación de las enmiendas. En el primer año se registró un incremento de 64 % y 109 % en TB y TBBf respectivamente, con respecto a TC, mientras que en el segundo año el aumento fue de 146 % y 79 %, respectivamente con respecto a TC. Greenberg y col. (2019), reportaron un aumento de 238% en la MO con la aplicación de biochar más digestado anaeróbico, sin embargo, su tasa de aplicación de biochar fue de 40 ton ha^{-1} , mientras que con dosis pequeñas (2 ton ha^{-1}) no encontraron diferencias con respecto al tratamiento sin biochar. Por otra parte, el área y la carga superficial del biochar influyen en la formación de complejos orgánico-minerales que promueven la formación de agregados estables y la formación de nueva materia orgánica, además, la estructura porosa permite retener materia orgánica, cationes y diferentes compuestos. Al agregar biofertilizantes que contienen material vegetal altamente descompuesto, microorganismos y grupos funcionales que contienen oxígeno, la

reactividad y solubilidad de la MO incrementa, por lo tanto, el contenido de esta en el suelo será mayor (Greenberg, 2019 y Cen y col., 2021).

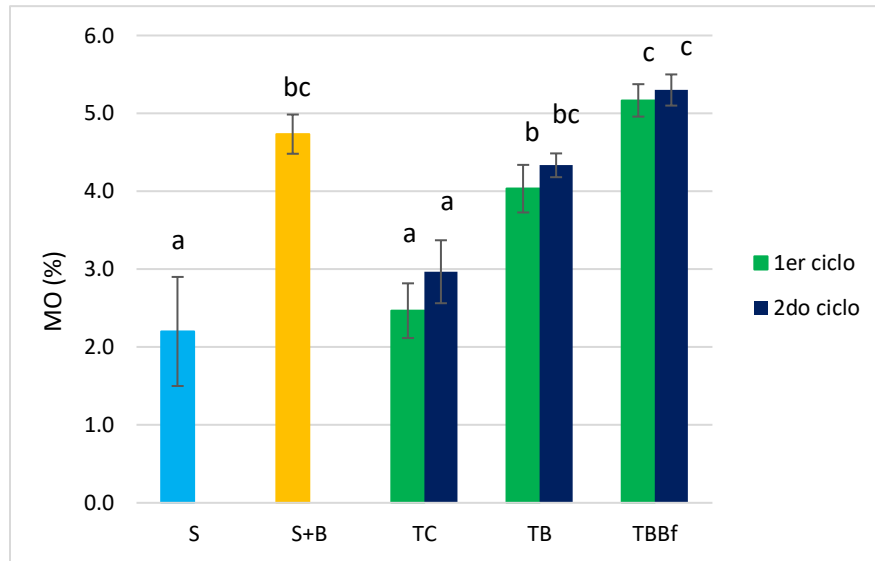


Figura 4. Contenido de materia orgánica (MO) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de Tukey)

Después de los dos años de cultivo, todos los tratamientos presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) en los valores de CIC comparados con los valores del suelo inicial y el suelo más biochar (Figura 5). Después del primer ciclo TB mostró la CIC más alta y fue significativamente diferente ($P < 0.05$) a los demás tratamientos y ciclos de cultivo. Antes de la aplicación de biochar el suelo de estudio presentaba una CIC media, después de dos años de cultivo y de la adición de enmiendas el suelo mantuvo una CIC alta. En TC también aumentó la CIC de media a alta, lo cual puede explicarse por el incremento de MO y pH, cuando aumenta el pH incrementa la carga negativa de las arcillas con carga variable y de la materia orgánica, que también tiene carga variable (Yamashita y col., 2011).

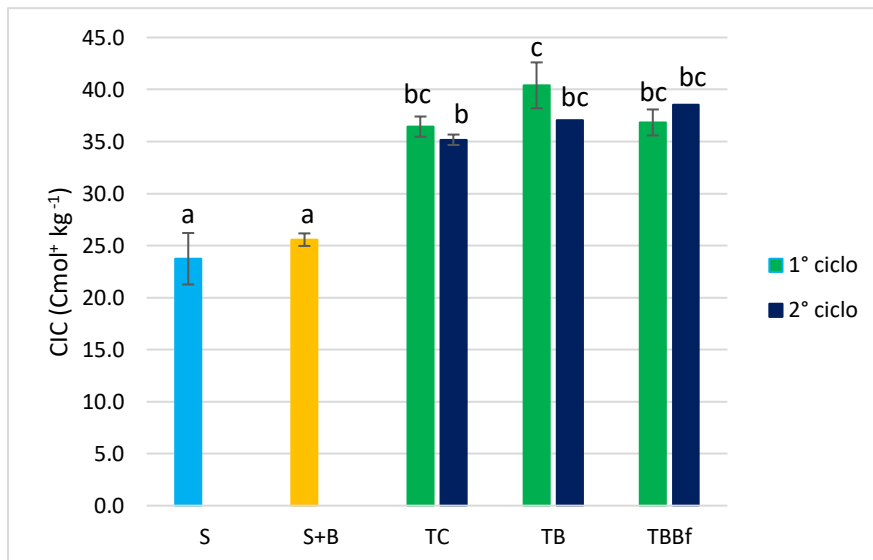


Figura 5. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de Tukey)

La disponibilidad de nutrientes en el suelo mejoró con la aplicación del biochar y el biofertilizante. La cantidad de N_{inorg} exhibió diferencias significativas ($P < 0.05$, Figura 6) entre ciclos y entre tratamientos con respecto al suelo inicial y al suelo + biochar (S+B). En la Figura 6 se observa que inicialmente con la adición del biochar (S+B) hay una disminución de N_{inorg} , debido probablemente a inmovilización biológica, como se ha documentado en estudios previos (Yao y col., 2012). Durante el primer ciclo, el N_{inorg} en TBBf fue alto (33 mg kg⁻¹) y significativamente mayor ($P < 0.05$) que en TB (25 mg kg⁻¹) y TC (24.6 mg kg⁻¹), que alcanzaron contenidos medios; mientras que en el segundo ciclo todos los tratamientos fueron significativamente diferentes ($p < 0.05$): TBBf > TB > TC (41 > 36 > 23 mg kg⁻¹), TBBf y TB con contenidos altos y TC con contenido medio, ligeramente menor al del primer ciclo. Los resultados anteriores también muestran que, en el suelo de estudio, los residuos de cebada son una fuente de N, pese a que la paja de cebada es pobre en nitrógeno, cuya mineralización permitió que TC alcanzara contenidos medios en los dos ciclos, aunque con un ligero descenso en el segundo; mientras que el biochar favoreció dicha mineralización y que la cantidad N_{inorg} aumentara en cada ciclo. Diversos investigadores han demostrado que el biochar tiene la capacidad de adsorber formas de N orgánico e inorgánico debido a su alta área superficial y su elevada CIC, así evita la lixiviación y volatilización de N, además

de ralentizar las tasas de mineralización y mantener disponibles los nutrientes por mayor tiempo. La adición de fertilizantes orgánicos y minerales en conjunto con biochar evitan las pérdidas por lixiviación y mantienen el contenido de N en el suelo (Plaimart y col., 2021; Bohara y col., 2019; Yao y col., 2012; Liao y col., 2018; & Zang y col., 2022).

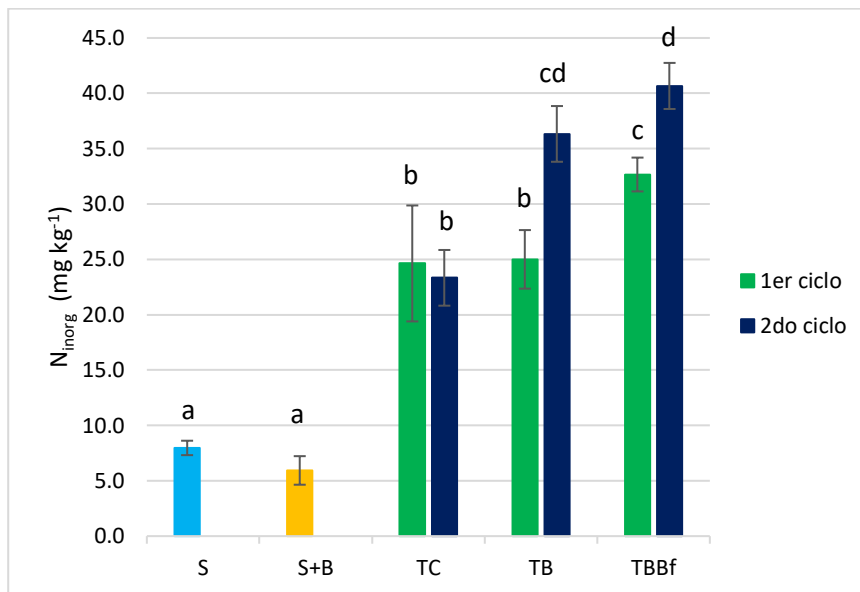


Figura 6. Contenido de nitrógeno inorgánico (N_{inorg}) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y los tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de Tukey)

La concentración de P_d en el suelo se modificó significativamente ($P < 0.05$) con la adición de las enmiendas. Como se observa en la Figura 7, el biochar (S+B) aportó una cantidad significativa de P_d (25.6 mg kg^{-1}), la cual disminuyó a 12.6 mg kg^{-1} en TB en el primer ciclo, lo cual se explica porque el P es un macronutriente que las plantas asimilan cuando está disponible y dado que el biochar fue la única fuente de P en este tratamiento la concentración disminuyó. El ligero incremento que se observó en TB después del segundo ciclo pudo deberse al efecto benéfico que tiene el biochar sobre algunos microorganismos del suelo, como los solubilizadores de fosfatos. Sarfraz y col. (2020) encontraron que el P_d y la diversidad microbiana aumentan cuando se adicionan partículas finas ($\leq 0.5 \text{ mm}$) de biochar al suelo; lo anterior pudo suceder en este estudio ya que el 55 % de las partículas de biochar eran menores a 0.6 mm. Por el contrario, en TBBf, la concentración de P_d después del primer ciclo se mantuvo muy similar (30.96 mg kg^{-1}) a la de S+B y al final del segundo ciclo incrementó significativamente (37.5 mg kg^{-1}), lo anterior muestra que la

aplicación del biofertilizante en cada ciclo permitió inicialmente conservar y después incrementar la reserva de P_d en el suelo. En la Figura 7 se puede observar que, a diferencia de TC, TB y TBBf presentaron una tendencia incrementar en el contenido y disponibilidad de P con cada ciclo, sin embargo, se necesitan de más ciclos de cultivo para determinar durante cuánto tiempo se mantiene esta tendencia. Los datos de la Figura 7 también se muestran que el P es un nutriente limitante en estos suelos, ya que el contenido inicial (15.82 kg ha^{-1}) es suficiente para obtener solo un poco más de una tonelada de grano por hectárea, y no se aprecia que haya procesos de mineralización de MO o solubilización de P que incrementen la disponibilidad de este elemento, ya que la concentración de P_d en TC se mantuvo prácticamente igual a la inicial en los dos ciclos de cultivo.

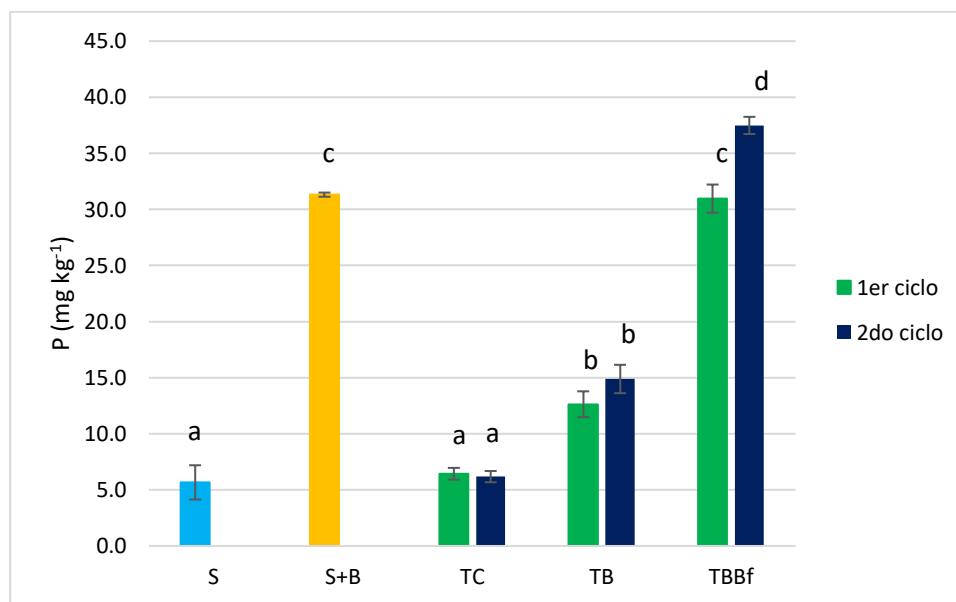


Figura 7. Contenido de fósforo disponible (P_d) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de diferentes tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de Tukey)

Se tiene documentado que el incremento en la concentración de P disponible con la adición de biochar se debe al aporte de formas solubles e intercambiables presentes en él, como pudimos comprobar en este estudio, además de mejorar la disponibilidad de P influyendo en la actividad metabólica de los microorganismos del suelo, y reduciendo las pérdidas por lixiviación al incrementar la capacidad de intercambio iónico del suelo (Yang y col., 2021; Qian y col., 2018; Li y col., 2019; Ghodszad y col., 2021). Yao y col, (2012), observaron que

la aplicación de biochar mejoró la retención y disponibilidad de fósforo al reducir en 20% la lixiviación de fosfatos en un experimento de columna de suelo.

Por otro lado, la aplicación de fertilizantes orgánicos como digestados anaeróbicos, incrementan desde 28 % hasta 120 % la cantidad de P disponible desde el primer ciclo y hasta cuatro ciclos consecutivos de cultivos hortícolas, esto se debe a modificaciones en la actividad enzimática de los microorganismos (aumento en la fosfatasa alcalina) (Alburquerque y col., 2012). Por lo tanto, la adición de materiales orgánicos de fácil y rápida descomposición (estiércoles, residuos de cultivos) o materiales orgánicos altamente descompuestos (compostas, digestados anaeróbicos) brindarán una gran cantidad de nutrientes altamente disponibles que podrían lixivarse o volatilizarse, sin embargo, la combinación de estos materiales orgánicos con biochar permite la retención de nutrientes por tiempos más prolongados (Dey & Mavi, 2022).

De la misma manera que el N y P, el K disponible también tuvo un incremento significativo con la aplicación de ambas enmiendas (Figura 8), con la adición inicial de biochar (S+B) se observó un incremento significativo. Tanto TB como TBBf presentaron valores más altos que TC en ambos ciclos de cultivo, y en el segundo ciclo el incremento fue significativo ($P < 0.05$). Al igual que para otros nutrientes, TBBf fue el tratamiento con el valor más alto de K disponible en el suelo. Ilyas y col., (2021) reportaron valores más altos de K disponible con la aplicación de diferentes biochares que con el tratamiento control y con fertilizantes minerales después de dos años de aplicación a un suelo de una zona semiárida. Asimismo, Yan y col., (2021) observaron un incremento entre de 200 y 700% en la disponibilidad de K en el suelo con la aplicación de 2.5 y 5 % (p/p) de biochar, respectivamente. La mayor disponibilidad de K en el suelo se debe a las formas solubles de K que aportan el biochar y el biofertilizante, además de incrementar la abundancia de bacterias solubilizadoras que liberan el K de los minerales del suelo (Limwicran y col., 2018; Ilyas y col., 2021).

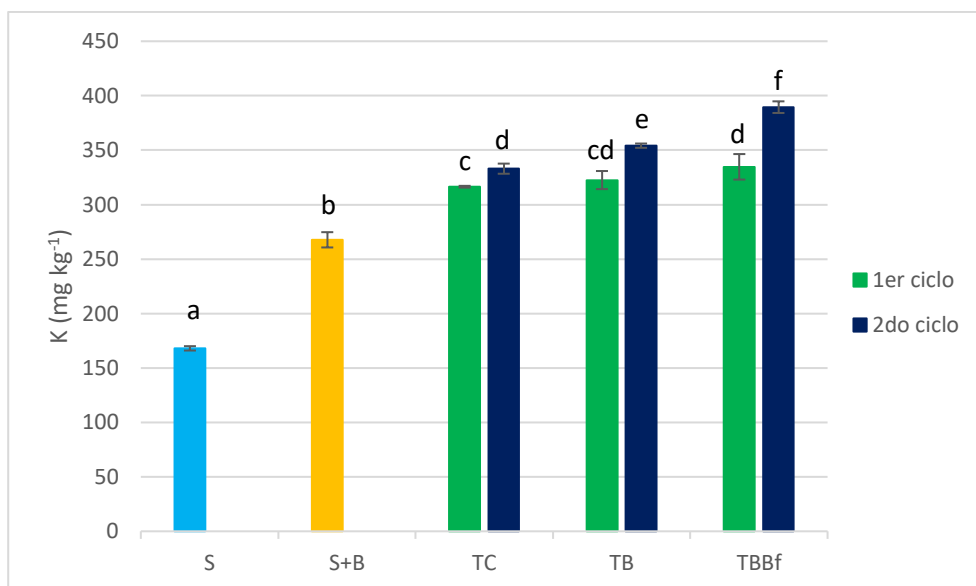


Figura 8. Contenido de potasio extraíble (K) del suelo inicial (S), suelo inicial + biochar (S+B), y de diferentes tratamientos, control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de Tukey)

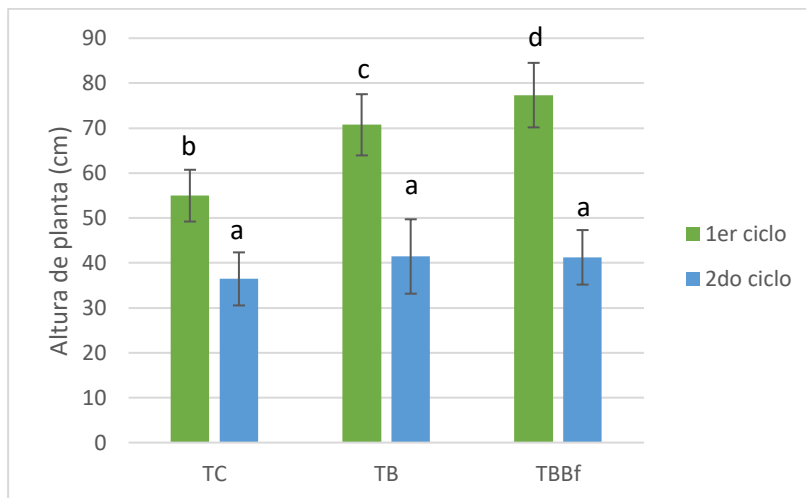
La cantidad disponible de otros macro y micronutrientes también se vio afectada por la adición de las enmiendas. Por ejemplo, el contenido disponible de Ca, Mn, Fe y Cu incrementó significativamente ($P < 0.05$) en TB y TBBf desde el primer ciclo con respecto a TC (Tabla 8). En el caso del Mg solo fue significativamente mayor ($P < 0.05$) en TB con respecto a TC, en TBBf los contenidos fueron muy similares al del suelo inicial y a TC, pese a que el biofertilizante aportó Mg. El incremento en la disponibilidad de macro y micronutrientes puede deberse a varios factores, 1) mayor disponibilidad de algunos elementos (*i.e.* Mo, K, S, P, B) debido al incremento de pH con la adición del biochar, 2) incremento en la capacidad de retención e intercambio de cationes con la aplicación del biochar 3) aporte de formas solubles contenidas tanto en el biochar como en el biofertilizante, y 4) cambios en la comunidades de microorganismos y en el metabolismo de los mismos (Li y col. 2022; Rehman y col., 2020; Purakayastha y col., 2019; Albuquerque y col., 2012).

En cuanto a los metales tóxicos (Ni, Cd, y Pb) su contenido en el suelo fue menor al límite de detección desde el inicio del experimento y continuó así después de la aplicación de los tratamientos. Por lo tanto, podemos decir que el biochar y biofertilizante empleados son

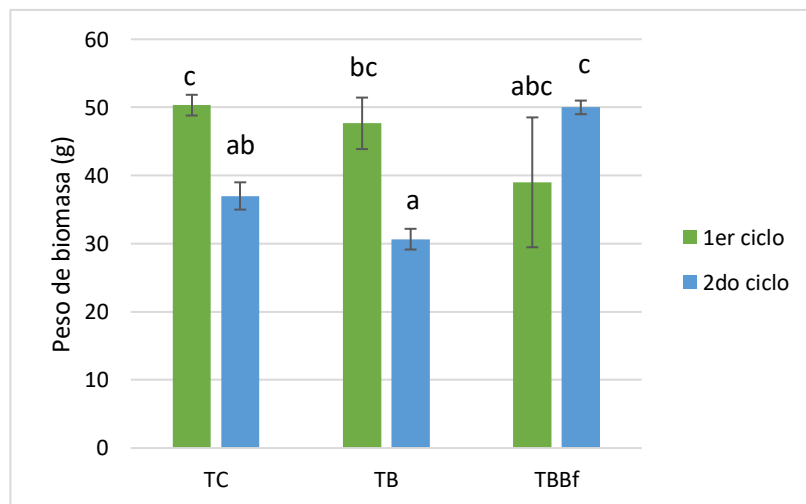
enmiendas seguras, que no representan riesgo para la salud humana por contaminación con estos metales

Efectos del biochar y biofertilizante en el cultivo de cebada (*Hordeum vulgare*)

Una vez alcanzada la madurez fisiológica en cada ciclo de cultivo de cebada, se realizó la cosecha y recolección de muestras de plantas para identificar si existieron cambios en los



(a)



(b)

Figura 9. (a) Altura de planta y (b) Peso de biomasa de cebada con los diferentes tratamientos: control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y

parámetros de importancia del cultivo: altura de las plantas, peso de la biomasa, peso y número de granos y número de espigas.

En cuanto a la altura de las plantas, en el primer ciclo de cultivo se observaron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre tratamientos: TBBf presentó el valor más alto (77.3 cm), seguido de TB (70.7 cm) y por último TC (54.9) (Figura 9a). Los valores de todos los tratamientos del segundo ciclo de cultivo fueron significativamente menores que los del primer ciclo y no existió diferencia entre ellos, aunque las plantas de TC fueron más bajas (36.4 cm) que las de TB y TBBf (41.3 cm en promedio).

Si bien en el primer ciclo la altura de la planta fue mayor en los tratamientos TBBf y TB que en TC, este comportamiento no repitió en el peso de la biomasa seca, pues el mayor peso se obtuvo en TC (50.3 g), seguido de TB (47.7 g) y TBBf (39 g), aun cuando las diferencias no fueron significativas, sí fueron evidentes. En el segundo ciclo los resultados fueron diferentes, el mayor peso de biomasa se obtuvo con el tratamiento TBBf (50 g) y fue significativamente ($P < 0.05$) mayor que en TC (37 g) y TB (31 g) (Figura 9b).

En cuanto al rendimiento en grano (Figura 10), existieron diferencias muy marcadas entre ambos ciclos, los rendimientos más altos se observaron durante el primer ciclo, en el cual el rendimiento más bajo (TC) se acercó a 2.5 ton ha⁻¹, mientras que en el segundo ciclo el rendimiento más alto (TBBf) solo logró alcanzar 2 ton ha⁻¹. En cuanto a diferencias entre tratamientos, durante el primer ciclo existieron incrementos significativos ($P < 0.05$) en los tratamientos TBBf (33% mayor rendimiento) y en TB (19% mayor rendimiento) en comparación con TC. En el segundo ciclo no se presentaron variaciones significativas ($P < 0.05$) entre tratamientos. La aplicación de TB y TBBf durante el primer año lograron superar con 1 y 1.4 ton ha⁻¹, respectivamente, el rendimiento promedio nacional en zonas de temporal, mientras que en el segundo año todos los tratamientos estuvieron debajo del rendimiento promedio nacional.

El rendimiento en cultivos como el trigo, el arroz y la cebada está definido por factores como el número de plantas o espigas por metro cuadrado (NEM), el número de granos por espiga (NGE) y el peso de grano (peso referencia de mil granos, PMG), por lo tanto, si existen cambios favorables en cualquiera de estos factores el rendimiento del cultivo será mayor. En este experimento se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en los factores NEM y PMG en los tratamientos TB y TBBf del primer ciclo (Tabla 9).

Tabla 9. Efecto de los tratamientos en los componentes que determinan el rendimiento

Componentes del rendimiento	1° ciclo			2° ciclo		
	TC	TB	TBBf	TC	TB	TBBf
PMG (g)	41.6±3.7 ^a	50.3±3.05 ^b	55±3 ^b	43±1 ^a	42.8±0.7 ^a	43±1 ^a
NG (granos)	47±10.4 ^a	43±5.5 ^a	45±10.9 ^a	39±8.7 ^a	39±7 ^a	38±2.3 ^a
NEM	1100±3 ^a	1200±6 ^b	1200±3 ^b	1375±5 ^c	1375±8 ^c	1375±10 ^c

PMG: Peso de mil granos, NG: número de granos por espiga), NEM: Número de espigas (plantas) por metro cuadrado

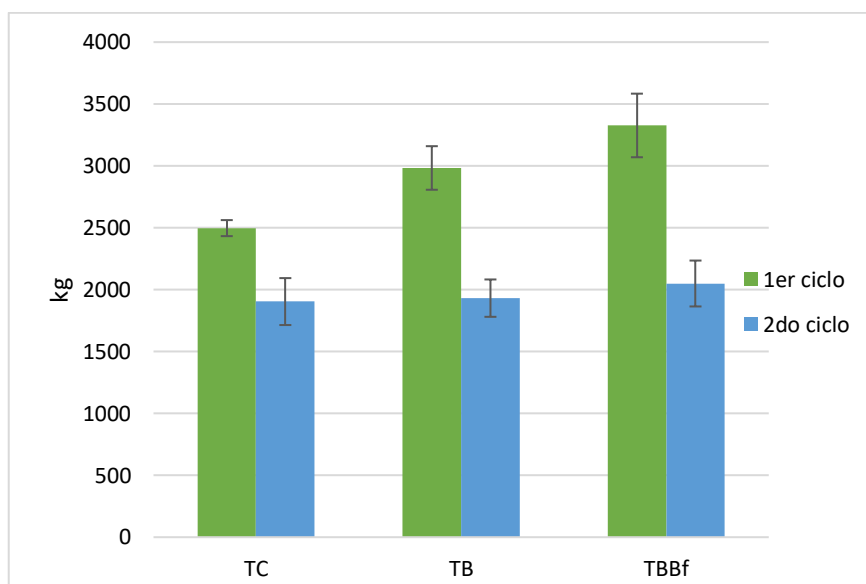


Figura 10. Rendimiento de grano de cebada con los diferentes tratamientos: control (TC), suelo + biochar (TB) y suelo + biochar + biofertilizante (TBBf). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$, ANOVA y prueba de

Está documentado que el incremento en el rendimiento de algunos cultivos está relacionado con la aplicación de biochar en el suelo debido principalmente a los cambios que este produce en las propiedades del suelo y en la fisiología de la planta. Algunas de las características que se relacionan con la mejora en el rendimiento son una mejor relación suelo-planta-agua, cambios en el pH, disminución de la Da, aumento en la CRA, mayor tasa fotosintética, mejor potencial hídrico en la planta, cambios en las comunidades microbianas del suelo, buena absorción y transporte de nutrientes a través de la planta, entre otros (Semida y col., 2019; Farhangi-Abriz y col., 2021; Fox y col., 2016).

Otros investigadores han encontrado que la aplicación de biochar en conjunto con enmiendas orgánicas y fertilizantes minerales, incrementan considerablemente el rendimiento. Por ejemplo, Agegnehu y col., (2016a) reportaron un incremento entre 54 y 60% en el rendimiento de grano de cebada, así como mayor contenido de proteína y de N en diversas partes de la planta y en el grano con la aplicación combinada de biochar + compostas + fertilización nitrogenada con urea. De la misma manera, el uso de fertilizantes de liberación lenta en conjunto con biochar provocaron un incremento en el número de plantas por metro cuadrado, mayor número de espigas y mejor tasa de llenado de grano (peso de grano) en el cultivo de arroz (Cao y col., 2021).

Es importante mencionar que el N presente en las enmiendas orgánicas se mineraliza fácilmente, por lo tanto, el N disponible para las plantas dura poco tiempo. Sin embargo, cuando se combinan estas enmiendas con productos que inhiben o retrasan la tasa de nitrificación, la demanda de N por las plantas se homologa con la disponibilidad de N en el suelo y así el suministro se cubre en todas las etapas fisiológicas (Agegnehu y col., 2016b; Cao y col., 2021) lo cual tiene un impacto en los diferentes factores que determinan el rendimiento. En este experimento se demostró que la biofertilización combinada con una dosis pequeña de biochar (3 ton ha⁻¹) tiene mayor impacto positivo en el cultivo que el biochar solo. En el primer ciclo el rendimiento más alto se obtuvo en TBBf, lo que se puede atribuir que el biofertilizante + biochar incrementaron el contenido de N asimilable (N_{inorg}), la disponibilidad de P y de agua, no obstante, el efecto no se reflejó durante el segundo ciclo de cultivo, lo cual puede estar relacionado con la cantidad de agua (precipitación) disponible en periodos críticos del cultivo, la dosis de aplicación y el envejecimiento del biochar. Hu y col., (2021) informan que la aplicación de 8 ton ha⁻¹ y 16 ton ha⁻¹ de biochar más fertilización mineral impactaron positivamente durante 3 años y 4 años de cultivo, respectivamente, en el rendimiento de maíz y trigo, posteriormente no hubo diferencias con el tratamiento control. Ellos sugieren aplicaciones de dosis bajas de biochar cada 2 o 3 años o aplicaciones de dosis altas cada 4 o 5 años para mantener los impactos positivos del biochar en el rendimiento de cultivos.

Análisis factorial y correlación de Pearson

Análisis factorial

Se realizó un análisis factorial (AF) para determinar las relaciones existentes entre los tratamientos aplicados y el tiempo transcurrido después de la aplicación (ciclos de cultivo) con las propiedades fisicoquímicas del suelo (pH, CE, MO, CRA, Porosidad, N_{inorg}, P_d, K,

Ca, Fe, Zn, Mn y Cu) y el rendimiento de cebada (*H. vulgare*) por hectárea. Los valores de pH, CRA, Zn, Cu y rendimiento se transformaron logarítmicamente, lo cual se indica con el subíndice (log) mientras que porosidad, CE, MO, P, K, Ca y Mn se estandarizaron para normalizarlos, lo cual se indica con el subíndice (z). Los resultados del AF se muestran en la Figura 11, donde se puede ver que el AF explicó el 84.74% de la varianza total con dos factores (F1 y F2), de los cuales F1 explicó el 52.93% por sí solo. En la Figura 11 podemos observar que F1 muestra el efecto de los tratamientos con respecto al tiempo: en el cuadrante superior derecho están las propiedades y nutrientes (CRA_{log} , MO_z , N_{inorg} , P_{dz} , K_z , Ca_z , Fe, Zn_{log} , Mn_z y Cu_{log}) que aumentaron con todos los tratamientos aplicados en ambos ciclos de cultivo, mientras que en el cuadrante inferior derecho se encuentran porosidad_z, rendimiento_{log} y Zn_{log} , los cuales aumentaron en el primer ciclo, pero disminuyeron en el segundo. Por otra parte, F2 explicó el 31.81% de la varianza y mostró la diferencia del efecto de los tratamientos; en los cuadrantes de la derecha están asociadas las propiedades y nutrientes que, si bien aumentaron con todos los tratamientos, dicho aumento fue mayor con TB y TBBf que con TC, y en los cuadrantes de la izquierda podemos ver que la única propiedad es el pH, cuya tendencia a aumentar solo se mantuvo en TC. Como se observa en la Figura 5, el rendimiento también se relacionó con los tratamientos de TB y TBBf y aunque lo esperado era obtener un mayor rendimiento en el segundo ciclo, debido a un mejor estado nutricional del suelo, el rendimiento fue menor, esto, probablemente fue ocasionado por una menor cantidad de precipitación en los meses críticos del cultivo. Consideramos que el envejecimiento del biochar aplicado no explica esta disminución, ya que, excepto la porosidad y el Zn, las propiedades y nutrientes estudiados conservaron la tendencia a aumentar en el segundo ciclo.

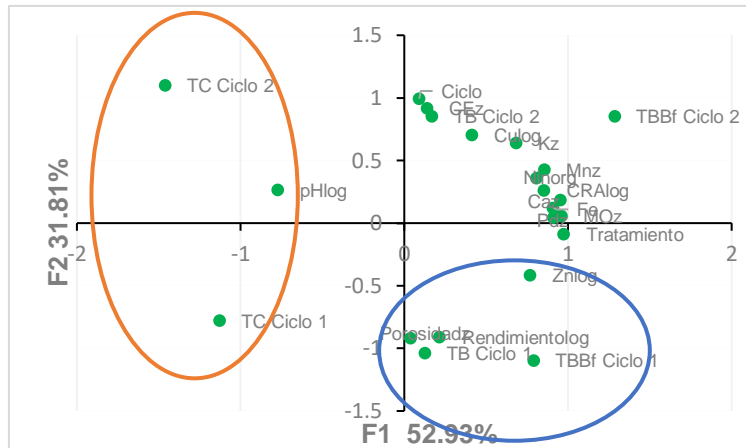


Figura 11. Gráfico de componentes en espacio rotado del análisis multivariado de los tratamientos aplicados, el tiempo transcurrido de la aplicación y las propiedades físico químicas del suelo

Análisis de Correlación de Pearson

Con el objetivo de analizar cuantitativamente y confirmar la relación entre algunas de las propiedades químicas, los tratamientos aplicados y el tiempo transcurrido desde la aplicación, se realizó un análisis de correlación de Pearson (Tabla 10). El análisis confirmó una fuerte correlación positiva ($P < 0.01$) entre las enmiendas aplicadas (TB y TBBf) y el incremento en la CRA_{log} , la disponibilidad de N_{inorg} , K_z y Ca_z , asimismo, mostró una correlación positiva menor ($P < 0.05$) con el contenido de MO, P_{dz} , así como la disponibilidad de Fe, Zn_{log} y Mn_z .

La adición de enmiendas orgánicas con alto contenido de carbono orgánico como el biochar y los biofertilizantes tienen como principal finalidad mantener o incrementar el contenido de MO en el suelo. La MO modifica la estructura del suelo debido a que favorece la formación y estabilidad de agregados, por tanto, reduce la densidad aparente e incrementa la macro porosidad. La presencia de MO también incrementa la microporosidad (Martínez y col, 2008; Cuevas y col 2006), donde el agua es retenida y se encuentra disponible para las plantas, de esta forma la capacidad de retención y disponibilidad de agua en el suelo aumenta [FAO, 2020].

Se ha reportado que la aplicación de biochar incrementa la eficiencia de la fertilización nitrogenada y mejora la disponibilidad de N para los cultivos. Además, modifica el ciclo del nitrógeno en suelo, principalmente porque incrementa las tasas de mineralización, nitrificación e inmovilización provocadas por microorganismos (Ameloot y col., 2013; Griffin y col., 2017). Con mayores tasas de mineralización se incrementa la sorción de amoníaco (NH_3), el cual reacciona ante la presencia de grupos carbonilo e hidroxilo (encontrados en

la superficie de biochar) y se forman aminos o amidas que se disuelven en el agua presente en los poros formando NH_4^+ . Lo anterior, sumado a la alta CIC que presenta el biochar producen un incremento en la retención de NH_4^+ que se puede intercambiar con la solución del suelo y estar disponible para las plantas [Spokas y col., 2012]. Por lo tanto, el contenido de N y la presencia de bacterias nitrificantes en el biofertilizante justifican el aumento de N en el suelo, principalmente en TBBf.

El análisis de Pearson también mostró una correlación entre algunos cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo y el tiempo que transcurrió después de la aplicación de los tratamientos. En la Tabla 10 se puede observar una fuerte correlación ($P < 0.01$) positiva entre el ciclo de cultivo y la CRA_{\log} , CE_z y el contenido de N_{inorg} y K_z y una menor correlación ($P < 0.05$) positiva con pH_{\log} y Ca_z . Lo anterior indica que el biochar y el biofertilizante funcionaron como acondicionadores del suelo de estudio.

Tabla 10. Correlación entre los cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo y el tiempo que transcurrió después de la aplicación de los tratamientos.

	Tratamiento	Ciclo	CRA _{log}	pH _{log}	CE _z	MO _z	N _{inorg}	P _{dz}	K _z	Ca _z	Fe	Zn _{log}	Mn _z
CRA _{log}	.911**	.794**											
pH _{log}	.294	.500*	.576**										
CE _z	.393	.845**	.502*	.292									
MO _z	.686**	.242	.541**	.090	.214								
N _{inorg}	.900**	.835**	.842**	.218	.620**	.455*							
P _{dz}	.522**	.044	.336	-.094	.062	.893**	.302						
K _z	.888**	.840**	.971**	.581	.602**	.575**	.856**	.408*					
Ca _z	.807**	.519**	.606**	-.128	.455*	.734**	.771**	.617**	.613**				
Fe	.472*	.113	.411*	.168	.181	.879**	.234	.760**	.430*	.577**			
Zn _{log}	.622**	.238	.432*	-.284	.069	.296	.619**	.176	.326	.680**	.186		
Mn _z	.529**	.314	.439*	.086	.496*	.871**	.435*	.807**	.529**	.706**	.843**	.187	

* la correlación muestra un nivel de significancia de ($P < 0.05$) ** la correlación muestra un nivel de significancia de ($P < 0.01$)

Conclusiones

La aplicación de una dosis baja de biochar (3 ton ha⁻¹) y de biofertilizante tuvieron un efecto positivo en las características y fertilidad de un suelo de una zona semiárida donde se practica agricultura de temporal. En general, la aplicación de biochar solo y biochar combinado con biofertilizante mejoraron varias propiedades físicas y químicas del suelo, sin embargo, los mejores resultados se observaron con la combinación de ambas enmiendas orgánicas. El contenido de MO, N_{inorg}, P_d, K, Ca, Mg, Mn, Fe, CIC y CRA fueron significativamente mayores desde el primer ciclo y aumentaron en el segundo, sin embargo, es necesario incrementar el periodo de investigación para comprobar si los efectos en suelo permanecen aún con el envejecimiento de biochar.

En cuanto los efectos en el cultivo, durante el primer año existió un incremento marcado en el rendimiento y en la altura de la planta, mientras que en el segundo año solo se observó mayor peso del grano. No está claro si las diferencias entre rendimientos en ambos años de cultivo son causadas por el uso de las enmiendas y durante el segundo año disminuye el efecto o no existen diferencias en el rendimiento debido a la diferencia de precipitación en periodos críticos del cultivo (como el macollaje o el llenado de grano) entre ambos ciclos. Sería interesante también investigar el efecto de la adición de dosis pequeñas de biochar cada año o cada dos años para comprobar si ocurre como en otros suelos, donde las mejoras en el cultivo requieren de más adiciones de biochar.

Referencias

- Agegnehu, G., Nelson, P. N., & Bird, M. I. (2016a). Crop yield, plant nutrient uptake and soil physicochemical properties under organic soil amendments and nitrogen fertilization on Nitisols. *Soil and Tillage Research*, 160, 1–13, doi: 10.1016/j.still.2016.02.003
- Agegnehu, G., Nelson, P. N., & Bird, M. I. (2016b). The effects of biochar, compost and their mixture and nitrogen fertilizer on yield and nitrogen use efficiency of barley grown on a Nitisol in the highlands of Ethiopia. *Science of the Total Environment*, 569-570, 869–879. doi:10.1016/j.scitotenv.2016.05.0
- Aguilar Ávila, J., & Schwentesius-Rindermann, R. (2004). La producción de cebada maltera en México. Ventaja comparativa no capitalizada. *Reporte de Investigación Núm. 72*. Universidad Autónoma Chapingo, México, 61 págs.
- Albuquerque, J. A., de la Fuente, C., Campoy, M., Carrasco, L., Nájera, I., Baixauli, C., Caravaca, F., Roldán, A., Cegarra, J., Bernal, M. P. (2012). Agricultural use of digestate for horticultural crop production and improvement of soil properties. *European Journal of Agronomy*, 43, 119–128. doi:10.1016/j.eja.2012.06.001
- Ameloot, N., Sleutel, S., Das, K. C., Kanagaratnam, J., & de Neve, S. (2013). Biochar amendment to soils with contrasting organic matter level: effects on N mineralization and biological soil properties. *GCB Bioenergy*, 7(1), 135–144. doi:10.1111/gcbb.12119
- APHA AWWA WEF. (2012). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*; APHA AWWA WEF: Washington, DC, USA.
- Bohara, H., Dodla, S., Wang, J. J., Darapuneni, M., Acharya, B. S., Magdi, S., & Pavuluri, K. (2019). Influence of poultry litter and biochar on soil water dynamics and nutrient leaching from a very fine sandy loam soil. *Soil and Tillage Research*, 189, 44–51. doi:10.1016/j.still.2019.01.001
- Boraste, A.; Vamsi, K.; Jhadav, A.; Khairnar, Y.; Gupta, N.; Trivedi, S.; Patil, P.; Gupta, G.; Gupta, M.; Mujapara, A.K.; (2009). Biofertilizers: A novel tool for agriculture. *International Journal of Microbiology Research*, 1, 23–31.
- Calderón-García, J. O., Monterroso-Rivas, A. I., & Gómez-Díaz, J. D. (2015). Cambio climático en el centro de México: impacto en la producción de cebada (*Hordeum vulgare* L.) en Tlaxcala. *Ra Ximhai, Revista de Paz, Interculturalidad y Democracia*, 11(5), 37-46.
- Cao, X., Yuan, L., Liu, X., Zhu, L., Zhu, C., Kong, Y., Wu, L., Tian, C, Lu, R., Zhan, J, Yu, Y. & Jin, Q. (2021). Benefits of controlled-release/stable fertilizers plus biochar for rice grain yield and nitrogen utilization under alternating wet and dry irrigation. *European Journal of Agronomy*, 129, 126338. doi:10.1016/j.eja.2021.126338

- Cen, R., Feng, W., Yang, F., Wu, W., Liao, H., & Qu, Z. (2021). Effect mechanism of biochar application on soil structure and organic matter in semi-arid areas. *Journal of Environmental Management*, 286, 112198. doi:10.1016/j.jenvman.2021.112198
- Cruz-Méndez, A. S., Ortega-Ramírez, E., Lucho-Constantino, C. A., Arce-Cervantes, O., Vázquez-Rodríguez, G. A., Coronel-Olivares, C., & Beltrán-Hernández, R. I. (2021). Bamboo biochar and a nopal-based biofertilizer as improvers of alkaline soils with low buffer capacity. *Applied Sciences*, 11(14), 6502. doi:10.3390/app11146502
- Cuevas, J., Seguel, O., Ellies S. A., & Dörner, J. (2006). Efectos de las enmiendas orgánicas sobre las propiedades físicas del suelo con especial referencia a la adición de lodos urbanos. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 6(2), 1-12.
- De la Rosa, A., Cruz, N., & Narváez, A. (2017). La producción de cebada maltera (*Hordeum vulgare* L.) en la región de Apan, Hidalgo, 2016. *Ciencias de la Economía y Agronomía. Manual T-II.*-© ECORFAN, Texcoco, 55-65.
- Dey, D., & Mavi, S. M. (2022). Co-application of biochar with non-pyrolyzed organic material accelerates carbon accrual and nutrient availability in soil. *Environmental Technology & Innovation*, 25, 102128, doi.org/10.1016/j.eti.2021.102128.
- Ding, C., Du, S., Ma, Y., Li, X., Zhang, T., & Wang, X. (2019). Changes in the pH of paddy soils after flooding and drainage: Modeling and validation. *Geoderma*, 337, 511–513. doi:10.1016/j.geoderma.2018.10.0
- EPA. (1995). Chapter three: Metallic analytes. Method 3051 microwave-assisted acid digestion of sediments, sludges, soils and oils. In *Test methods for evaluating solid waste physical/chemical method, CD-ROM revision 3*; US Environmental Protection Agency: Washington, DC, USA.
- FAO. Portal de suelos de la FAO (2020). Consultado 25-06-2022 en <http://www.fao.org/soils-portal/soil-survey/propiedades-del-suelo/propiedades-fisicas/es/>
- Farhangi-Abriz, S., Torabian, S., Qin, R., Noulas, C., Lu, Y., & Gao, S. (2021). Biochar effects on yield of cereal and legume crops using meta-analysis. *Science of the Total Environment*, 775, 145869. doi:10.1016/j.scitotenv.2021.1458
- Fox, A., Gahan, J., Ikoyi, I., Kwapinski, W., O'Sullivan, O., Cotter, P. D., & Schmalenberger, A. (2016). Miscanthus biochar promotes growth of spring barley and shifts bacterial community structures including phosphorus and sulfur mobilizing bacteria. *Pedobiologia*, 59(4), 195–202. doi:10.1016/j.pedobi.2016.07.003
- García de Cortázar, V., Varnero, M. T. (1998). Producción de energía. En: Barbera, G., Ingleses, P., Pimienta-Barrios, E. (Eds.), Agroecología, cultivo y usos del nopal. *Producción y Protección Vegetal*, 1321, 94-200, FAO, Roma.

- Ghodsad, L., Reyhanitabar, A., Maghsoodi, M. R., Asgari Lajayer, B., & Chang, S. X. (2021). Biochar affects the fate of phosphorus in soil and water: A critical review. *Chemosphere*, 283, 131176. doi:10.1016/j.chemosphere.2021.13
- Greenberg, I., Kaiser, M., Gunina, A., Ledesma, P., Polifka, S., Wiedner, K., Mueller C., Glaser, B., Ludwig, B. (2019). Substitution of mineral fertilizers with biogas digestate plus biochar increases physically stabilized soil carbon but not crop biomass in a field trial. *Science of the Total Environment*, 680, 181-189. doi: 10.1016/j.scitotenv.2019.05.0
- Griffin, D. E., Wang, D., Parikh, S. J., & Scow, K. M. (2017). Short-lived effects of walnut shell biochar on soils and crop yields in a long-term field experiment. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 236, 21–29. doi:10.1016/j.agee.2016.11.002
- Gul, S., Whalen, J. K., Thomas, B. W., Sachdeva, V., & Deng, H. (2015). Physico-chemical properties and microbial responses in biochar-amended soils: Mechanisms and future directions. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 206, 46–59. doi:10.1016/j.agee.2015.03.015
- Hu, Y., Sun, B., Wu, S., Feng, H., Gao, M., Zhang, B., & Liu, Y. (2021). After-effects of straw and straw-derived biochar application on crop growth, yield, and soil properties in wheat (*Triticum aestivum* L.) -maize (*Zea mays* L.) rotations: A four-year field experiment. *Science of the Total Environment*, 780, 146560. doi:10.1016/j.scitotenv.2021.1465
- Hussain, R., Kumar Ghosh, K., & Ravi, K. (2021). Impact of biochar produced from hardwood of mesquite on the hydraulic and physical properties of compacted soils for potential application in engineered structures. *Geoderma*, 385, 114836. doi:10.1016/j.geoderma.2020.11483
- IBI. (2015). *Standardized Product Definition and Product Testing Guidelines for Biochar that Is Used in Soil*, International Biochar Initiative: Washington, DC, USA, 2015.
- Ilyas, M., Arif, M., Akhtar, K., Riaz, M., & Wang, H. (2021). Diverse feedstock's biochars as supplementary K fertilizer improves maize productivity, soil organic C and KUE under semiarid climate. *Soil and Tillage Research*, 211, 105015. <https://doi.org/10.1016/j.still.2021.105015>
- Jerbi, M., Labidi, S., Laruelle, F., Tisserant, B., Ben Jeddi, F., & Sahraoui, A. (2022). Mycorrhizal biofertilization improves grain yield and quality of hullless barley (*Hordeum vulgare* ssp. nudum L.) under water stress conditions. *Journal of Cereal Science*, Volume 104, doi: org/10.1016/j.jcs.2022.103436.
- Karhu, K., Mattila, T., Bergström, I., & Regina, K. (2011). Biochar addition to agricultural soil increased CH₄ uptake and water holding capacity – Results from a short-term pilot field study. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 140(1-2), 309–313. doi:10.1016/j.agee.2010.12.005

- Kim, Y. J., Hyun, J., Yoo, S. Y., & Yoo, G. (2021). The role of biochar in alleviating soil drought stress in urban roadside greenery. *Geoderma*, 404, 115223. doi:10.1016/j.geoderma.2021.115223
- Lal, B., Sharma, S. C., Meena, R. L., Sarkar, S., Sahoo, A., Balai, R. C., Gautman, P. & Meena, B. P. (2020). Utilization of byproducts of sheep farming as organic fertilizer for improving soil health and productivity of barley forage. *Journal of Environmental Management*, 269, 110765. doi:10.1016/j.jenvman.2020.
- Lehmann, J. & Joseph, S. (Eds.) (2009). *Biochar for environmental management: Science and technology*. Earthscan. London.
- Li, H., Li, Y., Xu, Y., & Lu, X. (2019). Biochar phosphorus fertilizer effects on soil phosphorus availability. *Chemosphere*, 125471. doi:10.1016/j.chemosphere.2019.1
- Li, J., Shao, X., Huang, D., Liu, K., Shang, J., Zhang, Q., Zhao, T., & Yang, X. (2022). Short-term biochar effect on soil physicochemical and microbiological properties of a degraded alpine grassland. *Pedosphere*, (32)3, 426-437,1002-0160, [https://doi.org/10.1016/S1002-0160\(21\)60084-X](https://doi.org/10.1016/S1002-0160(21)60084-X).
- Liao, F., Yang, L., Li, Q., Li, Y.-R., Yang, L.-T., Anas, M., & Huang, D.-L. (2018). Characteristics and inorganic N holding ability of biochar derived from the pyrolysis of agricultural and forestal residues in the southern China., 134, 544-551, *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. doi:10.1016/j.jaap.2018.08.001
- Lim, T. J., & Spokas, K. (2018). Impact of biochar particle shape and size on saturated hydraulic properties of soil. *Korean Journal of Environmental Agriculture*, 37(1), 1-8.
- Limwikran, T., Kheoruenromne, I., Suddhiprakarn, A., Prakongkep, N., & Gilkes, R. J. (2018). Dissolution of K, Ca, and P from biochar grains in tropical soils. *Geoderma*, 312, 139–150. doi:10.1016/j.geoderma.2017.10.02
- Lu, H., Nkoh, N. J., He, X., Xu, R., Quian, W., Shi, R., Hong, Z. (2022). Effects of pH variations caused by redox reactions and pH buffering capacity on Cd(II) speciation in paddy soils during submerging/draining alternation. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 234,113409, <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2022.113409>.
- Martínez, H. E., Fuentes, E. J. P. & Acevedo, H. E. (2008). *Carbono orgánico y propiedades del suelo*. *Revista de la Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 8(1), 68–96. doi:10.4067/s0718-27912008000100006
- Meier, E. A., Hunt, J. R., & Hochman, Z. (2021). Evaluation of nitrogen bank, a soil nitrogen management strategy for sustainably closing wheat yield gaps. *Field Crops Research*, 261, 108017. doi:10.1016/j.fcr.2020.108017

- Monjardino, M., McBeath, T. M., Brennan, L., & Llewellyn, R. S. (2013). Are farmers in low-rainfall cropping regions under-fertilising with nitrogen? A risk analysis. *Agricultural Systems*, 116, 37–51. doi: 10.1016/j.agsy.2012.12.007
- Montes-Morán, M., Suárez, D., Menéndez, A. J., Fuente, E. (2004). On the nature of basic sites on carbon surfaces: an overview. *Carbon*, 42(7), 1219–1225. doi:10.1016/s0008-6223(04)00014-4
- Mora, J. L., & Lázaro, R. (2014). Seasonal changes in bulk density under semiarid patchy vegetation: the soil beats. *Geoderma*, 235-236, 30–38. doi:10.1016/j.geoderma.2014.06.02
- Mukome, F. N. D., Six, J., & Parikh, S. J. (2013). The effects of walnut shell and wood feedstock biochar amendments on greenhouse gas emissions from a fertile soil. *Geoderma*, 200-201, 90–98. doi:10.1016/j.geoderma.2013.02.0
- Omondi, M. O., Xia, X., Nahayo, A., Liu, X., Korai, P. K., & Pan, G. (2016). Quantification of biochar effects on soil hydrological properties using meta-analysis of literature data. *Geoderma*, 274, 28–34. doi:10.1016/j.geoderma.2016.03.02
- Pardo, J. J., Domínguez, A., Lélis, B. C., Montoya, F., Tarjuelo, J. M., Martínez-Romero, A. (2022). Effect of the optimized regulated deficit irrigation methodology on quality, profitability and sustainability of barley in water scarce areas. *Agricultural Water Management*, 266, doi.org/10.1016/j.agwat.2022.107573.
- Plaimart, J., Acharya, K., Mrozik, W., Davenport, R. J., Vinitnantharat, S., & Werner, D. (2020). Coconut husk biochar amendment enhances nutrient retention by suppressing nitrification in agricultural soil following anaerobic digestate application. *Environmental Pollution*, 115684. doi:10.1016/j.envpol.2020.115684
- Purakayastha, T. J., Bera, T., Bhaduri, D., Sarkar, B., Mandal, S., Wade, P., Kumari, S., Biswas, S., Menon, M., Pathak, H., Tsang, D. C. W. (2019). A review on biochar modulated soil condition improvements and nutrient dynamics concerning crop yields: pathways to climate change mitigation and global food security. *Chemosphere*. doi:10.1016/j.chemosphere.2019.03
- Qian, T., Yang, Q., Jun, D. C. F., Dong, F., & Zhou, Y. (2018). Transformation of phosphorus in sewage sludge biochar mediated by a phosphate-solubilizing microorganism. *Chemical Engineering Journal*. 359, 1573-1580, doi:10.1016/j.cej.2018.11.015
- Quintanar-Orozco, E. T., Vázquez-Rodríguez, G. A., Beltrán-Hernández, R. I., Lucho-Constantino, C. A., Coronel-Olivares, C., Montiel, S. G., & Islas-Valdez, S. (2018). Enhancement of the biogas and biofertilizer production from *Opuntia heliabravoana* Scheinvar. *Environmental Science and Pollution Research*. doi:10.1007/s11356-018-2845-x

- Quiroz, M., Varnero, M. T., Cuevas, J. G., & Sierra, H. (2021). Cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) in areas with limited rainfall for the production of biogas and biofertilizer. *Journal of Cleaner Production*, 289, 125839. doi:10.1016/j.jclepro.2021.125839
- Razzaghi, F., Obour, P. B., & Arthur, E. (2020). Does biochar improve soil water retention? A systematic review and meta-analysis. *Geoderma*, 361, 114055.
- Rehman, A., Nawaz, S., Alghamdi, H. A., Alrumman, S., Yan, W., & Nawaz, M. Z. (2020). Effects of manure-based biochar on uptake of nutrients and water holding capacity of different types of soils. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 100036. doi:10.1016/j.cscee.2020.100036
- Salas, J. D. (2000). Hidrología de zonas áridas y semiáridas. *Ingeniería del agua*, 7(4), 409-429. <http://iwaponline.com/IA/article-pdf/7/4/409/576820/ia20002855.pdf>
- Sarfraz, R., Yang, W., Wang, S., Zhou, B. & Xing, S. (2020). Short term effects of biochar with different particle sizes on phosphorous availability and microbial communities. *Chemosphere*, 256.
- Savin, R., Cossani, M. C., Dahan, R., Ayad, Y. J., Albrizio, R., Todorovic, M., Karrou, M., Slafer, A. G. (2022). Intensifying cereal management in dryland Mediterranean agriculture: Rainfed wheat and barley responses to nitrogen fertilization. *European Journal of Agronomy*, 137, 126518, doi.org/10.1016/j.eja.2022.126518.
- Savin, R., Sadras, V. O., & Slafer, G. A. (2019). Benchmarking nitrogen utilisation efficiency in wheat for Mediterranean and non-Mediterranean European regions. *Field Crops Research*, 241, doi.org/10.1016/j.fcr.2019.107573.
- Scaglia, B., Pognani, M. y Adani, F. (2015). Evaluación de la actividad hormonal de la fracción de materia orgánica disuelta (DOM) de compost y digestato. *Ciencia del Medio Ambiente Total*, 514, 314–321. doi:10.1016/j.scitotenv.2015.02.6
- SEMARNAT. (2000). NOM-021-SEMARNAT-2000. *Normal Oficial Mexicana que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos: estudios, muestreo y análisis*, Diario Oficial de la Federación: Ciudad de México, Mexico, 2002.
- Semida, W. M., Beheiry, H. R., Sétamou, M., Simpson, C. R., Abd El-Mageed, T. A., Rady, M. M., & Nelson, S. D. (2019). Biochar implications for sustainable agriculture and environment: A review. *South African Journal of Botany*, 127, 333–347. doi:10.1016/j.sajb.2019.11.015
- SIACON, Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta. (2020). Consultado el 10-05-2022 en <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430>
- Spokas, K. A., Novak, J. M., & Venterea, R. T. (2011). Biochar's role as an alternative N-fertilizer: ammonia capture. *Plant and Soil*, 350(1-2), 35–42. doi:10.1007/s11104-011-0930-8

- Tomczyk, A., Sokołowska, Z. & Boguta, P. (2020). Biochar physicochemical properties: pyrolysis temperature and feedstock kind effects. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*, 19, 191–215. <https://doi.org/10.1007/s11157-020-09523-3>
- Varnero, M. T., Arellano, J., Benavides, C., Santibañez, F., Vanegas, N., Carrasco, A., & Sepúlveda, N. (1990). Aprovechamiento racional de desechos orgánicos. *Ministerio de Agricultura (FIA). Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Informe Técnico. Santiago, Chile.*
- Wang, S., Zhang, H., Huang, H., Xiao, R., Li, R., & Zhang, Z. (2020). Influence of temperature and residence time on characteristics of biochars derived from agricultural residues: A comprehensive evaluation. *Process Safety and Environmental Protection*, 139, 218–229. doi:10.1016/j.psep.2020.03.028
- Werdin, J., Conn, R., Fletcher, T. D., Rayner, J. P., Williams, N. S. G., & Farrell, C. (2021). Biochar particle size and amendment rate are more important for water retention and weight of green roof substrates than differences in feedstock type. *Ecological Engineering*, 171, 106391. doi:10.1016/j.ecoleng.2021.106391
- Wijitkosum, S. (2022). Biochar derived from agricultural wastes and wood residues for sustainable agricultural and environmental applications, *International Soil and Water Conservation Research*, 10(2), 335-341, <https://doi.org/10.1016/j.iswcr.2021.09.006>.
- Xu, J. M., Tang, C., & Chen, Z. L. (2006). The role of plant residues in pH change of acid soils differing in initial pH. *Soil Biology and Biochemistry*, 38(4), 709–719. doi:10.1016/j.soilbio.2005.06.022
- Yamashita, N., Ohta, S., Sase, H., Kievuttinon, B., Luangjame, J., Visaratana, T., & Garivait, H. (2011). Seasonal changes in multi-scale spatial structure of soil pH and related parameters along a tropical dry evergreen forest slope. *Geoderma*, 165(1), 31–39. doi:10.1016/j.geoderma.2011.06.02
- Yan, P., Shen, C., Zou, Z., Fu, J., Li, X., Zhang, L., Zhang, L., Han, W., & Fan, L. (2021). Biochar stimulates tea growth by improving nutrients in acidic soil. *Scientia Horticulturae*, 283, 110078. doi:10.1016/j.scienta.2021.110078
- Yang, L., Wu, Y., Wang, Y., An, W., Jin, J., Sun, K., & Wang, X. (2021). Effects of biochar addition on the abundance, speciation, availability, and leaching loss of soil phosphorus. *Science of the Total Environment*, 758, 143657. doi:10.1016/j.scitotenv.2020.1436
- Yao, Y., Gao, B., Zhang, M., Inyang, M., & Zimmerman, A. R. (2012). Effect of biochar amendment on sorption and leaching of nitrate, ammonium, and phosphate in a sandy soil. *Chemosphere*, 89(11), 1467–1471. doi:10.1016/j.chemosphere.2012.06

- Yuan, J.-H., Xu, R.-K., & Zhang, H. (2011). The forms of alkalis in the biochar produced from crop residues at different temperatures. *Bioresource Technology*, 102(3), 3488–3497. doi:10.1016/j.biortech.2010.11.01
- Zhang, J., Zhang, L., Qiu, S. (2022). Biochar amendment benefits ¹⁵N fertilizer retention and rhizosphere N enrichment in a maize-soil system. *Geoderma*, 412,115713, <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2022.115713>.
- Zhang, Y., Wang, J., & Feng, Y. (2021). The effects of biochar addition on soil physicochemical properties: A review. *Catena*, 202, 105284. doi:10.1016/j.catena.2021.105284
- Zunfu, L., Ruoyi, J., Lijuan, D., Weichen, H., Ximing, X., Yongxin, L., Huqing, Y., & Guoquan, L. (2022). A model of plant and ear nitrogen for the diagnosis of nitrogen nutrition of malting barley to coordinate the relationship between grain yield and quality. *European Journal of Agronomy*, 136, doi.org/10.1016/j.eja.2022.126488.

Capítulo 8. Conclusiones generales y recomendaciones

El uso de bajas dosis de biochar impacta positivamente las propiedades físicas y químicas de suelos semiáridos, sobre todo las propiedades hidrológicas. Se pudo observar que los efectos se mantienen a corto plazo y presentan una tendencia de crecimiento conforme transcurre el tiempo.

El biochar junto con la aplicación de biofertilizante mejora sustancialmente el contenido de materia orgánica, así como la retención y disponibilidad de nutrientes. En el tomate de cáscara, la combinación del biochar con fertilización química, además de mejorar el rendimiento, permite disminuir la dosis de fertilizantes químicos hasta en un 80 %. En el cultivo de cebada, la aplicación de biochar solo y combinado con biofertilizante también mejoró el rendimiento del cultivo, pero solo durante primer año, lo que hace pensar que tal vez es necesario repetir la adición de la dosis de biochar para que el efecto se mantenga para el siguiente ciclo. Con base en los resultados, podemos concluir que el biochar y el biofertilizante estudiados, son mejoradores recomendables para suelos con algún grado de desertificación, que presentan deficiencias de fertilidad y baja retención de agua; además, el biochar puede ser empleado en combinación con fertilizantes químicos para hacer más eficiente la nutrición y reducir el uso de estos productos.

Los efectos mencionados anteriormente se observaron a corto plazo (2 años de cultivo), por lo que se recomienda realizar estudios a mediano y largo plazo para comprobar cuál es el periodo de tiempo que perduran los efectos de biochar en el suelo y de esta manera conocer el momento adecuado de una segunda aplicación para mantener suelos acondicionados y fértiles.

Otra recomendación para tomar en cuenta es evaluar la combinación de biochar, biofertilizante y fertilización química en el cultivo de tomate de cáscara (*P. ixocarpa*) para comprobar si la nutrición es más eficiente y el rendimiento es mayor. En el cultivo de cebada (*H. vulgare*) se recomienda la combinación de biochar y biofertilizante con fertilizantes nitrogenados para incrementar el rendimiento del cultivo.

Anexo 1: Metodología para la caracterización del biochar, el suelo y el biofertilizante

Biochar

- **Determinación de pH y CE (IBI, 2015)**

Se debe preparar una suspensión 1:20 (v:v o p:p) de biochar: agua desionizada para el análisis de pH y EC del biochar. Se agita durante 1.5 horas, se deja reposar durante 10 minutos. Una vez completada la fase de agitación y equilibrio, se pueden realizar análisis de pH y EC en la misma suspensión con un medidor de pH y CE calibrado.

- **Determinación de humedad, material volátil y cenizas (ASTM, 2013)**

La muestra se tritura y homogeniza. La humedad se determina como la pérdida de peso a 105 °C. La materia volátil se determina como pérdida de peso a 950 °C: se usa una muestra a la cual se le eliminó la humedad. La ceniza se determina como el residuo después de la combustión hasta peso constante a 750°C.

Procedimiento

Humedad: calentar la mufla a 105 °C y colocar crisoles de porcelana y tapas por 10 min. Enfriar los crisoles en un desecador durante 1 h. Pesar los crisoles y agregar a cada uno aproximadamente 1 g, pesado con una precisión de 0,1 mg, de la muestra triturada. Colocar las muestras en el horno de secado a 105 °C durante 2 h. Colocar las muestras secas en un desecador durante 1 h y pesar.

Materia volátil: calentar el horno de mufla a 950 °C. Precaliente los crisoles utilizados para la determinación de la humedad, con las tapas colocadas y que contengan la muestra, de la siguiente manera: con la puerta del horno abierta, durante 2 min en el borde exterior del horno (300 °C) y luego durante 3 min en el borde del horno el horno (500°C). Luego mueva las muestras a la parte trasera del horno durante 6 minutos con la puerta de la mufla cerrada. Observe las muestras a través de una pequeña mirilla en la puerta de la mufla. Si se producen chispas, los resultados serán erróneos. Enfriar las muestras en un desecador durante 1 hora y pesar.

Cenizas: colocar las tapas y los crisoles abiertos (serán los utilizados para la determinación de materia volátil y que contiene la muestra) en la mufla a 750°C por 6 h. Enfríe los crisoles

con las tapas colocadas en un desecador durante 1 hora y péselos. Repita la quema de la muestra hasta que en un período de calentamiento de 1 h sucesiva dé como resultado una pérdida menor de 0,0005 g.

- **Determinación de densidad aparente (D_a) As-03 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método del terrón parafinado para la determinación de la densidad aparente de los suelos. La densidad aparente de una muestra de suelo es calculada a partir del conocimiento de dos parámetros: la masa del suelo y el volumen ocupado por el espacio poroso. En el caso de la masa, esta se conoce pesando la muestra (terrón) y en el caso del volumen, este es determinado de manera indirecta recubriendo el terrón con una capa de parafina y pesándolo sumergido en un líquido (agua).

Materiales y equipo

1. Terrones de suelo con un diámetro máximo de 2 cm.
2. Hilo de algodón para cocer ropa.
3. Parafina a punto de fusión (56-60 °C).
4. Vaso de precipitados de 500 mL.
5. Termómetro.
6. Estufa.
7. Balanza analítica.

Procedimiento

1. Secar dos o tres terrones de aproximadamente dos cm a la estufa a 105 °C hasta peso constante.
2. A uno de estos terrones atarle un hilo procurando que quede bien sujeto y en el otro extremo del hilo hacer una lazada para sujetarla al brazo del platillo de la balanza.
3. Pesar el terrón sujetando la lazada al brazo del platillo de la balanza, éste será el peso del terrón al aire (P_t)_a.
4. Sumergir el terrón rápidamente en la parafina derretida a 60 °C cuidando que quede totalmente cubierto por una capa delgada y uniforme.
5. Pesar el terrón parafinado al aire que será: (P_t)_a.
6. Pesar el terrón parafinado sumergido en el agua adecuando el interior de la balanza para que se registre únicamente el peso del terrón sumergido en el agua, que será: (P_t)_w.

Cálculos

1. Volumen de H₂O desplazada por el terrón
(Ptp) a – (Ptp) w = considerando una w= 1 g/cm³ que es igual (Vt + Vp)
2. (Ptp) a – (Pt) a = Peso de la parafina (Pp)
3. Pp = Vp = Volumen de la parafina (Vp)
4. (Vt + Vp) – Vp = Volumen del terrón (Vt)

$$Da = (Pt)a / Vt$$

w = densidad de H₂O

p = Densidad de la parafina (0.90 g/cm³)

- **Determinación de nitrógeno total (NT) método Kjeldahl (APHA AWWA WEF, 2012)**

La muestra se digiere en presencia de H₂SO₄ concentrado, K₂SO₄ y CuSO₄ (1 g). Después de que la muestra fue digerida, el residuo se enfría a temperatura ambiente y se lleva a condiciones alcalinas (NaOH al 50%) para la determinación del amonio.

Mezcla digestiva. La solución digestora se prepara con 3 g de sulfato de cobre (CuSO₄) (el cual actúa como catalizador) en 20 mL de agua destilada, 50 mL de ácido fosfórico (H₃PO₄) y 430 mL de ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄).

Solución indicadora. Se disuelven 200 mg de rojo de metilo en 100 mL de alcohol etílico al 95%; así como también se disuelven 100 mg de azul de metileno en 50 mL de alcohol etílico y se combinan las 2 soluciones.

Solución de ácido bórico (H₃BO₃). Se pesan 20 g de ácido bórico (H₃BO₃), los cuales se disuelven en agua destilada, posteriormente se agregan 10 mL de la solución indicadora y se afora a un litro.

Solución de NaOH. Se disuelven 500 g de NaOH en un litro de agua destilada.

Procedimiento: En un matraz Kjeldahl se coloca 1 mL de las muestras y se adicionan 0.5 g de sulfato de potasio (K₂SO₄), 3 mL de peróxido de hidrógeno (H₂O₂) al 30% para aumentar la ebullición y 6 mL de mezcla digestiva. El matraz se coloca en un digestor y se aumenta la temperatura gradualmente hasta llegar a 400 °C y hasta que la muestra vire de turbia a transparente o una ligera coloración amarillo pálido, se deja enfriar a temperatura ambiente y se coloca en un destilador, en el cual se conecta previamente un matraz Erlenmeyer en la salida del refrigerante con 20 mL de solución indicadora H₃BO₃. Finalmente se recolecta el producto destilado y se titula con HCl 0.1 N hasta el vire de verde a morado. También se

analizan blancos, los cuales contenían agua destilada con los mismos reactivos con los que se prepararon las muestras.

$$NT (mg L^{-1}) = (P - B) * N * 14 * 1000 / V$$

Donde:

P: Volumen gastado en la titulación de la muestra.

B: Volumen gastado en la titulación del blanco.

N: Normalidad del H₂SO₄.

V: mL de la muestra.

14: Peso molecular del nitrógeno.

- **Determinación de fósforo disponible (P_d) AS-10 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Este método, es ampliamente utilizado en estudios de fertilidad de suelos para la determinación de fósforo disponible tanto en suelos neutros como alcalinos. El fósforo determinado con este procedimiento ha mostrado una estrecha relación con la respuesta de los cultivos. El fósforo es extraído del suelo con una solución de NaHCO₃ 0.5 M ajustada a un pH de 8.5. en suelos neutros, calcáreos o alcalinos, conteniendo fosfatos de calcio, este extractante disminuye la concentración de Ca en solución a través de una precipitación del CaCO₃, por tanto, la concentración de P en solución, se incrementa conforme el pH se eleva.

Este extractante evita que se presenten reacciones secundarias en suelos ácidos y calcáreos debido a que el nivel de Al, Ca y Fe se mantiene muy bajo en dicha solución.

Reactivos

1. Hidróxido de sodio 1M. Disolver 4 g de NaOH en 100 mL de agua.
2. Bicarbonato de sodio (NaHCO₃) 0.5 M. Disolver 42 g de NaHCO₃ en aproximadamente 1 litro de agua. Ajustar el pH de esta solución a 8.5 mediante la adición de solución de NaOH 1 M. Llevar a volumen con agua destilada. Algunos autores recomiendan adicionar aceite mineral para evitar la exposición de la solución al aire. Guardar la solución en un recipiente de polietileno y revisar el pH de la solución antes de usarse, de requerirse, volver a ajustar a 8.5.
3. Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%. Pese 0.5 g de K(SbO) C₄H₄O₆.1/2 H₂O, transfíralo a un matraz volumétrico de 100 mL disuélvalo y afore con agua destilada.
4. Solución de molibdato de amonio [(NH₄)₆Mo₇O₂₄. 4H₂O]. Disolver 20 g de molibdato de amonio [(NH₄)₆Mo₇O₂₄. 4H₂O]. en 300 mL de agua destilada. Agregue lentamente bajo

constante agitación y con cuidado, 450 mL de H₂SO₄ (14 N) (194.4 mL H₂SO₄ concentrado diluido a 500 mL con agua da una concentración de aproximadamente 14 N). Agregue 100 mL de una solución al 0.5% (p/v) de tartrato de antimonio y potasio. Diluya las mezclas a 1 L con agua destilada. Este frasco se debe tapar y con papel aluminio, proteger de la luz.

5. Solución reductora con ácido ascórbico. Disolver 0.50 g de ácido ascórbico con un poco de solución de molibdato de amonio y aforar a 100 mL con la misma solución. Esta solución es preparada cada vez que se vaya a formar color.

6. Solución patrón de fósforo (200 mg L⁻¹). Pesar exactamente 0.8786 g de fosfato de potasio monobásico (KH₂PO₄) seco al horno a 105°C, disolver en agua y aforar a 1 litro. Guardar en envase de plástico o vidrio y conservar en refrigeración. Algunos autores recomiendan adicionar 25 mL de H₂SO₄ 7 N antes de aforar para conservar la solución libre de contaminantes biológicos.

7. Solución patrón de 5 mg L⁻¹ de P Diluir 5 mL de la solución de 200 mg L⁻¹ de P a 200 mL con agua destilada. Preparar fresca cada 5 días.

Material y equipo

1. Tubos de polietileno de 100 mL.
2. Papel Whatman No. 42 o equivalente.
3. Agitador mecánico recíproco, ajustado a 180 oscilaciones por minuto.
4. Balanza analítica.
5. Matraces volumétricos de 50 mL.
6. Bureta de 10 mL.
7. Espectrofotómetro para leer a 880 nm y celdas de vidrio.

Procedimiento

1. Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlos en los tubos de polietileno.
2. Adicionar 50 mL de la solución extractora tapar y agitar la suspensión en agitador de acción recíproca durante 30 min. a 180 oscilaciones por minuto.
3. Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 42 u otro de calidad similar.
4. Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora y adicionando todos los reactivos como en las muestras.
5. Tomar una alícuota de 5 mL (o 10 mL si la concentración de P es muy baja) del filtrado y colocarla en un matraz aforado de 50 mL.

6. Agregar 5.0 mL de la solución reductora, agitar y aforar. Leer después de 30 min. pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración)
7. Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P.
8. Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 mL de una solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 mL.
9. Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
10. Llevar a aproximadamente 40 mL con agua y adicionar 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, aforar.
11. Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos, pero antes de una hora a 882 nm, leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción, contando el tiempo desde que se agrega el reactivo que genera el complejo hasta el momento de la lectura. Cálculos

$$P \text{ (mg kg}^{-1} \text{ de suelo)} = CC * \frac{Vi}{p} * \frac{Vf}{a}$$

Donde:

CC= mg L⁻¹ de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra mg L⁻¹) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha estado el valor promedio de los blancos o por medio de una regresión simple.

Vi= volumen de la solución extractora adicionada.

p= peso de la muestra de suelo seca al aire.

Vf= volumen final de la solución colorimétrica a leer.

a= alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

- **Determinación de capacidad de intercambio catiónico (CIC) AS-12 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método para la determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca, Mg Na y K) de los suelos, empleando acetato de amonio 1N, pH 7.0, como solución saturante. El método para la determinación consiste en la saturación de la superficie de intercambio con un catión índice, el ion amonio; lavado del exceso de saturante con alcohol; desplazamiento del catión índice con potasio y determinación del amonio mediante destilación. El amonio se emplea como catión índice debido a su fácil

determinación, poca presencia en los suelos y porque no precipita al entrar en contacto con el suelo. La concentración normal que se usa asegura una completa saturación de la superficie de intercambio y como está amortiguada a pH 7.0, se logra mantener un cierto valor de pH. El lavado con alcohol pretende desplazar el exceso de saturante y minimizar la pérdida del amonio adsorbido.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico a menos que se indique otra cosa, cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de acetato de amonio 1.0N, pH 7.0. Diluir 57 mL de ácido acético glacial (99.5%) con agua a un volumen de aproximadamente 500 mL. Agregar 60 mL de hidróxido de amonio concentrado, diluir con agua a un volumen de 990 mL, mezclar completamente, ajustar a pH 7.0 y diluir a un volumen final de 1 litro con agua.
2. Una alternativa en el punto anterior consiste en pesar y disolver 77 g de acetato de amonio ($\text{NH}_4\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2$) en 900 mL de agua y de ser necesario ajustar a pH 7.0 y entonces completar a un litro con agua.
3. Alcohol etílico, usar $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ grado industrial.
4. Solución de cloruro de sodio al 10%. Pesar 100 g de cloruro de sodio grado analítico y disolver en 1 L de agua empleando un matraz aforado.
5. Solución de cloruro de amonio 1N. Pesar 53.50 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
6. Solución de cloruro de amonio 0.25N. Pesar 13.38 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
7. Indicador mixto. Mezclar volúmenes iguales de rojo de metilo al 0.66% y de verde de bromocresol al 0.99%. Ambos disueltos en etanol al 95%.
8. Solución de ácido bórico. Usar H_3BO_3 al 2% en agua destilada que contenga 10 mL del indicador por litro.
9. Ácido clorhídrico diluido valorado. Usar HCl 0.01 N.
10. Hidróxido de sodio al 40%. Disolver 400 g. de NaOH en agua destilada y llevar a 1000 mL.
11. Nitrato de plata 0.1 N. Disolver 16.98 g de AgNO_3 en agua destilada y llevar a 1000 mL.
12. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 mL con agua destilada añadir 17.5 mL de HNO_3 concentrado y aforar.

13. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 mL de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 mL y aforar con agua destilada.
14. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 mL de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en 500 mL de agua en un matraz volumétrico de 1000 mL, añadir 20 mL de HNO_3 2 M y aforar con agua.
15. Solución de ácido nítrico 2 M. Diluir 7 mL de HNO_3 concentrado en agua, aforar a 100 mL en un matraz volumétrico.

Material

1. Tubos de centrifuga de 50 mL con fondo redondo.
2. Agitador mecánico.
3. Centrifuga con capacidad para 8 o 16 tubos.
4. Matraces volumétricos de 100 mL.
5. Matraces Erlenmeyer de 125 mL.
6. Aparato de destilación.

Procedimiento

1. Pesar 5 g de suelo secado al aire y tamizado por malla de abertura de 2 mm y transferirlo a un tubo de centrifuga de 50 mL. Agregar 33 mL de solución de acetato de amonio. Tapar y agitar en posición horizontal durante 10 minutos. Luego, centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro. Esto se logra fácilmente centrifugando a 2500 rpm. Decantar el líquido en un matraz de 100 mL y repetir la extracción otras dos veces, aforar con acetato de amonio y guardarlo para la posterior determinación de las bases intercambiables (solución A).
2. Agregar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 1N; agitar durante 10 minutos y luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro y desecharlo. Adicionar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 0.25N, agitar durante 10 minutos, centrifugar y desechar el sobrenadante. Lavar la muestra con porciones de alcohol de 30 mL agitando durante 10 minutos, centrifugar y eliminar el sobrenadante cada vez. El lavado termina cuando la prueba de cloruros en el decantado sea mínima.
3. Prueba de cloruros. Pipetear 10 mL del sobrenadante alcohólico en un tubo de ensaye y agregar 4 o 5 gotas de nitrato de plata, si se observa un ligero precipitado blanco, la reacción es positiva y se debe continuar el lavado hasta que la prueba de cloruros sea negativa.

4. Reemplazar el amonio adsorbido con tres porciones de 33 mL de cloruro de sodio al 10%, agitando durante 10 minutos y centrifugando cada vez. Decantar cada reemplazo en un matraz volumétrico de 100 mL y completar al volumen. Determinar el amonio a partir de una alícuota de 10 mL, la cual se transfiere a un matraz Kjeldahl de 300 mL, se le agregan aproximadamente 8 mL de NaOH al 40% y se conecta al aparato de destilación microkjeldahl. Recoger el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer que contenga 10 mL de mezcla de indicador y ácido bórico. Determinar por titulación con HCl 0.01N.

Cálculos

Si se pesan 5 g de muestra entonces la capacidad de intercambio catiónico expresado en $\text{cmol}^+ \text{kg}^{-1}$ de suelo (CIC) se calculará de la forma siguiente:

$$CIC = 200 * (V) * (N)$$

En donde:

V = volumen (mL) de HCl empleado al titular lo destilado en la solución borada.

N = normalidad del HCl.

$$200 = \frac{100}{\text{alícuota}} * \frac{100}{\text{peso de suelo}}$$

alícuota = 10 mL y peso de suelo = 5 g.

- **Determinación de cationes solubles (K, Ca, Mg) método AS-19 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método para determinar los cationes solubles (Ca, Mg, Na y K) en el extracto de saturación por medición en un aparato de absorción atómica (Ca y Mg) y en un espectrofotómetro de flama (Na y K). El calcio y el magnesio solubles son medidos por espectrofotometría de absorción atómica y el potasio y el sodio por espectrofotometría de emisión atómica en los extractos diluidos. Las interferencias en las mediciones son eliminadas con lantano (La) y cesio (Cs) respectivamente.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 mL, añadir algo de agua y 17.5 mL de HNO_3 concentrado, aforar con agua.

2. Solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca. Pesar 2.497 g de CaCO_3 en un vaso de precipitado de 250 mL , añadir aproximadamente 100 mL de agua, y 12.5 mL de $\text{HCl } 4\text{M}$ hervir para eliminar el CO_2 (si permanecen partículas de CaCO_3 añadir 2 mL más de $\text{HCl } 4\text{M}$). Enfriar y transferir la solución a un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
3. Solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg. Pesar 1.013 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{ H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
4. Solución estándar mezclada, 100 mg L^{-1} de Ca y 10 mg L^{-1} de Mg tomar 10 mL de la solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca y 10 mL de la solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg en un matraz volumétrico de 100 mL y aforar con agua.
5. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 mL de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 mL y aforar con agua.
6. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 g de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 500 mL de agua en un matraz volumétrico de 1000 mL , añadir 20 mL de $\text{HNO}_3 \text{ 2 M}$ y aforar con agua.
7. Solución estándar de 1000 mg L^{-1} de K y 400 mg L^{-1} de Na. Disolver 1.9065 g de KCl y 1.0168 g de NaCl en agua en un matraz volumétrico de 1000 mL y aforar con agua.
8. Solución estándar diluida de 100 mg L^{-1} de K y 40 mg L^{-1} de Na. Pipetear 25 mL de la solución estándar en un matraz volumétrico de 250 mL , aforar con agua.

Material y equipo

1. Material común de laboratorio.
2. Espectrofotómetro de absorción atómica.
3. Espectrofotómetro de emisión atómica.

Determinación de Ca y Mg

1. Series estándar. Pipetear $0, 2.0, 3.0, 4.0$ y 5.0 mL , respectivamente, de la solución estándar mezclada en seis matraces volumétricos de 100 mL y agregar 5.0 mL de tiourea 0.1 M y 9.5 mL de la solución diluida de lantano y aforar con agua. La concentración de las series estándar es de: $0, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4$ y 0.5 mg L^{-1} de Mg y $0, 1, 2, 3, 4$ y 5 mg L^{-1} de Ca.
2. Pipetear 2 mL del extracto de saturación en un tubo de ensaye, añadir 2 mL de la solución de lantano y homogeneizar.
3. Medir el Ca y Mg en el aparato de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm , respectivamente.

Cálculos

$$Ca \text{ soluble } mmol L^{-1} = \frac{(a - b) * d}{PE}$$

$$Mg \text{ soluble } mmol L^{-1} = \frac{(a - b) * d}{PE}$$

Donde:

a = mg L⁻¹ de Ca o Mg en el extracto diluido

b = mg L⁻¹ en el blanco

d = Factor de dilución

PE = Peso equivalente (Ca = 20 y Mg = 12.15).

- **Determinación de Na y K**

1. Serie estándar de Na y K. Pipetear 0, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 mL de la solución estándar diluida en seis matraces volumétricos de 100 mL, respectivamente, añadir un poco de agua, 10 mL de tiourea 0.1 M y 9 mL de la solución de CsCl aforar con agua y mezclar. Esta serie estándar tiene concentraciones de: 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L⁻¹ de K y 0, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2 mg L⁻¹ de Na.
2. Pipetear 2 mL del extracto de saturación en un tubo de ensaye, añadir 2 mL de la solución de Cs y homogeneizar.
3. Medir Na y K en el espectrofotómetro de emisión atómica a una longitud de onda de 589 y 766.5 nm, respectivamente.

Cálculos

$$Na \text{ soluble } mmol L^{-1} = (a - b) * \frac{d}{PE}$$

$$K \text{ soluble } mmol L^{-1} = (a - b) * \frac{d}{PE}$$

- **Determinación de micronutrientes y metales contaminantes (Fe, Mn, Zn, Cu, Pb, Cd y Ni) método AS-14 (SEMARNAT, 2000)**

Principios y aplicación

Método para la determinación de micronutrientes y metales contaminantes (hierro, manganeso, zinc, cobre, plomo, cadmio y níquel) del suelo. Los procedimientos analíticos tendientes a evaluar la disponibilidad de algún metal, tal como zinc, cobre, hierro, manganeso, plomo, cadmio o níquel, fundamentalmente se asocian a su capacidad para

disolver o extraer alguna forma química del metal presente en el suelo. La eficiencia de extracción dependerá de la capacidad de cada solución para poder recuperar parte de aquellas formas de metales presentes en el suelo, las cuales generalmente se asocian a la cantidad de metal que es absorbido por los cultivos.

Entre las sustancias utilizadas para recuperar a los metales del suelo, destacan aquellas que emplean a compuestos orgánicos con la capacidad para formar complejos estables, tal es el caso del DTPA (ácido dietilen-triamino-pentaacético) y del EDTA (ácido etilen-diamino-tetraacético). Las soluciones complejantes, como el DTPA y el EDTA, tienen como finalidad el recuperar elementos metálicos que se encuentran en forma intercambiable, ligados a la materia orgánica y disolver formas precipitadas.

Reactivos

1. Los reactivos requeridos para cada una de las determinaciones deben ser de grado analítico. El agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada y desionizada. Las soluciones estándares se deben almacenar en botellas de polietileno y en condiciones de refrigeración.

2. DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético), ácido clorhídrico HCl 1+1 (un volumen de ácido + un volumen de agua), trietanolamina, cloruro de calcio dihidratado ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$). Ácido nítrico (HNO_3), 1:1 ácido clorhídrico (HCl) 1:1 (1 mL de ácido en 1 mililitro de agua). Soluciones amortiguadas a pH 4.7 y 10.

3. Para la cuantificación de metales. A partir de soluciones estándares de 1000 mg L^{-1} , que se pueden adquirir en forma comercial, se prepara la curva de calibración de cada metal. Es posible preparar las soluciones estándares empleando para ello la forma metálica, óxidos, o sales solubles del metal.

4. Solución patrón de cobre. Disolver 1.0 g de cobre metálico en 50 mL de ácido nítrico 1:1, y diluir a un litro. Un mililitro de esta solución contiene un mg de cobre.

5. Solución estándar de zinc. Disolver 1.0 g de zinc metálico en 50 mL de ácido clorhídrico 1:1 y aforar a un litro con agua. La concentración de la solución es 1 mg de Zn por cada mL.

6. Solución estándar de cadmio. Disolver 1.0 g de metal cadmio en 50 mL de ácido clorhídrico 1:1 y diluir a un litro con agua. Un mililitro de esta solución contiene un mg de cadmio.

7. Solución estándar de níquel. Disolver 1.0 g de metal níquel en 50 mL de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un mililitro de la solución contiene un mg de níquel.

8. Solución estándar de plomo. Disolver 0.1 g plomo metálico en 10 mL de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro. Un mililitro de la solución contiene 0.1 mg de plomo.
9. Solución estándar de hierro. Disolver 1.0 g de alambre de hierro en ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un mililitro de solución contiene un mg de hierro.
10. Solución estándar de manganeso. Disolver 0.1 g de manganeso metálico en 10 mL de ácido clorhídrico concentrado, mezclar con 1 ml de ácido nítrico concentrado y aforar a un litro con agua. Un mililitro de la solución contiene 0.1 mg de manganeso.
11. Acetileno (C_2H_2) para absorción atómica.

Material y equipo

1. Diferente material de vidrio.
2. Tamiz de 2 mm de diámetro de apertura y malla de nylon.
3. Agitador eléctrico de acción recíproca.
4. Balanza analítica y granataria.
5. Potenciómetro.
6. Espectrofotómetro de absorción atómica.
7. Lámparas de cátodo hueco para cada elemento a determinar.

Extracción con DTPA

Reactivos

Solución de DTPA 0.005 M. Para preparar un litro, disuelva 14.9 g de trietanolamina (TEA), 1.97 g de reactivo DTPA y 1.47 g de $CaCl_2 \cdot 2H_2O$ en aproximadamente 300 mL de agua desionizada, agitar hasta disolver los reactivos, llevar a un volumen de 900 mL y ajustar el pH a 7.3 con ácido clorhídrico 1:1. Finalmente completar a un volumen de un litro con agua.

Extracción

1. Colocar 10.0 g de suelo seco y tamizado en malla de 2 mm de apertura, en un matraz Erlenmeyer de 125 mL y adicionar 20 mL de solución DTPA.
2. Tapar el matraz con papel parafilm o con plástico asegurándolo con una liga. Agitar horizontalmente a 120 oscilaciones por minuto durante dos horas exactamente.
3. Terminado el agitado separar la solución del suelo, mediante un filtrado con papel Whatman No. 42, si existe paso de suelo se debe filtrar nuevamente la solución.
4. De igual manera conduzca un blanco, para lo cual se procede en forma similar a la muestra problema, pero sin suelo.

5. En el extracto obtenido, es posible cuantificar a los micronutrientes; hierro, cobre, zinc, y manganeso, así como a los metales tóxicos; plomo, cadmio y níquel.

Cálculos

Los resultados de absorbancia o concentración en mg L^{-1} de cada metal se deben expresar en mg del metal en un kilogramo de suelo. Para el caso de la extracción con DTPA la fórmula de cálculo es:

$$\text{mgkg}^{-1}(\text{metal}) = \left[\frac{(M - b)(L)(F.D.)}{\text{peso suelo}} \right]$$

Donde:

M = concentración del metal en el extracto del suelo (mg L^{-1})

b = concentración del metal en el blanco (mg L^{-1})

Peso del suelo expresado en kg (0.01 kg)

F.D. = factor de dilución (Vt/A)

Vt = volumen total de dilución de alícuota

A = alícuota del extracto de suelo diluida

L = volumen del extracto expresado en litros

Si las lecturas obtenidas para cada metal se expresan en mg L^{-1} y no se realiza alguna dilución, la fórmula de cálculo se simplifica a:

$$\text{mgkg}^{-1}(\text{metal}) = [(2)(M - b)]_0$$

Suelo

• Determinación de pH, método AS-02 (SEMARNAT, 2000)

Principio y aplicación

Método electrométrico para la determinación del pH en muestras de suelo en una solución de agua pura. La evaluación electrométrica del pH se basa en la determinación de la actividad del ion H mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H. En el caso de los suelos el pH se mide potenciométricamente en la suspensión sobrenadante de una mezcla de relación suelo: agua 1:2. El pH es una de las mediciones más comunes e importantes en los análisis químicos rutinarios de suelo, ya que controla reacciones químicas y biológicas en el suelo. La determinación del pH es afectada por varios factores tales como: el tipo y cantidad de constituyentes orgánicos e inorgánicos que contribuyen a la acidez del suelo, la concentración de sales en la solución, la relación suelo: solución, la

presión parcial de bióxido de carbono y el efecto de la suspensión asociado con el potencial de unión, etc.

Reactivos

Los reactivos utilizados en esta determinación deben ser grado analítico y el agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada o desionizada.

1. Agua destilada o desionizada.
2. Soluciones reguladoras de referencia, pH 4.00, 7.00 y 10.00, las cuales se adquieren preparadas o concentradas para diluirse de acuerdo con la instrucción. Estas soluciones deben estar a temperatura ambiente al momento de calibrar el medidor de pH.

Material y equipo

1. Potenciómetro o medidor de pH equipado con electrodo de vidrio en combinación con electrodo de referencia.
2. Balanza con 0.1 g de sensibilidad.
3. Frascos de vidrio o plástico transparente de boca ancha con capacidad de 50 a 100 mL.
4. Pipeta volumétrica de 20 mL.
5. Varilla de vidrio que sirva como agitador manual.
6. Piceta.
7. Cinta métrica.

Procedimiento

1. Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio o plástico de boca ancha.
2. Adicionar 20 mL. de agua destilada al frasco conteniendo el suelo.
3. Con una varilla de vidrio, agitar manualmente la mezcla de suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
4. Dejar reposar durante 15 minutos.
5. Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladores pH 4.00 y 7.00 o 7.00 y 10.00 según el suelo, enjuagando con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.
6. Agite nuevamente la suspensión e introduzca el electrodo en la suspensión.
7. Registre el pH al momento en que la lectura se haya estabilizado.

• **Determinación de la densidad aparente (Da), método As-03 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método del terrón parafinado para la determinación de la densidad aparente de los suelos. La densidad Parente de una muestra de suelo es calculada a partir del conocimiento de dos parámetros: la masa del suelo y el volumen ocupado por el espacio poroso. En el caso de la masa, ésta se conoce pesando la muestra (terrón) y en el caso del volumen, éste es determinado de manera indirecta recubriendo el terrón con una capa de para fina y pesándolo sumergido en un líquido (agua).

Materiales y equipo

1. Terrones de suelo con un diámetro máximo de 2 cm.
2. Hilo de algodón para cocer ropa.
3. Parafina a punto de fusión (56-60 °C).
4. Vaso de precipitados de 500 mL.
5. Termómetro.
6. Estufa.
7. Balanza analítica.

Procedimiento

1. Secar dos o tres terrones de aproximadamente dos cm a la estufa a 105 °C hasta peso constante.
2. A uno de estos terrones atarle un hilo procurando que quede bien sujeto y en el otro extremo del hilo hacer una lazada para sujetarla al brazo del platillo de la balanza.
3. Pesarse el terrón sujetando la lazada al brazo del platillo de la balanza, éste será el peso del terrón al aire (Pt) a.
4. Sumergir el terrón rápidamente en la parafina derretida a 60 °C cuidando que quede totalmente cubierto por una capa delgada y uniforme.
5. Pesarse el terrón parafinado al aire que será: (Ptp) a.
6. Pesarse el terrón parafinado sumergido en el agua adecuando al interior de la balanza para que se registre únicamente el peso del terrón sumergido en el agua, que será: (Ptp) w.

Cálculos

Volumen de H₂O desplazada por el terrón

(Ptp) a – (Ptp) w = considerando una

w = 1 g/cm³ que es igual (Vt + Vp)

$(P_t)_a - (P_t)_a = \text{Peso de la parafina } (P_p)$

$P_p = V_p = \text{Volumen de la parafina } (V_p)$

$(V_t + V_p) - V_p = \text{Volumen del terrón } (V_t)$

$D_a = (P_t)_a / V_t$

w = densidad de H₂O

p = Densidad de la parafina (0.90 g/cm³)

- **Determinación de Materia orgánica (MO) método AS-07 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

La determinación de materia orgánica del suelo se evalúa a través del contenido de carbono orgánico con el método de Walkley y Black. Este método se basa en la oxidación del carbono orgánico del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor de reacción que se genera al mezclarla con ácido sulfúrico concentrado. Después de un cierto tiempo de espera la mezcla se diluye, se adiciona ácido fosfórico para evitar interferencias de Fe³⁺ y el dicromato de potasio residual es valorado con sulfato ferroso. Con este procedimiento se detecta entre un 70 y 84% del carbón orgánico total por lo que es necesario introducir un factor de corrección, el cual puede variar entre suelo y suelo. En los suelos de México se recomienda utilizar el factor 1.298 (1/0.77).

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico a menos que se indique otra cosa.

1. Dicromato de potasio 0.166 M o 1N.- Disolver 48.82 g de K₂Cr₂O₇ en agua destilada aforar a 1000 mL en un matraz volumétrico.
2. Ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄).
3. Ácido fosfórico concentrado (H₃PO₄).
4. Indicador de difenilamina. Disolver 0.5 g de difenilamina en 20 mL de agua y añadir 100 mL de ácido sulfúrico concentrado.
5. Sulfato ferroso 1.0 M (aproximadamente). Disolver 278 g de FeSO₄·7H₂O en agua a la que previamente se le añadieron 80 mL de H₂SO₄ concentrado, enfriar y diluir a un litro. Esta solución debe ser valorada con K₂Cr₂O₇ 1 N antes de realizar la determinación.

Material

Matraces Erlenmeyer de 500 mL

Bureta para K₂Cr₂O₇ (50 mL)

Bureta para FeSO₄·7H₂O (50 mL)

Pipeta volumétrica (10 mL). Probeta de vidrio (25 mL)

Procedimiento

1. Pesar 0.5 g de suelo seco y pasado por un tamiz de 0.5 mm y colocarlo en un matraz Erlenmeyer de 500 mL. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
2. Adicionar exactamente 10 mL de dicromato de potasio 1 N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.
3. Agregar cuidadosamente con una bureta 20 mL de H₂SO₄ concentrado a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar de esa forma durante un minuto.
4. Dejar reposar durante 30 minutos sobre una lámina de asbesto o sobre una mesa de madera, evitando las mesas de acero o cemento.
5. Añadir 200 mL de agua destilada.
6. Añadir 5 mL de H₃PO₄ concentrado.
7. Adicionar de 5 a 10 gotas del indicador de difenilamina.
8. Titular con la disolución de sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final verde claro.

Cálculos

$$\% C \text{ orgánico} = \left(\frac{B - T}{g} \right) (N)(0.39) * mcf$$

Donde:

B = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (mL).

T = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (mL).

N = Normalidad exacta del sulfato ferroso (valorar por separado al momento de analizar las muestras).

g = Peso de la muestra empleada (g).

mcf = factor de corrección de humedad.

$$\% \text{ Materia orgánica} = \% C \text{ orgánico} * 1.724$$

- **Determinación de nitrógeno inorgánico (N_{inorg}), método AS-08 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método para la determinación de nitrógeno inorgánico extraíble con el procedimiento micro-Kjeldahl. Se utiliza como índice de disponibilidad de nitrógeno en el suelo. Se realizará su evaluación para generar recomendaciones de fertilización. El nitrógeno inorgánico determinado con este procedimiento ha mostrado una alta relación con la respuesta de la planta en estudios de correlación de métodos químicos. Se basa en la extracción del amonio intercambiable por equilibrio de la muestra de suelo con KCl 2 N y su determinación por destilación mediante arrastre de vapor en presencia de MgO. La adición de la aleación de Devarda permite incluir la determinación de nitratos y nitritos.

Reactivos

1. Óxido de magnesio (MgO). Se calcina en una mufla a 600-700°C durante dos horas y se almacena en frascos con tapa hermética, después de enfriarlo en desecador provisto de gránulos de KOH.
2. Solución de ácido bórico con indicador. Disolver 20 g de H₃BO₃ puro en 700 mL de agua caliente y transferir la solución fría a un matraz volumétrico de 1 litro que contenga 200 mL de etanol (96%) y 20 mL de la solución indicadora descrita más abajo. Ajustar a pH de 5.0 con NaOH 0.05 N. Complete el volumen de 1 litro.
3. Mezcla de indicadores. Disolver 0.300 g de verde de bromocresol y 0.165 g de rojo de metilo en 500 mL de etanol (96%).
4. Aleación de Devarda. En (Al:Zn:Cu 10:9:1). Moler si es necesario en un molino de bolas o mortero hasta que el 75% pase un tamiz de 300 mallas.
5. Ácido sulfúrico 0.005 N. Estandarizarlo con THAM (trihidroximetilaminometano).
6. Solución patrón de 50 ppm de N-NH₄ y N-NO₃. Pesar 0.236 g de (NH₄)₂SO₄ y 0.361 g de KNO₃ desecados y diluirlos a 1 litro con agua destilada. Guardar en refrigerador.
7. Solución de cloruro de potasio 2 N. Disolver 1490.8 g de KCl grado reactivo en 8 litros de agua y diluir la solución a 10 litros.

Material y equipo

1. Balanza analítica.
2. Matraces de destilación.
3. Destilador con arrastre de vapor.
4. Micro buretas de 5 mL, graduadas a intervalos de 0.01 mL.
5. Matraces Erlenmeyer de 125 mL.
6. Agitador de vaivén regulado a 180 oscilaciones por minuto.

Procedimiento

1. Pesar 5 g de suelo y colocar en un bote de polietileno de 100 mL de capacidad o en un matraz Erlenmeyer de 125 mL.
2. Agregar 50 mL de solución de KCl 2 N y agitar por 60 minutos en agitador de acción recíproca regulado a 180 rpm y centrifugar 5 minutos. Decantar o filtrar si es necesario.
3. Colocar 10 mL de solución H₃BO₃ con indicador en un matraz Erlenmeyer de 125 mL y conectarlo en un tubo de salida del refrigerante, de modo que éste quede en contacto con el líquido.
4. Pipetear una alícuota de 10 a 20 mL del extracto de suelo y colocar en un matraz de destilación y agregar 0.2 g de MgO calcinado y 0.2 g de aleación de Devarda.
5. Conectar el aparato de destilación y destilar hasta completar aproximadamente 30 mL en 3-4 minutos (6-7 ml min⁻¹).
6. Titular la muestra y los blancos (se preparan de forma similar a las muestras) con ácido sulfúrico 0.005 N. En el punto final el color cambia de verde a rosa tenue.

Cálculos

Calcular la cantidad de nitrógeno inorgánico con la siguiente ecuación:

$$N \text{ (ppm)} = (M - B) * N * 14 * \left(\frac{Vi}{a}\right) * \frac{1}{p} * 1000$$

Donde:

M y B= Son los mililitros de ácido sulfúrico usados en la titulación de muestra y el blanco, respectivamente.

N= La normalidad del ácido.

Vi= Es el volumen del extractante.

a= La alícuota destilada.

p= El peso de la muestra en gramos

• **Determinación de fósforo disponible (P_d) AS-10 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Este método, es ampliamente utilizado en estudios de fertilidad de suelos para la determinación de fósforo disponible tanto en suelos neutros como alcalinos. El fósforo determinado con este procedimiento ha mostrado una estrecha relación con la respuesta

de los cultivos. El fósforo es extraído del suelo con una solución de NaHCO_3 0.5 M ajustada a un pH de 8.5. en suelos neutros, calcáreos o alcalinos, conteniendo fosfatos de calcio, este extractante disminuye la concentración de Ca en solución a través de una precipitación del CaCO_3 , por tanto, la concentración de P en solución, se incrementa conforme el pH se eleva.

Este extractante evita que se presenten reacciones secundarias en suelos ácidos y calcáreos debido a que el nivel de Al, Ca y Fe se mantiene muy bajo en dicha solución.

Reactivos

1. Hidróxido de sodio 1M. Disolver 4 g de NaOH en 100 mL de agua.
2. Bicarbonato de sodio (NaHCO_3) 0.5 M. Disolver 42 g de NaHCO_3 en aproximadamente 1 litro de agua. Ajustar el pH de esta solución a 8.5 mediante la adición de solución de NaOH 1 M. Llevar a volumen con agua destilada. Algunos autores recomiendan adicionar aceite mineral para evitar la exposición de la solución al aire. Guardar la solución en un recipiente de polietileno y revisar el pH de la solución antes de usarse, de requerirse, volver a ajustar a 8.5.
3. Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%. Pese 0.5 g de $\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 1/2 \text{H}_2\text{O}$, transfíralo a un matraz volumétrico de 100 mL disuélvalo y afore con agua destilada.
4. Solución de molibdato de amonio [$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$]. Disolver 20 g de molibdato de amonio [$(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$] en 300 mL de agua destilada. Agregue lentamente bajo constante agitación y con cuidado, 450 mL de H_2SO_4 (14 N) (194.4 mL H_2SO_4 concentrado diluido a 500 mL con agua da una concentración de aproximadamente 14 N). Agregue 100 mL de una solución al 0.5% (p/v) de tartrato de antimonio y potasio. Diluya las mezclas a 1 L con agua destilada. Este frasco se debe tapar y con papel aluminio, proteger de la luz.
5. Solución reductora con ácido ascórbico. Disolver 0.50 g de ácido ascórbico con un poco de solución de molibdato de amonio y aforar a 100 mL con la misma solución. Esta solución es preparada cada vez que se vaya a formar color.
6. Solución patrón de fósforo (200 mg L^{-1}). Pesar exactamente 0.8786 g de fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4) seco al horno a 105°C , disolver en agua y aforar a 1 litro. Guardar en envase de plástico o vidrio y conservar en refrigeración. Algunos autores recomiendan adicionar 25 mL de H_2SO_4 7 N antes de aforar para conservar la solución libre de contaminantes biológicos.
7. Solución patrón de 5 mg L^{-1} de P Diluir 5 mL de la solución de 200 mg L^{-1} de P a 200 mL con agua destilada. Preparar fresca cada 5 días.

Material y equipo

1. Tubos de polietileno de 100 mL.
2. Papel Whatman No. 42 o equivalente.
3. Agitador mecánico recíproco, ajustado a 180 oscilaciones por minuto.
4. Balanza analítica.
5. Matraces volumétricos de 50 mL.
6. Bureta de 10 mL.
7. Espectrofotómetro para leer a 880 nm y celdas de vidrio.

Procedimiento

1. Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlos en los tubos de polietileno.
2. Adicionar 50 mL de la solución extractora tapar y agitar la suspensión en agitador de acción recíproca durante 30 min. a 180 oscilaciones por minuto.
3. Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 42 u otro de calidad similar.
4. Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora y adicionando todos los reactivos como en las muestras.
5. Tomar una alícuota de 5 mL (o 10 mL si la concentración de P es muy baja) del filtrado y colocarla en un matraz aforado de 50 mL.
6. Agregar 5.0 mL de la solución reductora, agitar y aforar. Leer después de 30 min. pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración)
7. Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P.
8. Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 mL de una solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 mL.
9. Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
10. Llevar a aproximadamente 40 mL con agua y adicionar 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, aforar.
11. Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos, pero antes de una hora a 882 nm, leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción, contando el tiempo desde que se agrega el reactivo que genera el complejo hasta el momento de la lectura.

Cálculos:

$$P \text{ (mg kg}^{-1} \text{ de suelo)} = CC * \frac{Vi}{p} * \frac{Vf}{a}$$

Donde:

CC= mg L⁻¹ de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra mg L⁻¹) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha estado el valor promedio de los blancos o por medio de una regresión simple.

Vi= volumen de la solución extractora adicionada.

p= peso de la muestra de suelo seca al aire.

Vf= volumen final de la solución colorimétrica a leer.

a= alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

- **Determinación de capacidad de intercambio catiónico (CIC) AS-12 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método para la determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca, Mg Na y K) de los suelos, empleando acetato de amonio 1N, pH 7.0, como solución saturante. El método para la determinación consiste en la saturación de la superficie de intercambio con un catión índice, el ion amonio; lavado del exceso de saturante con alcohol; desplazamiento del catión índice con potasio y determinación del amonio mediante destilación. El amonio se emplea como catión índice debido a su fácil determinación, poca presencia en los suelos y porque no precipita al entrar en contacto con el suelo. La concentración normal que se usa asegura una completa saturación de la superficie de intercambio y como está amortiguada a pH 7.0, se logra mantener un cierto valor de pH. El lavado con alcohol pretende desplazar el exceso de saturante y minimizar la pérdida del amonio adsorbido.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico a menos que se indique otra cosa, cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de acetato de amonio 1.0N, pH 7.0. Diluir 57 mL de ácido acético glacial (99.5%) con agua a un volumen de aproximadamente 500 mL. Agregar 60 mL de hidróxido de

amonio concentrado, diluir con agua a un volumen de 990 mL, mezclar completamente, ajustar a pH 7.0 y diluir a un volumen final de 1 litro con agua.

2. Una alternativa en el punto anterior consiste en pesar y disolver 77 g de acetato de amonio ($\text{NH}_4\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2$) en 900 mL de agua y de ser necesario ajustar a pH 7.0 y entonces completar a un litro con agua.

3. Alcohol etílico, usar $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ grado industrial.

4. Solución de cloruro de sodio al 10%. Pesar 100 g de cloruro de sodio grado analítico y disolver en 1 L de agua empleando un matraz aforado.

5. Solución de cloruro de amonio 1N. Pesar 53.50 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.

6. Solución de cloruro de amonio 0.25N. Pesar 13.38 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.

7. Indicador mixto. Mezclar volúmenes iguales de rojo de metilo al 0.66% y de verde de bromocresol al 0.99%. Ambos disueltos en etanol al 95%.

8. Solución de ácido bórico. Usar H_3BO_3 al 2% en agua destilada que contenga 10 mL del indicador por litro.

9. Ácido clorhídrico diluido valorado. Usar HCl 0.01 N.

10. Hidróxido de sodio al 40%. Disolver 400 g. de NaOH en agua destilada y llevar a 1000 mL.

11. Nitrato de plata 0.1 N. Disolver 16.98 g de AgNO_3 en agua destilada y llevar a 1000 mL.

12. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 mL con agua destilada añadir 17.5 mL de HNO_3 concentrado y aforar.

13. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 mL de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 mL y aforar con agua destilada.

14. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 mL de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en 500 mL de agua en un matraz volumétrico de 1000 mL, añadir 20 mL de HNO_3 2 M y aforar con agua.

15. Solución de ácido nítrico 2 M. Diluir 7 mL de HNO_3 concentrado en agua, aforar a 100 mL en un matraz volumétrico.

Material

1. Tubos de centrifuga de 50 mL con fondo redondo.

2. Agitador mecánico.

3. Centrifuga con capacidad para 8 o 16 tubos.

4. Matraces volumétricos de 100 mL.
5. Matraces Erlenmeyer de 125 mL.
6. Aparato de destilación.

Procedimiento

1. Pesar 5 g de suelo secado al aire y tamizado por malla de abertura de 2 mm y transferirlo a un tubo de centrífuga de 50 mL. Agregar 33 mL de solución de acetato de amonio. Tapar y agitar en posición horizontal durante 10 minutos. Luego, centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro. Esto se logra fácilmente centrifugando a 2500 rpm. Decantar el líquido en un matraz de 100 mL y repetir la extracción otras dos veces, aforar con acetato de amonio y guardarlo para la posterior determinación de las bases intercambiables (solución A).
2. Agregar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 1N; agitar durante 10 minutos y luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro y desecharlo. Adicionar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 0.25N, agitar durante 10 minutos, centrifugar y desechar el sobrenadante. Lavar la muestra con porciones de alcohol de 30 mL agitando durante 10 minutos, centrifugar y eliminar el sobrenadante cada vez. El lavado termina cuando la prueba de cloruros en el decantado sea mínima.
3. Prueba de cloruros. Pipetear 10 mL del sobrenadante alcohólico en un tubo de ensaye y agregar 4 o 5 gotas de nitrato de plata, si se observa un ligero precipitado blanco, la reacción es positiva y se debe continuar el lavado hasta que la prueba de cloruros sea negativa.
4. Reemplazar el amonio adsorbido con tres porciones de 33 mL de cloruro de sodio al 10%, agitando durante 10 minutos y centrifugando cada vez. Decantar cada reemplazo en un matraz volumétrico de 100 mL y completar al volumen. Determinar el amonio a partir de una alícuota de 10 mL, la cual se transfiere a un matraz Kjeldahl de 300 mL, se le agregan aproximadamente 8 mL de NaOH al 40% y se conecta al aparato de destilación microkjeldahl. Recoger el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer que contenga 10 mL de mezcla de indicador y ácido bórico. Determinar por titulación con HCl 0.01N.

Cálculos

Si se pesan 5 g de muestra entonces la capacidad de intercambio catiónico expresado en $\text{cmol}^+ \text{kg}^{-1}$ de suelo (CIC) se calculará de la forma siguiente:

$$CIC = 200 * (V) * (N)$$

En donde:

V = volumen (mL) de HCl empleado al titular lo destilado en la solución borada.

N = normalidad del HCl.

$$200 = \frac{100}{\text{alícuota}} * \frac{100}{\text{peso de suelo}}$$

alícuota = 10 mL y peso de suelo = 5 g

- **Determinación de cationes solubles (K, Ca, Mg) método AS-19 (SEMARNAT, 2000)**

Principio y aplicación

Método para determinar los cationes solubles (Ca, Mg, Na y K) en el extracto de saturación por medición en un aparato de absorción atómica (Ca y Mg) y en un espectrofotómetro de flama (Na y K). El calcio y el magnesio solubles son medidos por espectrofotometría de absorción atómica y el potasio y el sodio por espectrofotometría de emisión atómica en los extractos diluidos. Las interferencias en las mediciones son eliminadas con lantano (La) y cesio (Cs) respectivamente.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico cuando se hable de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

1. Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6 \text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 mL, añadir algo de agua y 17.5 mL de HNO_3 concentrado, aforar con agua.
2. Solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca. Pesar 2.497 g de CaCO_3 en un vaso de precipitado de 250 mL, añadir aproximadamente 100 mL de agua, y 12.5 mL de HCl 4M hervir para eliminar el CO_2 (si permanecen partículas de CaCO_3 añadir 2 mL más de HCl 4M). Enfriar y transferir la solución a un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
3. Solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg. Pesar 1.013 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de un litro y aforar con agua.
4. Solución estándar mezclada, 100 mg L^{-1} de Ca y 10 mg L^{-1} de Mg tomar 10 mL de la solución estándar de 1000 mg L^{-1} de Ca y 10 mL de la solución estándar de 100 mg L^{-1} de Mg en un matraz volumétrico de 100 mL y aforar con agua.
5. Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 mL de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 mL y aforar con agua.

6. Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 g de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 500 mL de agua en un matraz volumétrico de 1000 mL, añadir 20 mL de HNO_3 2 M y aforar con agua.

7. Solución estándar de 1000 mg L⁻¹ de K y 400 mg L⁻¹ de Na. Disolver 1.9065 g de KCl y 1.0168 g NaCl en agua en un matraz volumétrico de 1000 mL y aforar con agua.

8. Solución estándar diluida de 100 mg L⁻¹ de K y 40 mg L⁻¹ de Na. Pipetear 25 mL de la solución estándar en un matraz volumétrico de 250 mL, aforar con agua.

Material y equipo

1. Material común de laboratorio.
2. Espectrofotómetro de absorción atómica.
3. Espectrofotómetro de emisión atómica (flamómetro).

Determinación de Ca y Mg

1. Series estándar. Pipetear 0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 mL, respectivamente, de la solución estándar mezclada en seis matraces volumétricos de 100 mL y agregar 5.0 mL de tiourea 0.1 M y 9.5 mL de la solución diluida de lantano y aforar con agua. La concentración de las series estándar es de: 0, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mg L⁻¹ de Mg y 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L⁻¹ de Ca.

2. Pipetear 2 mL del extracto de saturación en un tubo de ensaye, añadir 2 mL de la solución de lantano y homogeneizar.

3. Medir el Ca y Mg en el aparato de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm, respectivamente.

Cálculos

$$Ca \text{ soluble } \text{mmol L}^{-1} = \frac{(a - b) * d}{PE}$$

$$Mg \text{ soluble } \text{mmol L}^{-1} = \frac{(a - b) * d}{PE}$$

Donde:

a = mg L⁻¹ de Ca o Mg en el extracto diluido

b = mg L⁻¹ en el blanco

d = Factor de dilución

PE = Peso equivalente (Ca = 20 y Mg = 12.15)

Determinación de Na y K

1. Serie estándar de Na y K. Pipetear 0, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5.0 mL de la solución estándar diluida en seis matraces volumétricos de 100 mL, respectivamente, añadir un poco de

agua, 10 mL de tiourea 0.1 M y 9 mL de la solución de CsCl aforar con agua y mezclar. Esta serie estándar tiene concentraciones de: 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mg L⁻¹ de K y 0, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2 mg L⁻¹ de Na.

2. Pipetear 2 mL del extracto de saturación en un tubo de ensaye, añadir 2 mL de la solución de Cs y homogeneizar.
3. Medir Na y K en el espectrofotómetro de emisión atómica a una longitud de onda de 589 y 766.5 nm, respectivamente.

Cálculos

$$Na \text{ soluble } mmol L^{-1} = (a - b) * \frac{d}{PE}$$

$$K \text{ soluble } mmol L^{-1} = (a - b) * \frac{d}{PE}$$

- **Determinación de micronutrientes y metales contaminantes (Fe, Mn, Zn, Cu, Pb, Cd y Ni) método AS-14 (SEMARNAT, 2000)**

Principios y aplicación

Método para la determinación de micronutrientes y metales contaminantes (hierro, manganeso, zinc, cobre, plomo, cadmio y níquel) del suelo. Los procedimientos analíticos tendientes a evaluar la disponibilidad de algún metal, tal como zinc, cobre, hierro, manganeso, plomo, cadmio o níquel, fundamentalmente se asocian a su capacidad para disolver o extraer alguna forma química del metal presente en el suelo. La eficiencia de extracción dependerá de la capacidad de cada solución para poder recuperar parte de aquellas formas de metales presentes en el suelo, las cuales generalmente se asocian a la cantidad de metal que es absorbido por los cultivos.

Entre las sustancias utilizadas para recuperar a los metales del suelo, destacan aquellas que emplean a compuestos orgánicos con la capacidad para formar complejos estables, tal es el caso del DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético) y del EDTA (ácido del etilendiamino-tetraacético). Las soluciones complejantes, como el DTPA y el EDTA, tienen como finalidad el recuperar elementos metálicos que se encuentran en forma intercambiable, ligados a la materia orgánica y disolver formas precipitadas.

Reactivos

1. Los reactivos requeridos para cada una de las determinaciones deben ser de grado analítico. El agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada y

desionizada. Las soluciones estándares se deben almacenar en botellas de polietileno y en condiciones de refrigeración.

2. DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético), ácido clorhídrico HCl 1+1 (un volumen de ácido + un volumen de agua), trietanolamina, cloruro de calcio dihidratado ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$). Ácido nítrico (HNO_3), 1:1 ácido clorhídrico (HCl) 1:1 (1 mL de ácido en 1 mililitro de agua). Soluciones amortiguadas a pH 4.7 y 10.

3. Para la cuantificación de metales. A partir de soluciones estándares de 1000 mg L^{-1} , que se pueden adquirir en forma comercial, se prepara la curva de calibración de cada metal. Es posible preparar las soluciones estándares empleando para ello la forma metálica, óxidos, o sales solubles del metal.

4. Solución patrón de cobre. Disolver 1.0 g de cobre metálico en 50 mL de ácido nítrico 1:1, y diluir a un litro. Un mililitro de esta solución contiene un mg de cobre.

5. Solución estándar de zinc. Disolver 1.0 g de zinc metálico en 50 mL de ácido clorhídrico 1:1 y aforar a un litro con agua. La concentración de la solución es 1 mg de Zn por cada mL.

6. Solución estándar de cadmio. Disolver 1.0 g de metal cadmio en 50 mL de ácido clorhídrico 1:1 y diluir a un litro con agua. Un mililitro de esta solución contiene un mg de cadmio.

7. Solución estándar de níquel. Disolver 1.0 g de metal níquel en 50 mL de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un mililitro de la solución contiene un mg de níquel.

8. Solución estándar de plomo. Disolver 0.1 g plomo metálico en 10 ml de ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro. Un mililitro de la solución contiene 0.1 mg de plomo.

9. Solución estándar de hierro. Disolver 1.0 g de alambre de hierro en ácido nítrico 1:1 y aforar a un litro con agua. Un mililitro de solución contiene un mg de hierro.

10. Solución estándar de manganeso. Disolver 0.1 g de manganeso metálico en 10 mL de ácido clorhídrico concentrado, mezclar con 1 mL de ácido nítrico concentrado y aforar a un litro con agua. Un mililitro de la solución contiene 0.1 mg de manganeso.

11. Acetileno (C_2H_2) para absorción atómica.

Material y equipo

1. Diferente material de vidrio.
2. Tamiz de 2 mm de diámetro de apertura y malla de nylon.
3. Agitador eléctrico de acción recíproca.
4. Balanza analítica y granataria.

5. Potenciómetro.
6. Espectrofotómetro de absorción atómica.
7. Lámparas de cátodo hueco para cada elemento a determinar.

Extracción con DTPA

Reactivos

Solución de DTPA 0.005 M. Para preparar un litro, disuelva 14.9 g de trietanolamina (TEA), 1.97 g de reactivo DTPA y 1.47 g de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ en aproximadamente 300 mL de agua desionizada, agitar hasta disolver los reactivos, llevar a un volumen de 900 mL y ajustar el pH a 7.3 con ácido clorhídrico 1:1. Finalmente completar a un volumen de un litro con agua.

Extracción

1. Colocar 10.0 g de suelo seco y tamizado en malla de 2 mm de apertura, en un matraz Erlenmeyer de 125 mL y adicionar 20 mL de solución DTPA.
2. Tapar el matraz con papel parafilm o con plástico asegurándolo con una liga. Agitar horizontalmente a 120 oscilaciones por minuto durante dos horas exactamente.
3. Terminado el agitado separar la solución del suelo, mediante un filtrado con papel Whatman No. 42, si existe paso de suelo se debe filtrar nuevamente la solución.
4. De igual manera conduzca un blanco, para lo cual se procede en forma similar a la muestra problema, pero sin suelo.
5. En el extracto obtenido, es posible cuantificar a los micronutrientes; hierro, cobre, zinc, y manganeso, así como a los metales tóxicos; plomo, cadmio y níquel.

Cálculos

Los resultados de absorbancia o concentración en mg L^{-1} de cada metal se deben expresar en mg del metal en un kilogramo de suelo. Para el caso de la extracción con DTPA la fórmula de cálculo es:

$$\text{mgkg}^{-1}(\text{metal}) = \left[\frac{(M - b)(L)(F.D.)}{\text{peso suelo}} \right]$$

Donde: M = concentración del metal en el extracto del suelo (mg L^{-1})

b = concentración del metal en el blanco (mg L^{-1})

Peso del suelo expresado en kg (0.01 kg)

F.D. = factor de dilución (Vt/A)

Vt = volumen total de dilución de alícuota

A = alícuota del extracto de suelo diluida

L = volumen del extracto expresado en litros

Si las lecturas obtenidas para cada metal se expresan en mg L⁻¹ y no se realiza alguna dilución, la fórmula de cálculo se simplifica a:

$$mgkg^{-1}(metal) = [(2)(M - b)]_0$$

Biofertilizante

• Determinación de pH y conductividad eléctrica (APHA AWWA WEF, 2012)

La evaluación electrométrica del pH se basa en la determinación de la actividad del ion H⁺ mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H⁺. El pH se mide potenciométricamente en la suspensión acuosa de una mezcla de fertilizante: agua 1:5.

Reactivos

Los reactivos utilizados en esta determinación deben ser grado analítico y el agua utilizada debe de ser destilada o desionizada.

1. Agua destilada.
2. Soluciones reguladoras de referencia, pH 4,00, 7,00 y 10,00, estas soluciones deben de estar a temperatura ambiente al momento de calibrar el medidor de pH.

Material y Equipo.

1. Potenciómetro o medidor de pH equipado con electrodo de vidrio en combinación con el electrodo de referencia.
2. Balanza con 0,01 g de sensibilidad.
3. Frascos de vidrio o plástico transparente de boca ancha con capacidad de 100 mL.
4. Probeta de 50 mL
5. Agitador, puede ser varilla de vidrio o un equipo de agitar.
6. Piseta.

Procedimiento.

1. Pesar 10,0 g, de muestra de humus de lombriz en frasco.
2. Adicionar 50 mL de agua al frasco donde se encuentra el fertilizante.
3. Agitar durante 20 minutos en agitador mecánico.
4. Calibrar el potenciómetro con las soluciones reguladoras, pH 4,00 – 7,00 o 7,00 – 10,00, 4,00 – 10,00, enjuagando con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.
5. Una vez transcurrido el tiempo de agitación se introduce el electrodo en la suspensión.

6. Registrar la lectura una vez estabilizada.

- **Determinación de Conductividad Eléctrica (SEMARNAT, 2000)**

Materiales

1. Medidor de conductividad eléctrica.
2. Se utiliza la misma solución que se utilizó para determinar el pH.

Procedimiento

1. A la misma mezcla de fertilizante-agua utilizada para la determinación de pH introducir el electrodo en la suspensión.
2. Registrar la lectura una vez estabilizada.

- **Determinación de nitrógeno total (NT) método Kjeldahl (Boraste y col., 2009)**

La muestra fue digerida en presencia de H_2SO_4 concentrado, K_2SO_4 y CuSO_4 (1g). Después de que la muestra fue digerida, el residuo se enfrió a temperatura ambiente y se llevó a condiciones alcalinas (NaOH al 50%) para la determinación del amonio.

Mezcla digestiva. La solución digestora se preparó con 3g de sulfato de cobre (CuSO_4) (el cual actuó como catalizador) en 20 mL de agua destilada, 50 mL de ácido fosfórico (H_3PO_4) y 430 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).

Solución indicadora. Se disolvieron 200 mg de rojo de metilo en 100 mL de alcohol etílico al 95%; así como también se disolvieron 100 mg de azul de metileno en 50 mL de alcohol etílico y se combinaron las 2 soluciones.

Solución de ácido bórico (H_3BO_3). Se pesaron 20 g de ácido bórico (H_3BO_3), los cuales se disolvieron en agua destilada, posteriormente se agregaron 10 mL de la solución indicadora y se aforo a un litro.

Solución de NaOH. Se disolvieron 500 g de NaOH en un litro de agua destilada.

Procedimiento: En un matraz Kjeldahl se colocó 1 mL de las muestras de los lixiviados y se adicionaron 0.5 g de sulfato de potasio (K_2SO_4), 3 mL de peróxido de hidrógeno (H_2O_2) al 30% para aumentar la ebullición y 6 mL de mezcla digestiva. El matraz se colocó en un digestor y se aumentó la temperatura gradualmente hasta llegar a 400 °C y hasta que la muestra viró de turbia a transparente o una ligera coloración amarillo pálido, se dejó enfriar a temperatura ambiente y se conectó en un destilador, en el cual se colocó previamente un

matraz Erlenmeyer en la salida del refrigerante con 20 mL de solución indicadora H₃BO₃. Finalmente se recolectó el producto destilado y se tituló con HCl 0.1 N hasta el vire de verde a morado. También se corrieron blancos, los cuales contenían agua destilada con los mismos reactivos con los que se prepararon las muestras.

$$NT (mg L^{-1}) = (P - B) * N * 14 * 1000 / V$$

Donde:

P: Volumen gastado en la titulación de la muestra.

B: Volumen gastado en la titulación del blanco.

N: Normalidad del H₂SO₄.

V: mL de la muestra.

14: Peso molecular del nitrógeno.

- **Determinación de carbono orgánico total (COT) (Boraste y col., 2009)**

El carbono orgánico de los lixiviados se cuantifico por el método colorimétrico de Walkley y Black (1979) descrito por Boraste (2009). Para determinar el contenido de CO en los lixiviados, se colocaron 2 mL de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 mL y se adicionaron 10 mL de K₂CrO₇ 0.17 M y 10 mL de H₂SO₄ concentrado, se agitaron por 1 min y se dejó reposar por 30 min, posteriormente se completaron a 150 mL con agua destilada. Luego se dejó decantar y enfriar durante dos horas. Finalmente, el sobrenadante se transfirió a tubos de ensayo, se dejó reposar un día y se determinó la absorbancia a 585 nm en un espectrofotómetro. Previamente se elaboró una curva patrón a partir de una solución de sacarosa al 5%, de la cual se tomaron alícuotas de 5, 10, 15, 20, 25 y 50 mL que se aforaron a 100 mL. De cada una de las soluciones preparadas se tomaron 2 mL, y se siguió el mismo procedimiento descrito para las muestras de lixiviado

$$COT (mgL^{-1}) = \frac{B - M}{m} * 1000$$

Donde:

B: absorbancia del blanco

M: absorbancia de la muestra

m: pendiente de la ecuación de la curva de calibración

- **Determinación de fósforo total (P_T) (Boraste y col., 2009)**

Las soluciones patrones fueron sometidas al mismo tratamiento que las muestras y se realizó una curva patrón, en la cual se interpolaron los resultados obtenidos para conocer la concentración de fósforo total. El P en la mayoría de las ocasiones se encuentra en combinación con materia orgánica y es necesaria una oxidación.

Reactivos

Solución estándar de fosfatos, 1000 mg L^{-1} de P. En un matraz aforado de 1000 mL, se agregaron 4.390 g de fosfato de dihidrógeno de potasio (KH_2PO_4) previamente secado a 105°C durante 2 h, se disolvió y se aforó con agua desionizada.

Solución estándar de fosfato, 100 mg L^{-1} de P. Se diluyeron 10 mL de solución estándar de 1000 mg L^{-1} de P a 100 mL con agua desionizada. A partir de esta solución se agregaron 0, 2, 4, 6, 8 y 10 mL en seis matraces aforados de 1000 mL y se aforaron, para obtener soluciones con concentraciones de: 0.0, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L^{-1} de P.

Solución indicadora de fenolftaleína 0.1%. Se disolvieron 0.1 g de fenolftaleína en 100 mL de etanol al 96 %

Ácido sulfúrico (H_2SO_4) 2.5 M. Se agregaron lentamente 70 mL de H_2SO_4 a 400 mL de agua desionizada bajo agitación, después de que la solución se enfrió se aforó a un volumen de 500 mL.

Solución de tartrato de potasio antimonio ($\text{C}_8\text{H}_4\text{K}_2\text{O}_{12}\text{Sb}_2 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$). Se disolvió 0.28 g de tartrato de potasio antimonio ($\text{C}_8\text{H}_4\text{K}_2\text{O}_{12}\text{Sb}_2 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$) en agua desionizada y se aforó en un matraz de 100 mL.

Solución de molibdato de amonio. Se disolvieron 10 g de molibdato de amonio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) en agua destilada en un matraz aforado de 250 mL.

Solución de ácido ascórbico ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$) 0.1 mol/L. Se disolvieron 1.76 g de $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ en agua desionizada y se aforaron en un matraz de 100 mL.

Reactivo para desarrollo de color. En un frasco se colocaron 50 mL de H_2SO_4 2.5 M, 5 mL de solución de tartrato de potasio antimonio ($\text{C}_8\text{H}_4\text{K}_2\text{O}_{12}\text{Sb}_2 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$), 15 mL de solución de molibdato de amonio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) y 30 mL de la solución de ácido ascórbico ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$).

Procedimiento

La metodología seguida para determinar fósforo total mediante el método del ácido ascórbico (APHA, AWWA, WCF, 2005), consistió en una digestión previa, para la cual se adicionaron en cada matraz 1 mL de muestra, estándares, y blancos, 1 mL de H_2SO_4 y 5

mL de HNO₃, posteriormente se calentaron y fueron digeridos a un volumen de 1 mL hasta que desapareció el color amarillo en la solución por el HNO₃. Posteriormente se dejaron enfriar y se añadieron aproximadamente 20 mL de agua destilada y se adicionó 1 gota de fenolftaleína y gota a gota de una solución de NaOH al 50% hasta llegar a un color rosado y posteriormente se agregaron 4 mL del reactivo para el desarrollo de color, en esta técnica el molibdato de amonio y el tartrato de potasio y el antimonio reaccionaron en un medio ácido para formar un complejo de color azul intenso esto fue debido a la adición del ácido ascórbico, siendo el color desarrollado proporcional a la concentración de fósforo. Los resultados se obtuvieron a través de la lectura directa del espectrofotómetro UV/VIS a una densidad óptica de 880 nm, después de 10 minutos, pero antes de 30 minutos. Con un blanco de reactivos como solución de referencia.

$$P_{total} (mg L^{-1}) = (C - C_b) * \frac{100}{v}$$

Donde:

C: concentración, en mg L⁻¹ de P obtenidos en la muestra mediante la regresión lineal.

C_b: promedio de las concentraciones, en mg L⁻¹ de P, calculados para los blancos en la regresión lineal.

V: volumen en mL de alícuota digerida.

- **Determinación de bases, micronutrientes y metales (EPA, 1995)**

La determinación de la concentración de los metales (K, Na, Ca, Fe, Mn, Mg, Cu y Zn) en las muestras se llevó a cabo utilizando el método de espectrofotometría de absorción atómica. Para la digestión de los lixiviados se utilizaron 45 mL de muestra y 5 mL de HNO₃ concentrado, se empleó el método Tilla HP500 que consistió en dos etapas, donde la primera etapa se llevó a cabo a una rampa de temperatura de 160°C y una presión 300 psi por 10 min y la segunda etapa se llevó a cabo a una rampa de temperatura de 170 °C y una presión 300 psi por 10 min. Al término de la digestión todas las muestras se aforaron a un volumen final de 100 mL con HNO al 3% (Método EPA 3015). Por otra parte, para la determinación de metales en suelo se utilizaron 0.2 g de muestras y 10 mL de HNO₃ concentrado, se empleó el método EPA 3051 que consistió en dos etapas, donde la primera etapa se llevó a cabo a una rampa de temperatura de 175°C y una presión 300 psi por 10 min y la segunda etapa se llevó a cabo a una rampa de temperatura de 180°C y una presión 300 psi por 10 min. Al término de la digestión todas las muestras se aforaron a un volumen final de 50 mL con HNO₃ al 3%.

- **Determinación de DQO**

Se entiende por demanda química de oxígeno (DQO) a la cantidad de materia orgánica e inorgánica susceptible de ser oxidada por un oxidante fuerte. La solución digestora está compuesta por un ácido fuerte como el ácido sulfúrico (H_2SO_4) y dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$), el cual oxida la materia orgánica. También contiene sulfato de plata (Ag_2SO_4) que actúa como catalizador de la reacción y el sulfato de mercurio (Hg_2SO_4) que ayuda a reducir el efecto negativo de los cloruros. Para llevar a cabo la prueba de DQO, se colocaron tubos de ensaye (16x100 mm) en un reactor a reflujo cerrado a 150 °C durante 2 h. En cada uno de los tubos de ensaye se colocaron 2.5 mL de muestra, 1.5 mL de solución digestora y 3.5 mL de solución ácida. Después del proceso de digestión química se determinó en un espectro UV/VIS a una densidad óptica de 600 nm la cantidad de $K_2Cr_2O_7$ consumido en la oxidación y se calculó la materia oxidable en términos de oxígeno equivalente ($mg O_2 L^{-1}$). Se realizó una curva de calibración con valores de DQO conocidos (500, 400, 300, 250, 200, 100, 50 y 0 $mg O_2 L^{-1}$), los cuales se les dio el mismo tratamiento que a la muestra y se realizó un análisis de regresión lineal de los resultados obtenidos.

- **Determinación de coliformes totales (Cruz-Méndez y col., 2021)**

Para la cuantificación de coliformes totales se realizaron 5 diluciones en agua peptonada por muestra, 1 mL de cada dilución se inoculó en cajas Petri y se agregaron alrededor de 15 a 20 mL de agar –rojo-violeta-bilis-lactosa (RVBA) como medio de cultivo y se mezcló cuidadosamente el inóculo con el medio realizando seis movimientos de derecha a izquierda, seis movimientos en el sentido de las manecillas del reloj, seis movimientos en el sentido contrario del reloj y seis de atrás hacia adelante. Posteriormente se incubaron por un periodo de 24 h a 35°C y se contaron las colonias de color rojo oscuro que se encuentran rodeadas de un halo de color rojo claro o rosa para calcular las UFC mL^{-1} para los lixiviados respectivamente (según las especificaciones de la Norma Mexicana NOM-113-SSA1-1994). Se realizarán por triplicado y se seleccionaron las cajas que contenían entre 15 y 150 colonias.

$$UFC \text{ mL}^{-1} = NC * V * \frac{1}{FD}$$

Donde:

NC: número de colonias en una caja.

FD: factor de dilución que corresponde a la dilución de donde se tomó la muestra con la que se inocula la caja

V: volumen inoculado en la caja = 1 mL.

Referencias




- APHA AWWA WEF. (2012). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*; APHA AWWA WEF: Washington, DC, USA.
- ASTM. (2013). D 1762-84 *Standard test method for chemical analysis of wood charcoal*. West Conshohocken, PA: ASTM International.
- Boraste, A.; Vamsi, K.; Jhadav, A.; Khairnar, Y.; Gupta, N.; Trivedi, S.; Patil, P.; Gupta, G.; Gupta, M.; Mujapara, A.K.; (2009). Biofertilizers: A novel tool for agriculture. *International Journal of Microbiology Research*, 1, 23–31.
- Cruz-Méndez, A. S., Ortega-Ramírez, E., Lucho-Constantino, C. A., Arce-Cervantes, O., Vázquez-Rodríguez, G. A., Coronel-Olivares, C., & Beltrán-Hernández, R. I. (2021). Bamboo biochar and a nopal-based biofertilizer as improvers of alkaline soils with low buffer capacity. *Applied Sciences*, 11(14), 6502. doi:10.3390/app11146502
- EPA. (1995). Chapter three: Metallic analytes. Method 3051 microwave-assisted acid digestion of sediments, sludges, soils and oils. In *Test methods for evaluating solid waste physical/chemical method, CD-ROM revision 3*; US Environmental Protection Agency: Washington, DC, USA.
- IBI. (2015). *Standardized Product Definition and Product Testing Guidelines for Biochar that Is Used in Soil*; International Biochar Initiative: Washington, DC, USA, 2015.
- SEMARNAT. (2000). NOM-021-SEMARNAT-2000. *Normal Oficial Mexicana que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos: estudios, muestreo y análisis*, Diario Oficial de la Federación: Ciudad de México, Mexico, 2002.

**Anexo 2: Cultivo en invernadero, tomate verde o de cáscara
(*Physalis ixocarpa*)**



Article

Bamboo Biochar and a Nopal-Based Biofertilizer as Improvers of Alkaline Soils with Low Buffer Capacity

Addi Santiago Cruz-Méndez ¹, Esaú Ortega-Ramírez ¹, Carlos Alexander Lucho-Constantino ¹ , Oscar Arce-Cervantes ², Gabriela Alejandra Vázquez-Rodríguez ¹, Claudia Coronel-Olivares ¹ , and Rosa Icela Beltrán-Hernández ^{1,*} 

¹ Centro de Investigaciones Químicas, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Carretera Pachuca-Tulancingo Km. 4.5, Pachuca 42184, Mexico; cr183293@uaeh.edu.mx (A.S.C.-M.); or387691@uaeh.edu.mx (E.O.-R.); carlos_lucho8906@uaeh.edu.mx (C.A.L.-C.); gvazquezr@uaeh.com.mx (G.A.V.-R.); ccoronel@uaeh.edu.mx (C.C.-O.)

² Área Académica de Ciencias Agrícolas y Forestales, Instituto de Ciencias Agropecuarias Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Tulancingo 43600, Mexico; oarce@uaeh.edu.mx

* Correspondence: rosa@uaeh.edu.mx; Tel.: +52-7717172000

Abstract: Alkaline soils with low buffering capacity are susceptible to amendments such as biochar or biofertilizers, which could drastically alter their pH. For that, this study aimed to evaluate the effectiveness of a low biochar and biofertilizer addition to improve soil characteristics and the use of nutrients to reduce the doses of chemical fertilizer. For that, we measured the initial effect of biochar addition on the soil characteristics. Then, to evaluate the changes produced by biochar and biofertilizer on cultivated soil, we carried out a greenhouse experiment with *Physalis ixocarpa* for two crop cycles. We also studied the nutrient use efficiency, comparing chemical fertilization at 100% (without biochar) against 50% and 20% with biochar on crop yield, plant height, fruit weight, and root length. Finally, we compared the combination of biochar and biofertilizer with the treatments mentioned earlier. The results showed that after adding 0.2% of bamboo biochar, bulk density (BD) decreased while CEC, as well as OM, P_{av}, Fe, and Cu contents, increased in the soil. The combination of biochar and biofertilizer improved WHC, P_{av}, and OM comparing to the soil added with biochar. We found that the bamboo biochar and nopal-based fertilizer are suitable improvers for the studied soil.

Keywords: soil conditioner; degraded soils; bioproducts; *Physalis ixocarpa*; *Opuntia*; desertification; bamboo biochar; nopal biofertilizer; drylands; low buffering capacity



Citation: Cruz-Méndez, A.S.; Ortega-Ramírez, E.; Lucho-Constantino, C.A.; Arce-Cervantes, O.; Vázquez-Rodríguez, G.A.; Coronel-Olivares, C.; Beltrán-Hernández, R.I. Bamboo Biochar and a Nopal-Based Biofertilizer as Improvers of Alkaline Soils with Low Buffer Capacity. *Appl. Sci.* **2021**, *11*, 6502. <https://doi.org/10.3390/app11146502>

Academic Editor: Jorge Paz-Ferreiro

Received: 13 May 2021

Accepted: 6 July 2021

Published: 15 July 2021

Publisher's Note: MDPI stays neutral with regard to jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.



Copyright: © 2021 by the authors. Licensee MDPI, Basel, Switzerland. This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

1. Introduction

Soils of arid and semi-arid areas are characterized by low contents of organic matter, scarce water storage, imbalanced mineral nutrients, and coarse texture that make them low fertile environments [1]. The progressive land degradation process of arid, semi-arid, and dry sub-humid areas by human activities and climatic variations is known as desertification. This phenomenon is responsible for the gradual loss of fertility, leading to non-fertile and desertified lands [2]. According to the IPCC Fifth Assessment Report, 46.2% of the global land area is occupied by drylands, also called arid lands (i.e., hyper-arid, arid, semi-arid, and dry sub-humid areas) [3], and by the end of this century, a further 10% could be added to the previous value if a high greenhouse emission scenario continues [4].

Some of the limiting conditions of arid zone soils could be reversed with the use of bioproducts such as biofertilizers and biochar. The term biofertilizer is too broad, as it comprises microorganisms, anaerobic digestates, green fertilizers, and manures, as well as plant and algae extracts. Therefore, in general terms, biofertilizers are products of biological origin that contain nutrients and beneficial microorganisms to grow plants [5]. In turn,

biochar is a porous, rich-carbon material obtained from biomass pyrolysis with limited or no oxygen [6,7].

Biofertilizers are characterized by providing nutrients to the soil in forms that are either directly absorbed or rapidly transformed into assimilable forms by plants [5]. In addition, microorganisms present in biofertilizers can perform the following functions: (a) biofertilizers, increase the supply of nutrients by fixing atmospheric N, solubilizing minerals, and mineralizing organic compounds [5]; (b) biostimulate processes in seeds and plants by the production of phytohormones and vitamins, among others [8]; (c) improve soil by forming stable aggregates [9]; (d) act as biocontrol agents against pathogens [10]; (e) perform bioremediation by degrading xenobiotic or toxic compounds [11]; (f) act as eco-physiological improvers, by increasing the plant resistance to biotic and abiotic stress [12]. According to the above functions, biofertilizers represent an attractive option to improve soil quality, not only in drylands but also in humid ecosystems [13]. However, it is important to keep in mind that there are various factors involved in the interaction of microorganisms, plants, and soil. The crop, the nature of the biofertilizer, the type and current state of the soil, and soil and crop management practices will influence the outcome of biofertilizer application [14].

Currently, biofertilizers have gained importance due to different reasons. On the one hand, for countries that import most chemical fertilizers, biofertilizers represent a more accessible option and tailorable to local needs [14]. On the other hand, in the European Union, the goal for 2030 is to replace 20% of chemical fertilizers with biofertilizers to recover soils, to take care of the health of the population, and to reduce the environmental impact caused by the production and use of chemical fertilizers [15].

Due to its porous carbonaceous structure, high surface area, functional groups, and liming content, biochar is a multifunctional soil product [16]. It has fertilizer potential, depending on the composition of the feedstock and pyrolysis conditions used for its production [17–19]. Additionally, it can act as a soil conditioner, improving physical characteristics such as bulk density (BD), porosity, and water-holding capacity (WHC) [7]. Besides, there is evidence about biochar as an amendment to ameliorate chemical soil properties, such as pH, CEC, and mineral nutrient content [16,20]. Likewise, some studies have found positive effects of biochar on the composition and activity of soil microorganisms. [21–23]. Additionally, biochar has been proved to be an environmentally friendly and cost-effective adsorbent to treat soils contaminated with heavy metals [24,25]. It is important to take into account that the effects of biochar on soil vary widely. While most studies report positive effects of biochar on soils and crops, there are also others where the effects have been null or negative [26,27].

Several studies have confirmed that infertile, acidic, and coarse-textured soils are more responsive to alkaline biochar addition [16,28,29]. Thanks to porous biochar structure, soil physical characteristics improve (BD, porosity, aggregate stability, WHC, plant available water, and infiltration rate) [7,16,30]. Due to the biochar liming effect, pH increases, which favors alkaline nutrient retention (Na, K, Mg, and P) by increasing the negative charges in the soil (i.e., cation exchange capacity, CEC) [16,20,28]. Consequently, crop productivity raises between 10 and 13% with a median application rate of biochar of 15 Mg·ha⁻¹ [31,32]. Nevertheless, some studies have not found beneficial effects on physical properties related to water retention and porosity by biochar addition to sandy soils [29,33]. Jeffery et al. [29] attributed this to the hydrophobicity of biochar used in their study. This highlights the importance of selecting or designing biochar characteristics according to soil needs.

There is also enough evidence that in temperate soils, biochar has not significantly influenced soil quality [16,29,31]. It is important to take into account that, in general, temperate soils are fertile with a pH close to neutrality [31]. Since pH is not a limiting condition in these soils, the liming effect of biochar is not evident or even often is ignored in the experimental design [16,31]. Besides, the abundance of nutrients in the soil could mask both the addition and immobilization of nutrients by biochar. However, some researchers have found beneficial effects of biochar on physical characteristics of temperate soils with

significant impact [31]. For example, a decrease in BD enhances seed germination, root growth, and mycorrhizal nutrient mining and could reduce tillage costs [34,35]. The median rate of biochar application on temperate soils is $30 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ [31], double that of tropical soils.

Unlike tropical and temperate soils, the effect of biochar in arid and semi-arid soils has hardly been studied [36]. Some researchers have reported amelioration in BD, WHC, organic matter content (OM), pH, CEC in these soils with biochar additions of $8 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ [36], $45 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ [37], $\geq 39.5 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ [38], and $135 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ [39]. Ippolito et al. [40] found that adding $27 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ of biochar reduced the leaching of some nutrients (Ca, Mg, NO_3^-) and increased the total carbon content in two aridisols. Ducey et al. [41] evaluated activated biochar applications of 12, 24, and $120 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ on the abundance of genes involved in N cycling. They found that with $120 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$, genes involved in nitrogen fixation and denitrification increased significantly. In the previous studies, the researchers agreed that the acid and neutral biochars, obtained at lower temperatures (250–400 °C), presented better performance, which is understandable due to the alkaline pH of soils studied [36,39,40]. Another characteristic shared by the soils of the previous studies is their calcareous nature, which gives them a high buffering capacity that makes it difficult to correct their pH by biochar addition; only small decreases with respect to unamended soils were observed in some studies [36,39,41]. However, the high application rates used in most of the studies earlier mentioned suggest the need to investigate with other biochars or with periodic applications. The fact that biomass is scarce in drylands should be taken into account, so the production and use of biochar must be sustainable.

Hidalgo (Mexico) is a mining state with a growing industry, where livestock and agriculture are also important economic activities [42]. One of the most evident effects of these activities on soil has been the decrease in its buffer capacity due to the dissolution of carbonates as a consequence of the acid mine drainage, excessive nitrogen fertilization, the use of large amounts of manure, agriculture irrigation with sewage water, and acid depositions [43]. Additionally, at least 33% of Hidalgo's territory is semi-arid, with poorly fertile soils, where the loss of buffering capacity is combined with low organic matter and clay contents, which make these soils fragile environments, in which a pH modification could severely alter other soil properties. Given the absence of information about the effect that biochar could exert on soils with these characteristics and the irreversible nature of the addition of biochar, we consider it necessary to evaluate the effect of small doses of biochar on a greenhouse scale. We also proposed to use the nopal pruning residues, a locally abundant resource, to obtain a biofertilizer that provides nutrients and beneficial microorganisms to the soil. Thus, the objectives of this study were as follows: (i) evaluate the initial effects of biochar addition on soil characteristics, (ii) study the short term evolution of soil added with biochar and nopal based-biofertilizer along with two crop cycles, and (iii) evaluate the effectiveness of biochar to improve the nutrient-use efficiency, reducing the chemical fertilizers application rates.

2. Materials and Methods

2.1. Biochar

The biochar used in this study was produced by slow pyrolysis at moderate temperature (450–550 °C) from residual bamboo biomass by the Biotecnología Mexicana company. Ghodake et al. [44] emphasize that feedstock selection is crucial to ensure the sustainability of biochar production, namely, that it fulfills its agronomic function without neglecting the socioeconomic and socio-environmental aspects involved. In this sense, residual bamboo biomass is a feedstock with great potential for obtaining biochar. Bamboo is a fast-growing plant, useful for controlling soil erosion and a windbreak barrier during its vegetative development, and once harvested, all its parts are used for different purposes [45]. Bamboo cultivation is currently being encouraged in several Mexican states by creating clusters dedicated to its production and commercialization, guaranteeing its availability as feedstock for biochar.

Biochar was characterized applying the methods proposed by the International Biochar Initiative (IBI) [46]: pH and electrical conductivity (EC) were measured in a dilution 1:20 (*w/v*) biochar:distilled water after 90 min of shaking using a pH/CON meter (OAKTON, Vernon Hills, IL, USA). Available phosphorus (P_{av}) was extracted with 2% acid formic and then quantified by spectrophotometry (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA). Total C, N, and H were determined using a dry combustion-elemental analyzer (Perkin Elmer, Waltham, MA, USA). Organic carbon (C_{org}) was obtained subtracting inorganic carbon from the total carbon. Particle size distribution was obtained by progressive dry sieving with 9.5 mm, 2 mm, 1 mm, and 0.6 mm sieves. For CEC and BD determinations, the AS-03 and AS-12 methods were applied [47]. WHC was determined in the same way it was performed for soil. Each determination was made in triplicate.

2.2. Biofertilizer

The biofertilizer was produced from residual cladodes of nopal (*Opuntia ficus-indica*) by anaerobic fermentation, using rabbit manure as inoculum. *Opuntia ficus-indica* is originally from Mexico, currently present all over the world, whose abundance and high water content (approximately 90%) make it an ideal substrate for anaerobic digestion [48]. *Opuntias* are an important biomass source in arid and semi-arid areas where they thrive by efficiently using scarce water, characteristic of these places, thanks to the crassulacean acid metabolism (CAM) they possess. In Hidalgo, there are 560,160 hectares planted with *Opuntias*, which generate an average of $6 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ annually as pruning residues, which are not used, causing environmental and public health problems [49].

The biofertilizer was produced in three 60 L batch reactors, which were fed with an organic load rate (OLR) of $1.5 \text{ g VS}\cdot\text{L}^{-1}\text{d}^{-1}$, and operated at a hydraulic retention time of 50 days at room temperature (about $20 \text{ }^\circ\text{C}$). pH of the feed was adjusted (at 6.5) with KOH. The inoculum was prepared mixing fresh rabbit manure and water (1:3 *w/v*). The mixture was kept under anaerobic conditions for 50 days before being utilized for inoculating bioreactors. For the biofertilizer characterization, the methods described by Boraste et al. [50] were applied to quantify organic carbon by acidic oxidation with potassium dichromate, total nitrogen by Kjeldahl method, and total phosphorus by Klett–Summerson method. The chemical oxygen demand was determined by method 5220 of the Standard Methods [51]. The contents of Ca, K, Mg, Na, Cu, Fe, and Zn were quantified by atomic absorption spectroscopy (AAS) (Agilent, Santa Clara, CA, USA) in a sample previously digested in a microwave oven (CEM, Matthews, NC, USA) applying the EPA 3051 method [52]. Auxins were analyzed according to Glickmann and Dessaux [53], and for gibberellins, Graham and Henderson [54] methodology was applied. All the above determinations were made in triplicate. To quantify N-fixing microorganisms, tenfold selected dilutions (10^{-3} – 10^{-5} in 0.9% NaCl) were poured by triplicate on plates containing Ashby-Sucrose agar, then plates were incubated at $28 \text{ }^\circ\text{C}$ for 7 days. To evaluate the total microflora in the biofertilizer, the mesophilic aerobes (MA) were quantified pouring tenfold selected dilutions (10^{-5} – 10^{-7} in 0.9% NaCl) by triplicate on plates with standard count agar (BD Bioxon, Estado de Mexico, Mexico), which were incubated at $37 \text{ }^\circ\text{C}$ for 48 h. The presence of *Salmonella*, *E. coli*, and fecal coliforms was investigated as well. The same dilutions used for MA were poured on plates with eosin methylene blue agar (EMB, Dibico, Cuatitlán Izcalli, Mexico) to quantify fecal coliforms and on violet red bile agar MUG (VRB-MUG, Difco, Waltham, MA, USA) for *E. coli* and total coliform bacteria counting. After, the plates were incubated at $37 \text{ }^\circ\text{C}$ for 24 h.

2.3. Sampling Site

The experimental soil was taken from a rainfed agricultural field located in the municipality of Zempoala, Hidalgo, Mexico, at $19^\circ 48' 20'' 03' \text{ N}$ and $98^\circ 31' 98'' 50' \text{ W}$, at an altitude between 2400 and 2900 m.a.s.l. Its climate is predominantly dry temperate, with $14.3 \text{ }^\circ\text{C}$ as annual average temperature and 480 mm of annual precipitation [55]. According to De Martonne's aridity index ($I_{DM} = 19.75$), this zone is classified as semi-arid [56]. For almost

20 years, barley had been grown in this soil, with periodical sheep droppings additions, but it has remained uncultivated for the last 5 years.

Preparation and Characterization of Soil

Before taking soil samples, a hand weeding and a 0–40 cm subsoiling using a walking tractor (Honda, Tokyo, Japan) were carried out. A part of the soil was added with biochar at a rate of 8 t/ha (0.2%). Once prepared, the soil and soil with biochar were packed into plastic bags (3 kg/bag), and characterized according to the methods established by the NOM-021-SEMARNAT-2000 [47] (the method number is in parentheses): pH (AS-02), bulk density (BD, AS-03), content of organic matter (OM, AS-07), inorganic nitrogen (N_{inorg} , AS-08), available phosphorus (P_{av} , AS-10, AS-11), cation exchange capacity (CEC, AS-12), DTPA-extractable Zn, Fe, Cu, Ni, Pb, Mn, and Cd (AS-14); exchangeable Ca, Mg, and K (AS-13), electric conductivity (EC, AS-18). The water-holding capacity (WHC) was measured gravimetrically placing 10 g of soil into a funnel containing a folded filter paper, then 50 mL of distilled water was added to saturate the soil, and the funnel was covered with an aluminum cap for 12 h to avoid evaporation.

Additionally, to determine if the change in BD y WHC is due only to the dilution effect by the biochar addition, theoretical bulk density and WHC were also evaluated applying Formulas (1) y (2), respectively.

$$\rho_{BT} = \frac{1}{\left(\frac{1}{\rho_{BS}} * A_S\right) + \left(\frac{1}{\rho_{BBc}} * A_{Bc}\right)} \quad (1)$$

$$WHC_T = (WHC_s * A_s) + (WHC_{Bc} * A_{Bc}) \quad (2)$$

where ρ_{BT} is the theoretical bulk density, WHC_T is theoretical water holding capacity, subscript S stands for soil, subscript Bc stands for biochar, and A is the application rate by weight (99.8% for soil and 0.2% for biochar).

2.4. Greenhouse Experiment

To evaluate the changes produced by biochar and biofertilizer on cultivated soil, we carried out a greenhouse experiment with tomatillo, also known as husk tomato (*Physalis ixocarpa*), for two crop cycles. We also studied the nutrient use efficiency, comparing chemical fertilization at 100% (without biochar) against 50% and 20% with biochar on crop yield, plant height, fruit weight, and root length. Finally, we compared the combination of biochar and biofertilizer with the treatments mentioned earlier on the variables measured in the plant.

Physalis ixocarpa is a Solanaceae native from Mexico and Central America, which adapts to a variety of climates, and it is therefore produced throughout Mexico and from United States to Nicaragua. Its fruits are widely used in Mexican cuisine and the whole plant in traditional medicine [57]. In addition, it has recently been investigated due to its content of vitamins, minerals, and compounds with antibacterial, antioxidant, antitumor, and anti-inflammatory activity [58]. Since 1970 its demand has increased due to higher domestic consumption and exports to the United States, Canada, Japan, Costa Rica, the Netherlands, the United Kingdom, the United Arab Emirates, Spain, and Germany [59].

Seeds of *Physalis ixocarpa* (VitaTM, V 954) were germinated, and when seedlings reached 12 cm in height were transplanted in bags containing 3 kg of soil or soil with biochar (0.2% w/w). To study the effect of biochar and biofertilizer as soil conditioners, four treatments were tested: control treatment (CT: soil + 100% chemical fertilization), two treatments with biochar and chemical fertilization (BT20: soil + biochar + 20% chemical fertilization, and BT50: soil + biochar + 50% chemical fertilization), and one treatment with biofertilization (BBfT: soil + biochar + biofertilizer). The biofertilizer was diluted in each cycle to provide the same amount of N as 100% of chemical fertilization. Each treatment was tested in triplicate in random blocks with six plants each. Figure 1 shows the experimental design. The doses of fertilization were calculated according to Formula (3),

considering the nutritional requirements of *Physalis ixocarpa*, for which 100% of chemical fertilization dose corresponds to 200–100–200–80.

$$FD = \frac{NR - NS}{FE} \quad (3)$$

where FD is the fertilization dose, NR is the kilograms of nutrients required by the crop, NS is the content of nutrients in the soil, and FE is the efficiency of absorption of the fertilizer by the crop in percentage.

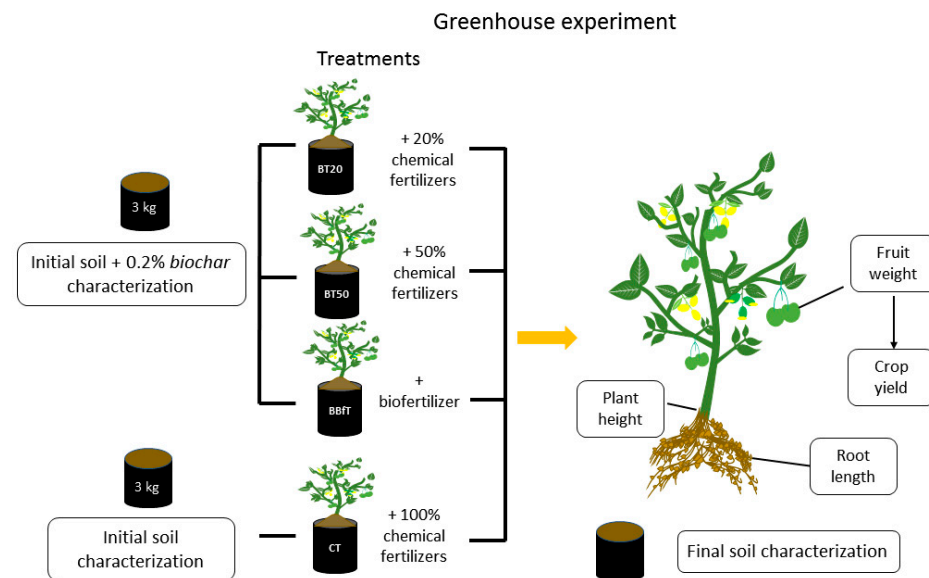


Figure 1. Experimental design for the greenhouse study. BT20 and BT50: soil + biochar + 20% or 50% of chemical fertilization, BBFT: soil + biochar + biofertilization, CT: soil + 100% chemical fertilization.

For the chemical fertilization, the source of nitrogen was urea (46–00–00), that of phosphorus: phosphate rock (00–32–00), that of potassium and nitrogen: potassium nitrate (13.8–44–00), and for calcium and nitrogen: calcium nitrate (15–00–00–26). The fertilization doses of each treatment were divided into 14 portions that were applied weekly during the crop development, from August to November 2018 for the first crop cycle and from April to July 2019 for the second crop cycle.

Once the fruits filled the calyx that covered them, the harvest was carried out. The variables measured in the plant were height, root length, fruit weight, and yield per treatment. After harvest, the soil of each treatment was mixed, and three samples were taken to analyze and evaluate the effect of the treatments. For the second cycle, the soil was mixed again and packed into the bags. Seeds of tomatillo were germinated and transplanted as it was made for the first cycle.

2.5. Statistical Analysis

To determine if the biochar changed the initial soil characteristics significantly, a one-way ANOVA was applied. Subsequently, a post hoc Duncan test was performed in order to identify significant differences between treatments, initial soil, and soil + biochar in both crop cycles. The statistical analyses were made using SPSS software ver. 22.

3. Results and Discussion

3.1. Biochar and Biofertilizer Characteristics

Except for pH, usually alkaline, biochar characteristics vary broadly because they depend upon the origin of feedstock and the pyrolysis conditions. Bamboo biochar used in this study showed a moderately alkaline pH (8.2); different from that strongly alkaline (9.3) produced by Yang et al. [23] (9.3), and significantly different from that which was

strongly acidic (5.2) of Suthar et al. [60], all of them produced from bamboo at 450 °C. According to several researchers, pyrolysis temperature is a determining factor for biochar pH: at a higher temperature, higher biochar pH [16,30–32,36,44]. Ghodake et al. [44] reported several studies where different feedstocks were pyrolyzed at 500 °C, and the pH of biochars varied from 8.82 to 10.5. According to the above, the differences in pH of Yang's and ours biochar could be due to biochar's time and storage conditions. In the case of Suthar et al. [60], it would be interesting to confirm if the great exposed surface of the fine particles of biochar they used (smaller than 0.45 mm) increased the oxidation to such an extent that the resulting pH was acid. Mostly vegetable materials produce biochars richer in C, and with lower contents of N, P, and other nutrients than animal origin materials. Table 1 shows that the biochar used in this study presented C and N_T contents within the reported ranges for those of plant origin: 34–82% for C, 1700–17,000 mg·kg⁻¹ for N_T, but a higher P_{av} content than those reported (0.02–0.68 mg·kg⁻¹) [28,44,61]. The previous data confirm that the value of biochar as a soil conditioner is based mainly on its porous structure, surface charge, and recalcitrant nature rather than on its ability to provide nutrients directly. In addition, the biochar showed a low BD (0.2 g·cm⁻³), which is beneficial to diminish soil compaction; low EC (1021 μS·m⁻¹), which is adequate to preserve the non-saline current condition of the soil, and high values both for CEC (37 cmol⁺·kg⁻¹) and WHC (61%) to improve the efficiency of fertilizer use, and to increase water availability for plants, respectively. Our biochar presented lower BD than Suthar et al. (0.29 g·cm⁻³), which we attributed to the particle size, since ours contained 66.5% of medium and large particles (1–9.5 mm) while Suthar's only had fine particles (<0.45 mm). The CEC value coincides with those reported by Suthar (30 and 41 cmol⁺·kg⁻¹) reported for biochars obtained at 300 °C and 450 °C, respectively. Finally, the low H:C_{org} molar ratio of biochar indicated high stability (Table 1). According to Man et al. [25], a low value of H:C_{org} ratio indicates high biochar aromaticity and, therefore, high stability of carbon in the biochar. The characteristics observed in the bamboo biochar used in this study, such as low bulk density and high porosity, surface area, and charge, are typical of biochars obtained at 400–600 °C, as Bagreev et al. [62] reported.

Table 1. Characteristics of biochar added to soil.

Characteristic	Value
pH	8.2 ± 0.09
EC (μS·m ⁻¹)	1021 ± 12
CEC (cmol ⁺ ·kg ⁻¹)	37 ± 3.1
P _{av} (mg·kg ⁻¹)	250 ± 8.4
N _T (mg·kg ⁻¹)	3500 ± 0.005
C _{org} (%)	67 ± 2.7
C _{inorg} (%)	1.24 ± 0.003
H:C _{org} (molar ratio)	0.38 ± 0.001
C:N	191 ± 10
WHC (%)	61 ± 4.7
BD (g·cm ⁻³)	0.20 ± 0.003
Particle-size	33.5% < 0.6 mm

EC: electric conductivity, CEC: cation exchange capacity, P_{av}: available phosphorus, C_{org}: organic carbon, C_{inorg}: inorganic carbon, N_T: total nitrogen, WHC: water-holding capacity, BD: bulk density.

Our biofertilizer, prepared from *O. ficus indica*, presented a moderately acid pH (Table 2) as well as that obtained by Quintanar-Orozco et al. [48] from *O. heliabravoana*. Acidic pH helps to keep nutrients available in biofertilizers. The P_T content was similar in both biofertilizers, ours and Quintanar-Orozco's et al. [48], but ours had higher N_T, K, and Mg concentrations, and lower Cu and Fe contents (Table 2). Due to the high water content of nopal, nopal-based biofertilizers' nutrient content is lower than that of organic fertilizers prepared from animal wastes [63] or other plants by composting [64]. Besides nutrients, biofertilizer provides beneficial microorganisms that improve the use of nutrients. In this

case, the biofertilizer presented 5×10^4 CFU·mL⁻¹ of N-fixing microorganisms, and a high mesophilic aerobes population (10.2×10^7 CFU·mL⁻¹), while no fecal coliforms, *Salmonella*, *E. coli*, or total coliforms were found, which indicates the biofertilizer is microbiologically safe for foliar or soil application.

Table 2. Characteristics of the nopal-based biofertilizer used in this study.

Characteristic	Value
pH	5.9 ± 0.11
EC (μS·m ⁻¹)	20,800 ± 875
C:N	4.5 ± 0.38
	(mg·L ⁻¹)
COD	5723 ± 125
N _T	1277 ± 35
P _T	603 ± 27
Ca	1241 ± 142
K	5568 ± 375
Mg	909 ± 48
Na	74 ± 8.9
Cu	0.091 ± 0.004
Fe	2.58 ± 0.002
Zn	0.910 ± 0.005
Auxins	1158 ± 12.7
Gibberellins	22.5 ± 1.76

EC: electric conductivity, COD: chemical oxygen demand, N_T: total nitrogen, P_T: total phosphorus.

3.2. Initial Direct Effects of Biochar on Soil Characteristics

Table 3 shows the characteristics of the soil and the soil added with biochar (soil + biochar) before crop development. Initially, the soil presented a pH that was slightly alkaline, with a sandy texture consistent with its bulk density, and with those characteristics present in arid and semi-arid soils [36,39,40]. Additionally, we found high P_{av} and exchangeable Ca, Mg, and K contents; very low content of OM, medium CEC, low concentrations of N_{inorg}, medium content of Mn, Zn, Fe, and Cu; and without problems of salinity or toxicity by metals in this soil. The abundance of Ca and Mg is common in calcareous soils [36,41]. The high content of P and K, and the medium value of CEC could be due to the sheep droppings addition that was added to this soil for 20 years. However, the low OM (2%) content confirms that organic amendments are quickly mineralized in sandy soils [38]. In light of the above, biochar, thanks to its stability, is a better option than organic manure to increase the organic carbon content in this soil.

Table 3. Changes in soil by the application of biochar and the treatments.

Soil Characteristic	before Crop Development			after 1st Crop Cycle			after 2nd Crop Cycle			
	Soil	Soil + Biochar	CT	BT20	BT50	BBfT	CT	BT20	BT50	BBfT
pH	7.6 ± 0.15 ^b	7.2 ± 0.05 ^{**a}	7.1 ± 0.10 ^a	7 ± 0.02 ^a	7.7 ± 0.10 ^b	8.5 ± 0.04 ^e	7.7 ± 0.15 ^b	7.9 ± 0.10 ^c	7.7 ± 0.10 ^b	8.1 ± 0.10 ^d
EC (µS m ⁻¹)	933 ± 21 ^d	923 ± 4 ^d	1313 ± 6 ^d	997 ± 23 ^e	527 ± 2 ^c	923 ± 3 ^d	523 ± 40 ^c	453 ± 12 ^b	330 ± 7 ^a	517 ± 7 ^c
BD (g cm ⁻³)	1.33 ± 0.01 ^f	1.05 ± 0.01 ^{**b}	1.13 ± 0.03 ^e	1.10 ± 0.06 ^{bd}	1.07 ± 0.07 ^{bd}	0.95 ± 0.07 ^a	1.13 ± 0.04 ^e	1.02 ± 0.01 ^{ab}	1.01 ± 0.02 ^{ab}	1.00 ± 0.01 ^{ab}
ρ _{BT} (g cm ⁻³)		1.22 ± 0.008								
Texture	Sand									
(mg kg ⁻¹)										
K	257 ± 9.8 ^a	302 ± 6.0 ^{**bc}	357 ± 8.7 ^e	289 ± 4.11 ^b	312 ± 7.8 ^{cd}	12 146 ± 9.7 ^h	415 ± 7.8 ^f	291 ± 5.9 ^b	317 ± 2.7 ^d	9975 ± 7.1 ^g
Ca	176 ± 12 ^b	180 ± 7 ^b	437 ± 6.0 ^e	493 ± 6.0 ^f	144 ± 2 ^a	295 ± 8.5 ^d	297 ± 7.6 ^d	329 ± 10 ^b	506 ± 5 ^f	262 ± 7 ^c
Mg	8 ± 0.6 ^d	7 ± 0.7 ^c	5 ± 0.1 ^b	3 ± 0.6 ^a	3 ± 0.1 ^a	5 ± 0.1 ^b	2 ± 0.07 ^a	2 ± 0.06 ^a	9 ± 1.4 ^e	6 ± 0.7 ^{bc}
Mn	20 ± 1.1 ^{de}	21 ± 0.81 ^e	17 ± 0.14 ^{ab}	18 ± 0.08 ^{bc}	16 ± 0.14 ^a	16 ± 0.31 ^a	19 ± 0.1 ^c	19 ± 0.8 ^c	19 ± 0.2 ^c	21 ± 0.1 ^e
Zn	1.3 ± 0.003 ^a	1.4 ± 0.008 ^a	6 ± 0.3 ^b	6 ± 0.3 ^b	7 ± 0.02 ^c	11 ± 0.2 ^d	12 ± 0.05 ^e	15 ± 0.1 ^f	13 ± 0.5 ^g	20 ± 0.05 ^g
Fe	5 ± 1.0 ^a	9 ± 1.5 ^{**a}	50 ± 4 ^c	89 ± 7.5 ^e	61 ± 3.6 ^d	100 ± 6 ^f	32 ± 3 ^b	55 ± 3.1 ^{cd}	77 ± 2.5 ^e	49 ± 6.4 ^c
Cu	1.7 ± 0.5 ^a	2.1 ± 0.2 ^a	3.6 ± 0.2 ^b	3.6 ± 0.2 ^b	4 ± 0.08 ^{bc}	4.7 ± 0.02 ^c	15 ± 0.2 ^d	27 ± 0.4 ^f	14 ± 0.1 ^d	22 ± 0.7 ^e
Pb	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL
Cd	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL
Ni	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL	LDL

*, ** Significantly different at $p < 0.05$ and $p < 0.01$, respectively, from soil without biochar. Different letters indicate significant difference (Duncan) at $p < 0.05$. LDL: Lower than detection limit: DL for Pb = 0.015 mg/kg, DL for Cd = 0.008 mg/kg, DL for Ni = 0.0042 mg/kg CT: soil + 100% chemical fertilization, BT20: soil + biochar + 20% chemical fertilization, BT50: soil + biochar + 50% chemical fertilization, BBfT: soil + biochar + biofertilizer, EC: Electric conductivity, BD: Bulk density, ρ_{BT}: Theoretical bulk density.

Once biochar was added, some soil characteristics changed significantly ($p < 0.05$), as shown in Table 3 and Figures 2–4. The bulk density diminished 21%, 1.16 times more than theoretically expected according to Formula (1), while WHC increased 6%, and pH decreased from slightly alkaline to neutral. The previous changes were beneficial for the soil quality, and the modified characteristics were similar to those required by the study crop, since *Physalis ixocarpa* grows better in sandy loam and well-drained soils, with pH among 5.5 and 7.3. The improvement of the physical characteristics of the soil is explained by the porous structure of the added biochar, which causes a mixing or dilution effect that diminishes BD [7,28,30,33,37] and retains water in its pores [65,66]. In this case, the large difference in density between soil ($1.33 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$) and biochar ($0.2 \text{ g}\cdot\text{cm}^{-3}$) increases the dilution effect. However, since the amount of biochar applied was only 0.2%, the observed changes are also due to aggregation ability. Notwithstanding, the increase in WHC (6%) was not statistically significant; it was 12.4% higher than the theoretically expected value (49%). Laghari et al. [37] obtained higher increases than us in WHC (11% and 14%) in two arid soils using a much larger application rate of biochar ($22 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$) of biochar pyrolyzed at $700 \text{ }^\circ\text{C}$. In contrast, Alotaibi et al. [36] achieved an initial increase in WHC of 10% with $8 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ (equal to that applied in this study) of biochar pyrolyzed at $300 \text{ }^\circ\text{C}$. The data from the previous studies demonstrate the importance of selecting the pyrolysis conditions to obtain good outcomes while making efficient use of resources.

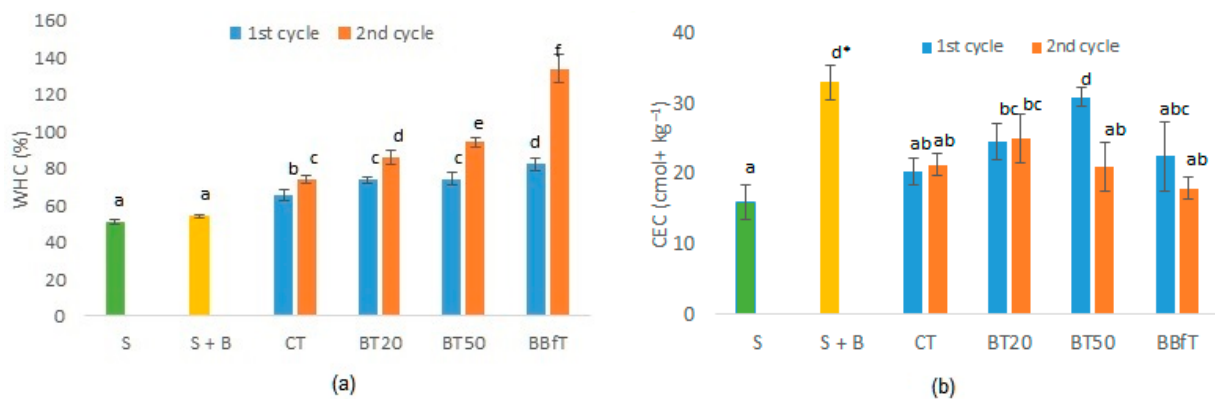


Figure 2. (a) Water-holding capacity (WHC) and (b) cation exchange capacity (CEC) of studied soil (S), with biochar (S + B), and with different treatments, CT: soil + 100% chemical fertilization, BT20 and BT50: soil + biochar + 20, or 50% of chemical fertilization, respectively, and BBfT: soil + biochar + biofertilization. Different letters and * indicate significant difference ($p < 0.05$, Duncan test and one-way ANOVA, respectively).

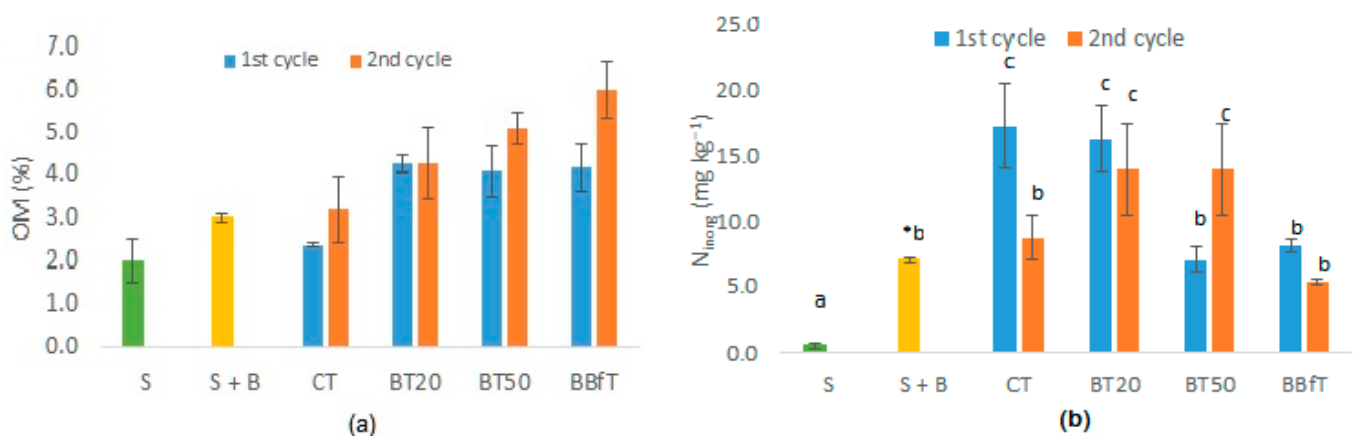


Figure 3. (a) Organic matter (OM) and (b) inorganic nitrogen (N_{inorg}) of the studied soil (S), with biochar (S + B), and with different treatments: CT: soil + 100% chemical fertilization, BT20 and BT50: soil + biochar + 20, or 50% of chemical fertilization, respectively, and BBfT: soil + biochar + biofertilization. Different letters and * indicate significant difference ($p < 0.05$, Duncan test and one-way ANOVA, respectively).

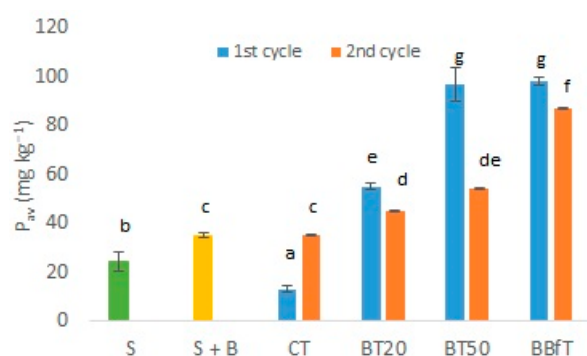


Figure 4. Available phosphorus (P_{av}) in studied soil (S), with biochar (S + B), and with different treatments: CT: soil + 100% of chemical fertilization, BT20 and BT50: soil + biochar +, 20, or 50% of chemical fertilization, respectively, and BBFT: soil + biochar + biofertilization. Different letters indicate significant difference ($p < 0.05$, Duncan test and one-way ANOVA, respectively).

Other positive changes in the soil fertility were significant increases ($p < 0.05$) in the content of OM from very low (2%) to low content (3%); CEC improved from medium ($16 \text{ cmol} \cdot \text{kg}^{-1}$) to high content ($33 \text{ cmol} \cdot \text{kg}^{-1}$); N_{inorg} showed the greatest increase (from 0.5 to $7 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$), although the content is still very low. Likewise, P_{av} raised from 24 to $35 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$, although the difference was not significant ($p < 0.05$). Regarding nutrients, with the biochar addition, K and Fe contents increased significantly ($p < 0.05$) while Ca, Cu, and Zn showed a small increment, and Mn decreased slightly. High CEC and functional groups of biochar explain other changes detected in the soil. For example, diminution in pH could be due to the oxidation of biochar surface, the process responsible for the formation of acidic organic functional groups, such as carboxylic and phenolic groups [67,68]. The mineral ash content in biochar depends on feedstock compositions as well as the pyrolysis temperature. While Ca, Fe, Mg, Mn, and Si are usually retained in biochar because their release requires high temperatures ($>1000 \text{ }^\circ\text{C}$), P and K start to vaporize at $700\text{--}800 \text{ }^\circ\text{C}$ and N at $200 \text{ }^\circ\text{C}$ [69]. Our results indicate that bamboo biochar provides mainly N, P, K, Fe, and modest quantities of Ca, Cu, and Zn, but not Mg or Mn.

It is important to remark that the aforementioned changes in soil quality were obtained by adding $8 \text{ Mg} \cdot \text{ha}^{-1}$ (0.2%) of biochar, a lower rate than ones commonly applied ($10\text{--}100 \text{ Mg} \cdot \text{ha}^{-1}$ or $\geq 1\%$) [22,28,31,32]. We consider that the biochar used and the application rate applied were correct because the study soil did not require pH correction since its initial value was slightly alkaline. A higher biochar dose could have drastically altered pH because the study soil had low contents of components responsible for buffer capacity (OM and clay). To say that coarse-textured soils are more responsive to biochar addition is a general assertion that is not entirely true. Although tropical soils and arid and semi-arid soils have a coarse texture in common, they respond very differently to the addition of biochar because they have characteristics that clearly differentiate them, such as pH. It is also true that there may be particular cases within the soil groups, such as the study soil, which, despite being a semi-arid soil, does not present the buffering capacity that confers a high concentration of carbonates to this type of soil, so it responded to a small application rate of biochar.

3.3. Short-Term Effects of Biochar and Biofertilizer on Soil Characteristics

After the first cultivation cycle, the soil pH presented important variations among treatments relative to the initial value (Table 3). The low buffer capacity showed by the studied soil was in accordance with its sandy nature and low contents of clay and organic matter. The pH decrease in CT and BT20 could be due to urea oxidation. On the other hand, the biochar saturation with alkaline ions (Ca and K) added by the biofertilizer could explain the pH increase in BBFT. However, at the end of the second cultivation cycle, pH shows a tendency to return to the initial value in all treatments. This could be due to the gradual increase in OM observed with all treatments. Soil pH modification by biochar is an area

requiring further investigation since the majority of studies only report the initial change, or follow up for a very short time, or do not consider the effect that the development of a crop in that soil, the addition of fertilizers or other products to the soil will have. In some times, the effect is the opposite of the expected one. For example, Hailegnaw [6] studied 10 acidic and neutral soils to which they added alkaline biochar; in eight soils, pH increased as expected; however, in two acidic soils, pH decreased.

EC varied significantly between cultivation cycles, as shown in Table 3. In the first cycle, it increased with all treatments because of salts addition with fertilization (chemical and biological). In contrast, in the second cycle, a significant diminution was observed due to adjustment fertilization doses. It is important to mention that EC always remained less than $2000 \mu\text{S}\cdot\text{m}^{-1}$.

In general, the physical characteristics of the soil improved with treatments. On the one hand, BD remained significantly lower than that of the initial soil. Even at the end of the second cycle, all treatments except CT showed lower values than soil + biochar, and of course, lower than calculated bulk density (Table 3). These results showed that in addition to the dilution effect, biochar was acting as a soil conditioner [65]. A frequently asked question is how long-lasting are the changes produced by biochar in the soil. Burrell et al. [30] found that BD of three soils added with different biochars, after 3 years, diminished relative to the initial soil mixed with biochar, except in the cambisol added with woodchip biochar, where BD increased slightly. However, in all cases, biochars avoided soil consolidation observed in control treatments. On the other hand, WHC increased significantly ($p < 0.05$) with all treatments in each cultivation cycle relative to the initial soil and soil + biochar as follows: BBfT > BT50 > BT20 > CT (Figure 2a).

In CT, the increase in WHC could be explained by the hydration of the added fertilizer salts. In the rest of the treatments, once biochar is combined with soil, it undergoes oxidation and tends to become more hydrophilic as a result of the formation of acidic functional groups on its surface, which explains the gradual WHC increases in each cycle (Figure 2a) [67,68]. Alotaibi et al. [36] observed this same behavior; the hydrophilicity of biochar increases as it ages. They also found that WHC of biochar pyrolyzed at 300°C was significantly higher than those pyrolyzed at 500°C and 600°C . This is important information for future research with this kind of soil.

Regarding exchangeable bases, K increased with biochar and all treatments relative to initial concentration (Table 3). However, only with BBfT was the increment significant, between 24 and 41 times higher than the rest of the treatments. The *Opuntia*-based biofertilizer used is an important K source. In the case of Ca, it showed significant variations ($p < 0.05$) between treatments and between cycles; however, the final concentrations were significantly higher than the initial ones (Table 3). On the contrary, Mg tended to decrease significantly ($p < 0.05$) with all treatments in both cycles, except for BT50 (Table 3). Even with the decrease, the final Mg content is high, although it is necessary to add Mg to reestablish the ratios between Ca, Mg, and K in soil (Ca/Mg: 2–5, Ca/K: 5–25, Mg/K: 2.5–15, (Ca+Mg)/K: 10–40) and thus to avoid possible deficiencies in plants due to the antagonism between them. In this study, the increase in Ca and K caused a deficiency of Mg, which was accentuated with each crop cycle, and to a greater extent with BBfT. Sawdust and waste wood are two biochar feedstocks rich in Mg and locally available to supply this element. Micronutrients Cu, Fe, and Zn increased significantly ($p < 0.05$) with all treatments with respect to the initial content and soil + biochar (Table 3). Cu and Zn augmented with each crop cycle, whereas Fe decreased between 36–51% in the second cycle with respect to the first one, except BT50, which increased by 26%. These nutrients were provided mainly by biofertilizer (in BBfT), biochar, and in small concentrations by chemical fertilizers, where they are found in trace concentrations. On the contrary, Mn diminished 10–20% with all treatments in the first crop cycle and increased in the second one; however, Mn concentrations for CT, BT20, and BT50 were 5% lower than the initial one.

Pb, Cd, and Ni concentrations remained lower than the detection limit in all treatments (Table 3), which was beneficial in the case of Pb and Cd because of their toxicity for living

organisms. The case of Ni is a bit more complex; on the one hand, although it is an essential element for higher plants [69], it is considered a toxic one because its functional role in humans has not been demonstrated, while in animals, it is not clear. On the other hand, the Ni toxic effects on human health are well documented [70]. The Ni content in the soil used in this study was too low ($<0.0042 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), but it was not added because it is a common trace element in fertilizers and biofertilizers. Practically any biomass is useful to produce biochar whenever it does not contain toxic elements. In this case, residual bamboo biomass used complies with this requirement.

Biochar had a positive effect on soil CEC; initially it changed from 16 to $33 \text{ cmol}\cdot\text{kg}^{-1}$, and although later this parameter diminished significantly with all treatments with respect to the soil + biochar, after the second cycle, it remained 33, 56, 31, and 12.5% higher for CT, BT20, BT50, and BBfT, respectively, relative to the initial value (Figure 2b). According to Hailegnaw [6], when biochar had higher exchangeable Ca^{2+} than the soil, CEC increases, as was the case in this study, where biochar increased exchangeable Ca^{2+} and CEC in soil (Table 3, Figure 2b). Alotaibi et al. [36] confirmed the aforementioned; they found minimal increases in CEC adding $8 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ of biochars produced at different temperatures to a soil rich in CaCO_3 . However, contrary to expectations, BBfT, the treatment with the highest pH and OM values showed the lowest increase in CEC.

Despite its recalcitrant nature, biochar contributes organic C, P, and N to soil [7,22]. Figure 3a shows that biochar treatments significantly increased ($p < 0.05$) soil OM from the first crop cycle compared to CT. After the second cycle, OM was significantly higher in BBfT than in the rest of the treatments due to the OM addition from the biofertilizer. Application of biochar and biofertilizer to the soil raised the OM content to a medium level (4.1–6.0%), while in CT, its OM content continued to be low (>4). N_{inorg} presented significant variations between cycles and treatments (Figure 3b), which is explained by the multiple transformations that N undergoes in soil. However, with the initial addition of biochar and all treatments, N_{inorg} increased significantly relative to the initial content, although in CT and BBfT, it continued to be at a very low level ($<10 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) while in BT20 and BT50 it reached medium values ($10\text{--}20 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$). The N_{inorg} increases observed in CT, BT20, and BT50 can be due to higher adsorption of inorganic forms of N (NH_4^+ and NO_2^-), as opposed to BBfT, where the increase in pH could favor ammonia emission.

Figure 4 shows two important situations; on the one hand, comparing the treatments that received 100% phosphorus fertilization, we observed that the soil with biochar and biofertilizer (BBfT) retained between 40–87% more P_{av} than the chemically fertilized soil without biochar (CT). On the other, we found that by adding biochar, it is possible to reduce phosphorus fertilizer by 50–80% if we consider BT20 and BT50, with 80% and 50% less phosphorus fertilization, respectively; they retained 22–76% and 35–87%, respectively, more P_{av} than CT. Although CT was the only treatment in which P_{av} significantly ($p < 0.05$) increased in the second cycle relative to the first one; its concentration was much lower than that of the biochar treatments. Sarfraz et al. [22] found that fine particles ($\leq 0.5 \text{ mm}$) of biochar significantly increased P_{av} in soils, but when 1% of mixed size particles of biochar were added to the same soils, only in one of them, P_{av} increased. In our study, a mixture of particles containing 33.5% of fines ($<0.6 \text{ mm}$) from biochar significantly increased P_{av} in soil. P retention in the soil is of utmost importance since approximately 85% of P added by chemical fertilization is lost, and reserves of this element are limited [14]. Additionally, biochar could be a P source because if pyrolysis temperature is not higher than 700°C , P from feedstock is retained in biochar [44]. Therefore, the recycling of nutrients through biochar and biofertilizers are helpful strategies to support agricultural sustainability and the circular economy.

3.4. Effect of Biochar and Biofertilizer on the Crop *Physalis Ixocarpa*

At the beginning of the fruiting stage of the first crop cycle, the greenhouse was flooded due to heavy rains, which caused the plants to be infected by mildew, a fungal foliar pathogen. For this reason, the fruit weight, yield, and height of plants were lower

in the first crop cycle than in the second one (Figure 5a,b). CT was the treatment most affected by the infection, which was evident in the weight of fruits and yield, which were lower than those obtained in treatments with biochar (Figure 5a,b). Elad et al. [71] found that biochar induced resistance against two foliar fungal pathogens: grey mold (*Botrytis cinerea*) and powdery mildew (*Leveillula taurica*) on plants of pepper and tomato, and a foliar mite pest (*Polyphagotarsonemus latus*) on pepper plants. They applied 1, 3, and 5% of biochar to sandy soil. According to these authors, biochar induced a defensive systemic response since the suppressive effect against pathogens and pests occurred in the aerial part of the plant while biochar was in the soil. Zwart and Kim [72] observed that 5% of biochar added to growth media reduced the progression and physiological stress caused by *Phytophthora canker* in seedlings of *Quercus rubra* and *Acer rubrum*. Rasool et al. [73] proved that in tomatoes affected by *Alternaria solani*, the response protection elicited was dependant on the type of biochar, and it involves both induced systemic resistance and acquired systemic resistance mechanisms. In our study, the addition of 0.2% of biochar may have induced a similar systemic response in *Physalis ixocarpa* since the plants were less affected by mildew infection in the biochar treatments.

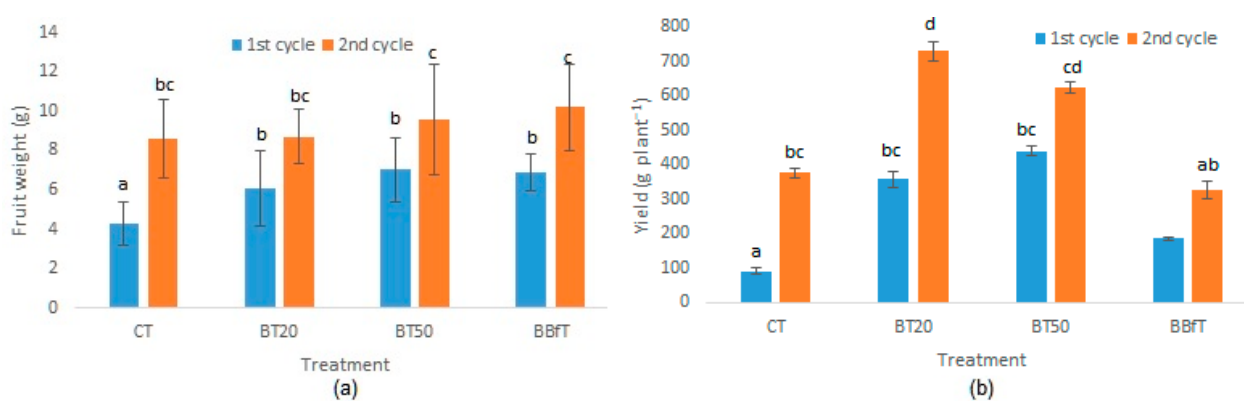


Figure 5. (a) Fruit weight and (b) Yield of *Physalis ixocarpa* with different treatments: CT: soil + 100% of chemical fertilization, BT20 and BT50: soil + biochar + 100, 20, or 50% of chemical fertilization, respectively, and BBfT: soil + biochar + biofertilization. Different letters indicate significant difference ($p < 0.05$, Duncan test).

The weight of fruits in the second cycle varied from 8.6 to 10.2 g, where $CT = BT20 < BT50 < BBfT$. The yields obtained in CT ($378 \text{ g} \cdot \text{plant}^{-1}$) and BBfT ($328 \text{ g} \cdot \text{plant}^{-1}$) were lower than that of BT50 ($623 \text{ g} \cdot \text{plant}^{-1}$) and significantly lower than that of BT20 ($730 \text{ g} \cdot \text{plant}^{-1}$). A possible explanation for this is that the higher addition of Ca and K in CT and BBfT caused a more pronounced Mg deficiency that largely affected yield in these treatments. Cakmak and Yazici [74] have extensively documented yield impairment due to Mg deficiency. As well, Verbruggen and Hermans [75] commented that on alkaline soils, MgCO_3 formation and imbalanced concentration of Ca, K, and Na reduce Mg availability, affecting productivity and quality in agriculture. These results pointed out that the importance of maintaining adequate nutrient ratios, not just sufficient concentrations, and that by adding 0.2% of bamboo biochar, it was possible to save between 50 and 80% of fertilizer.

In both crop cycles, fruit harvesting began in week 8 in all treatments, except in BBfT, which started in week 7, due to the fact that the phenological stages were advanced approximately 6 days with respect to the plants of the other treatments. In addition, there was also an increase of approximately 15% in flowering in BBfT. These previous effects observed with BBfT could be due to the auxin and gibberellins content of the biofertilizer (Table 2) because these phytohormones stimulate flowering and growing [54].

Cakmak et al. [76] found that root growth inhibition is an early symptom of Mg deficiency; if there is not enough Mg, carbohydrates are not efficiently transported from leaves to root, affecting root development. Mg deficiency could explain the significant

diminution in root length in the second cycle, without apparent impairment of aerial growth of plants (Figure 6a,b).

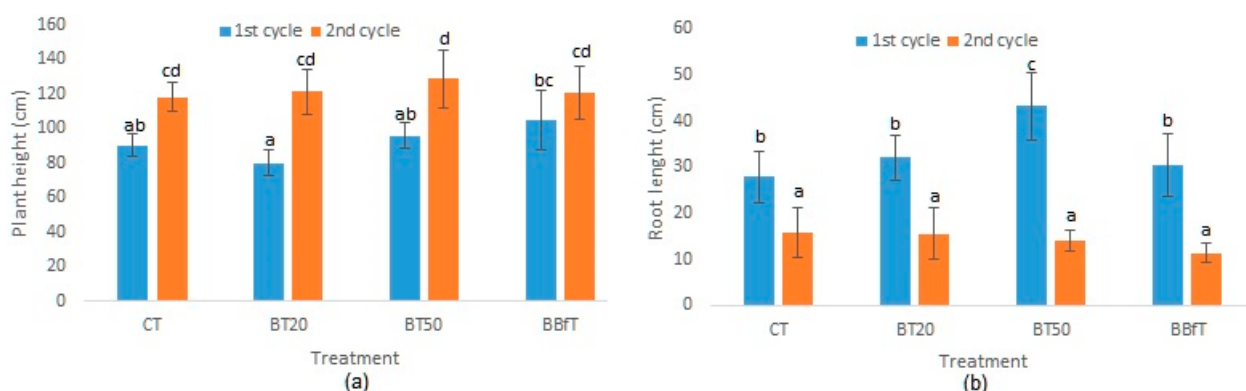


Figure 6. (a) Plant height and (b) root length of *Physalis ixocarpa* with different treatments: CT: soil + 100% of chemical fertilization, BT20 and BT50: soil + biochar +, 20, or 50% of chemical fertilization, respectively, and BBFT: soil + biochar + biofertilization. Different letters indicate significant difference ($p < 0.05$, Duncan test).

In real practice, the cationic balance of the soil should be corrected by adding Mg and other nutrients such as Mn before the next crop cycle. Additionally, it would be advisable to combine biofertilizer with urea to reduce the amount of biofertilizer added and compensate for its alkalizing effect. The suitability of an extra addition of biochar should be evaluated annually.

Although the biochar used produced good results, improving some soil characteristics, it would be interesting to try pyrolyzed bamboo biochar at 300 °C to increase the WHC and CEC of the soil and observe its effect on the pH. There are also other locally available residual biomasses that would produce biochars with higher nutrient content and higher CEC, such as cow manure, sawdust, and wood waste. A combination of bamboo, cow manure, and sawdust could also be formulated as feedstock to obtain biochar with characteristics suitable to the needs of the study soil.

Both the *Opuntia cladodes* for the biofertilizer as biomass proposed for biochar are currently used very little in Hidalgo, so obtaining biofertilizer and biochar would not compete with other uses. On the contrary, some environmental and health issues caused by these wastes would be solved by obtaining bioproducts for soil improvement.

4. Conclusions

This study generated information that did not exist about the effect that biochar can have on alkaline soils with low buffering capacity. We found that the addition of 0.2% of bamboo biochar was effective in improving some physical and chemical soil characteristics, such as reducing bulk density and increasing WHC and CEC as well as OM, P_{av} , Fe, and Cu contents in the soil. Additionally, biochar induced resistance against a foliar fungal pathogen. Likewise, the combination of bamboo biochar and the nopal-based biofertilizer improved WHC, P_{av} , and OM significantly comparing to the soil with only biochar added. However, we also observed that biochar and biofertilizer could accentuate nutritional imbalances in the soil. To avoid the above situation and ensure that there is enough quantity of each nutrient, it is necessary to supervise the ratios between them. According to the results, the bamboo biochar and nopal-based fertilizer are suitable improvers for the studied soil.

5. Patents

Patent in process: MX/a/2019/014243 Proceso para la producción de biofertilizante a partir de clododios de *Opuntia* spp.

Author Contributions: Conceptualization, A.S.C.-M. and R.I.B.-H.; Methodology, A.S.C.-M. and E.O.-R.; Data curation, A.S.C.-M. and E.O.-R.; Validation, R.I.B.-H. and C.A.L.-C.; Formal analysis, A.S.C.-M. and C.A.L.-C.; Investigation, A.S.C.-M. and E.O.-R.; Resources, R.I.B.-H., C.A.L.-C., O.A.-C. and C.C.-O.; Writing—original draft preparation, R.I.B.-H.; Writing—review and editing, C.A.L.-C., O.A.-C., G.A.V.-R. and C.C.-O.; Visualization, A.S.C.-M. and R.I.B.-H.; Supervision, R.I.B.-H. and C.A.L.-C.; Project administration, R.I.B.-H. All authors have read and agreed to the published version of the manuscript.

Funding: This research was partially funded by Bioceres, S.A.P.I. de C.V.

Institutional Review Board Statement: Not applicable.

Informed Consent Statement: Not applicable.

Data Availability Statement: No new data were created or analyzed in this study. Data sharing is not applicable to this article.

Acknowledgments: We are grateful to CONACYT for granting the PhD academic scholarship (858219) to Addi Santiago Cruz Méndez and (823919) to Esaú Ortega Ramírez.

Conflicts of Interest: The authors declare no conflict of interest.

References

1. Eswaran, H.R.; Lal, R.; Reich, P.F. Land degradation: An overview. In *Responses to Land Degradation*; Oxford Press: New Delhi, India, 2001.
2. Barakat, H.N. Arid lands: Challenges and hopes. In *Earth System: History and Natural Variability*; Cilek, V., Ed.; EOLSS Publications: Singapore, 2009; p. 356.
3. Mirzabaev, A.; Wu, J.; Evans, J.; García-Oliva, F.; Hussein, I.A.G.; Iqbal, M.H.; Kimutai, J.; Knowles, T.; Meza, F.; Nedjraoui, D.; et al. Desertification. In *Climate Change and Land: An IPCC Special Report on Climate Change, Desertification, Land Degradation, Sustainable Land Management, Food Security, and Greenhouse Gas Fluxes in Terrestrial Ecosystems*; Shukla, J.S.P.R., Buendia, E.C., Masson-Delmotte, V., Pörtner, H.-O., Roberts, D.C., Zhai, P., Slade, R., Connors, S., van Diemen, R., Ferrat, M., et al., Eds.; IPCC: Geneva, Switzerland, 2019; in press.
4. World Atlas Desertification. Aridity Projections—Drier Types. Limits to Sustainability. 2019. Available online: <https://wad.jrc.ec.europa.eu/aridityprojections> (accessed on 30 April 2021).
5. Merfield, C.N.; Johnson, M. *Understanding Biostimulants, Biofertilisers and On-Farm Trials*; The BHU Future Farming Centre: Lincoln, New Zealand, 2016; pp. 1–13.
6. Hailegnaw, N.S.; Mercl, F.; Pračke, K.; Száková, J.; Tlustoš, L. Mutual relationships of biochar and soil pH, CEC, and exchangeable base cations in a model laboratory experiment. *J. Soils Sediments* **2019**, *19*, 2405–2416. [[CrossRef](#)]
7. Krishnakumar, S.; Rajalakshmi, A.G.; Balaganesh, B.; Manikandan, P.; Vinoth, C.; Rajendran, V. Impact of biochar on soil health. *Int. J. Adv. Res.* **2014**, *2*, 933–950.
8. Berg, G. Plant-microbe interactions promoting plant growth and health: Perspectives for controlled use of microorganisms in agriculture. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* **2009**, *84*, 11–18. [[CrossRef](#)]
9. Bowen, G.D.; Rovira, A.D. The rhizosphere and its management to improve plant growth. *Adv. Agron.* **1999**, *66*, 1–102.
10. Bashan, Y. El uso de inoculantes microbianos como una importante contribución al futuro de la agricultura mexicana. In *La Biofertilización como Tecnología Sostenible*; Díaz-Franco, A., Mayek-Perez, N., Eds.; Plaza y Valdéz: Mexico City, Mexico, 2008; pp. 17–24.
11. Abdul, G.K. Mycorrhizoremediation—An enhanced form of phytoremediation. *J. Zhejiang Univ.* **2006**, *7*, 503–514.
12. Olalde, P.V.; Serratos, R. Biofertilizantes: Micorrizas y bacterias promotoras de crecimiento. In *La Biofertilización como Tecnología Sostenible*; Díaz-Franco, A., Mayek-Perez, N., Eds.; Plaza y Valdéz/CONACYT: Mexico City, Mexico, 2008.
13. Martínez, M.M. Microbial bioproducts for agriculture. *Acta Hort.* **2015**, *1076*, 71–76. [[CrossRef](#)]
14. Aguado-Santacruz, G.A. (Ed.) *Introducción al Uso y Manejo de los Biofertilizantes en la Agricultura*; INIFAP/SAGARPA: Celaya, Mexico, 2012; p. 316.
15. Caradonia, F.; Battaglia, V.; Righi, L.; Pascali, G.; La Torre, A. Plant biostimulant regulatory framework: Prospects in Europe and current situation at international level. *J. Plant Growth Regul.* **2018**, *38*, 438–448. [[CrossRef](#)]
16. Kavitha, B.; Reddy, P.V.L.; Kim, B.; Lee, S.S.; Pandey, S.K.; Kim, K.-H. Benefits and limitations of biochar amendment in agricultural soils: A review. *J. Environ. Manag.* **2018**, *227*, 146–154. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
17. Tripathi, M.; Sahu, J.N.; Ganesan, P. Effect of process parameters on production of biochar from biomass waste through pyrolysis: A review. *Renew. Sustain. Energy Rev.* **2016**, *55*, 467–481. [[CrossRef](#)]
18. Peters, J.F.; Iribarren, D.; Dufour, J. Biomass pyrolysis for biochar or energy applications? A life cycle assessment. *Environ. Sci. Technol.* **2015**, *49*, 5195–5202. [[CrossRef](#)]
19. Li, X.; Li, K.; Geng, C.; El Mashad, H.; Li, H.; Yin, W. Biochar from microwave pyrolysis of *Artemisia slessensis*: Characterization and methylene blue adsorption capacity. *Appl. Sci.* **2019**, *9*, 1813. [[CrossRef](#)]

20. Cha, J.S.; Park, S.H.; Jung, S.-C.; Ryu, C.; Jeon, J.-K.; Shin, M.-C.; Park, Y.-K. Production and utilization of biochar: A review. *J. Ind. Eng. Chem.* **2016**, *40*, 1–15. [CrossRef]
21. Lehmann, J.; Rillig, M.C.; Thies, J.; Masiello, C.A.; Hockaday, W.C.; Crowley, D. Biochar effects on soil biota—A review. *Soil Biol. Biochem.* **2011**, *43*, 1812–1836. [CrossRef]
22. Sarfraz, R.; Yang, W.; Wang, S.; Zhou, B.; Xing, S. Short term effects of biochar with different particle sizes on phosphorous availability and microbial communities. *Chemosphere* **2020**, *256*. [CrossRef]
23. Yang, F.; Zhou, Y.; Li, W.; Tang, W.; Meng, J.; Chen, W.; Li, X. Strain-specific effects of biochar and its water-soluble compounds on bacterial growth. *Appl. Sci.* **2019**, *9*. [CrossRef]
24. Ahmad, M.; Rajapaksha, A.U.; Lim, J.E.; Zhang, M.; Bolan, N.; Mohan, D.; Vithanage, M.; Lee, S.S.; Yong, S. Biochar as a sorbent for contaminant management in soil and water: A review. *Chemosphere* **2014**, *99*, 19–33. [CrossRef]
25. Man, Y.; Wang, B.; Wang, J.; Slaný, M.; Yan, H.; Li, P.; El-Naggar, A.; Shaheen, S.M.; Rinklebe, J.; Feng, X. Use of biochar to reduce mercury accumulation in *Oryza sativa* L.: A trial for sustainable management of historically polluted farmlands. *Environ. Int.* **2021**, *153*, 106527. [CrossRef] [PubMed]
26. Zhao, J.; Ren, T.; Zhang, Q.; Du, Z.; Wang, Y. Effects of biochar amendment on soil thermal properties in the North China Plain. *Soil Sci. Soc. Am. J.* **2016**, *80*, 1157–1166. [CrossRef]
27. Zhu, Q.; Peng, X.; Huang, T. Contrasted effects of biochar on maize growth and N use efficiency depending on soil conditions. *Int. Agrophys.* **2015**, *29*, 257–266. [CrossRef]
28. El-Naggar, A.; Lee, S.S.; Rinklebe, J.; Farooq, M.; Song, H.; Samarh, A.K.; Zimmerman, A.R.; Ahmad, M.; Shaheen, S.M.; Ok, Y.S. Biochar application to low fertility soils: A review of current status, and future prospects. *Geoderma* **2019**, *337*, 536–554. [CrossRef]
29. Jeffery, S.; Meinders, M.B.; Stoof, C.R.; Bezemer, T.M.; van de Voorde, T.F.; Mommer, L.; Groenigen, J.W. Biochar application does not improve the soil hydrological function of a sandy soil. *Geoderma* **2015**, *251*, 47–54. [CrossRef]
30. Burrell, L.D.; Zehetner, F.; Rampazzo, N.; Wimmer, B.; Soja, G. Long-term effects of biochar on soil physical properties. *Geoderma* **2016**, *282*, 96–102. [CrossRef]
31. Jeffery, S.; Abalos, D.; Prodana, M.; Bastos, A.C.; van Groenigen, J.W.; Hungate, B.A.; Verheijen, F. Biochar boosts tropical but not temperate crop yields. *Environ. Res. Lett.* **2017**, *12*, 05300. [CrossRef]
32. Jeffery, S.; Verheijen, F.G.A.; van der Velde, M.; Bastos, A.C. A quantitative review of the effects of biochar application to soils on crop productivity using meta-analysis. *Agric. Ecosyst. Environ.* **2011**, *144*, 175–187. [CrossRef]
33. Hardie, M.; Clothier, B.; Bound, S.; Oliver, G.; Close, D. Does biochar influence soil physical properties and soil water availability? *Plant Soil* **2014**, *376*, 347–361. [CrossRef]
34. Hussain, M.; Farooq, M.; Nawaz, A.; Al-Sadi, A.M.; Solaiman, Z.M.; Alghamdi, S.S.; Ammara, U.; Ok, Y.S.; Siddique, K.H.M. Biochar for crop production: Potential benefits and risks. *J. Soil Sediments* **2017**, *17*, 685–716. [CrossRef]
35. Laird, D.; Fleming, P.; Wang, B.; Horton, R.; Karlen, D. Biochar impact on nutrient leaching from a Midwestern agricultural soil. *Geoderma* **2010**, *158*, 436–442. [CrossRef]
36. Alotaibi, K.D.; Schoenau, J.J. Addition of biochar to a sandy desert soil: Effect on crop growth, water retention and selected properties. *Agronomy* **2019**, *9*, 327. [CrossRef]
37. Laghari, M.; Mirjat, M.S.; Zhiqian Hu, Z.; Fazal, S.; Xiao, B.; Hu, M.; Chen, Z.; Guo, D. Effects of biochar application rate on sandy desert soil properties and sorghum growth. *Catena* **2015**, *135*, 313–320. [CrossRef]
38. Baiamonte, G.; Crescimanno, G.; Parrino, F.; De Pasquale, C. Effect of biochar on the physical and structural properties of a desert sandy soil. *Catena* **2019**, *175*, 294–303. [CrossRef]
39. Khalifa, N.; Yousef, L.F. A short report on changes of quality indicators for a sandy textured soil after treatment with biochar produced from fronds of date palm. *Energy Procedia* **2015**, *74*, 960–965. [CrossRef]
40. Ippolito, J.A.; Novak, J.M.; Busscher, W.J.; Ahmedna, M.; Rehrh, D.; Watts, D.W. Switchgrass Biochar Affects Two Aridisols. *J. Environ. Qual.* **2012**, *41*, 1123–1130. [CrossRef] [PubMed]
41. Ducey, T.F.; Ippolito, J.A.; Cantrell, K.B.; Novak, J.M.; Lentz, R.D. Addition of activated switchgrass biochar to an aridic subsoil increases microbial nitrogen cycling gene abundances. *Appl. Soil. Ecol.* **2013**, *65*, 65–72. [CrossRef]
42. INEGI. Hidalgo, Información by State. 2019. Available online: <http://cuentame.inegi.org.mx/monografias/informacion/hgo/default.aspx?tema=me&e=13> (accessed on 15 March 2021).
43. Martínez-Ortiz, J.A.; Lucho-Constantino, C.A.; Montiel-Palma, S.; Coronel-Olivares, C.; López-Pérez, P.A.; Beltrán-Hernández, R.I. *Assessment of the Acid-Neutralizing Capacity of Agricultural Soils Affected by Acid Deposition in Hidalgo State*, manuscript in preparation.
44. Ghodake, G.S.; Shinde, S.K.; Kadam, A.S.; Saratale, R.G.; Saratale, G.D.; Kumar, M.; Palem, R.R.; Al-Shwaiman, H.A.; Elgorban, A.M.; Syed, A.; et al. Review on biomass feedstocks, pyrolysis mechanism and physicochemical properties of biochar: State-of-the-art framework to speed up vision of circular bioeconomy. *J. Clean. Prod.* **2021**, *297*. [CrossRef]
45. Yiping, L.; Yanxia, L.; Buckingham, K.; Henley, G.; Guomo, Z. *Bamboo and Climate Change Mitigation*; International Network for Bamboo and Rattan (INBAR): Beijing, China, 2010; p. 126645.
46. IBI. *Standardized Product Definition and Product Testing Guidelines for Biochar that Is Used in Soil*; International Biochar Initiative: Washington, DC, USA, 2015.
47. SEMARNAT. *NOM-021-SEMARNAT-2000 Fertility, Salinity and Soil Classification Specifications, Study, Sampling and Analysis*; Diario Oficial de la Federación: Mexico City, Mexico, 2002.

48. Quintanar-Orozco, E.T.; Vázquez-Rodríguez, G.A.; Beltrán-Hernández, R.I.; Lucho-Constantino, C.A.; Coronel-Olivares, C.; González-Montiel, S.; Islas-Valdez, S. Enhancement of the biogas and biofertilizer production from *Opuntia heliabravoana* Scheinvar. *Environ. Sci. Poll.* **2018**, *25*, 28403–28412. [CrossRef]
49. SIAP. Agricultural Production Statistics. 2020. Available online: http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosAbiertos_a.php (accessed on 6 June 2021).
50. Boraste, A.; Vamsi, K.; Jhadav, A.; Khairnar, Y.; Gupta, N.; Trivedi, S.; Patil, P.; Gupta, G.; Gupta, M.; Mujapara, A.K.; et al. Biofertilizers: A novel tool for agriculture. *Int. J. Microbiol. Res.* **2009**, *1*, 23–31. [CrossRef]
51. APHA AWWA WEF. *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*; APHA AWWA WEF: Washington, DC, USA, 2012.
52. EPA. Chapter Three-Metallic analytes. Method 3051 microwave-assisted acid digestion of sediments, sludges, soils and oils. In *Test Methods for Evaluating Solid Waste Physical/Chemical Method, CD-ROM Revision 3*; US Environmental Protection Agency: Washington, DC, USA, 1995.
53. Glickmann, E.; Dessaux, Y. A critical examination of the specificity of the salkowsky reagent for indolic compounds produced by phytopathogenic. *Appl. Environ. Microbiol.* **1995**, *61*, 793–796. [CrossRef]
54. Graham, H.D.; Henderson, J.H.M. Reaction of gibberellic acid and iberellins with Folin-Wu phosphomolybdic acid reagent and its use or quantitative assay. *Plant Physiol.* **1961**, *36*, 405–408. [CrossRef]
55. INEGI. *Municipal Geographic Information Directory of the United Mexican States. Zempoala, Hidalgo*; INEGI: Mexico City, Mexico, 2009.
56. Pellicone, G.; Caloiero, T.; Guagliardi, I. The De Martonne aridity index in Calabria (Southern Italy). *J. Maps* **2019**, *15*, 788–796. [CrossRef]
57. García-Osuna, H.T.; Escobedo, B.L.; Robledo-Torres, V.; Benavides, M.A.; Ramírez, G.F. Germination and micropropagation of tetraploid husk tomato (*Physalis ixocarpa*). *Rev. Mex. Cienc. Agric.* **2015**, *12*, 2301–2311. [CrossRef]
58. Shenstone, E.; Lippman, Z.; Van Eck, J. A review of nutritional properties and health benefits of *Physalis* species. *Plant Foods Hum. Nutr.* **2020**, *75*, 316–325. [CrossRef] [PubMed]
59. CEDRSSA. *Tomate Production and Trade in Mexico*; Government of Mexico: Mexico City, Mexico, 2018; p. 13.
60. Suthar, R.G.; Wang, C.; Nunes, M.C.N.; Chen, J.; Sargent, S.A.; Buckiln, R.A.; Gao, B. Bamboo biochar pyrolyzed at low temperature improves tomato plant growth and fruit quality. *Agriculture* **2018**, *8*, 153. [CrossRef]
61. Wang, Y.; Yin, R.; Liu, R. Characterization of biochar from fast pyrolysis and its effect on chemical properties of the tea garden soil. *J. Anal. Appl. Pyrolysis* **2014**, *110*, 375–381. [CrossRef]
62. Bagreev, A.; Badosz, T.J.; Locke, D.C. Pore structure and surface chemistry of adsorbents obtained by pyrolysis of sewage-derived fertiliser. *Carbon* **2001**, *39*, 1971–1979. [CrossRef]
63. Islas-Valdez, S.; Lucho-Constantino, C.A.; Beltrán-Hernández, R.I.; Gómez-Mercado, R.; Vázquez-Rodríguez, G.A.; Herrera, J.M.; Jiménez-González, A. Effectiveness of rabbit manure biofertilizer in barely crop yield. *Environ. Sci. Poll. Res.* **2017**, *24*, 25731–25740. [CrossRef]
64. Bernal, M.; Albuquerque, J.A.; Bustamante, M.A.; Albiach, R.; Bonnati, A.; Moral, R. *Uso Agrícola de Materiales Digeridos: Situación Actual y Perspectivas de Futuro III*; Mundi Prensa: Madrid, Spain, 2014.
65. Basso, A.S.; Miguez, F.E.; Laird, D.A.; Horton, R.; Westgate, M. Assessing potential of biochar for increasing water-hold ing capacity od sandy soils. *Glob. Chang. Biol. Bioenergy* **2013**, *5*, 132–143. [CrossRef]
66. Moiwo, J.P.; Wahab, A.; Kangoma, E.; Blango, M.M.; Ngegba, M.P.; Suluku, R. Effect of biochar application depth on crop productivity under tropical rainfed conditions. *Appl. Sci.* **2019**, *9*, 2602. [CrossRef]
67. Cheng, C.H.; Lehmann, J.; Thies, J.E.; Burton, S.D.; Engelhard, M.H. Oxidation of black carbon by biotic and abiotic processes. *Org. Geoch.* **2006**, *37*, 1477–1488. [CrossRef]
68. Lehmann, J.; Joseph, S. (Eds.) *Biochar for Environmental Management. Science, Technology and Implementation*, 2nd ed.; Earthscan: London, UK, 2015; p. 438.
69. Eskew, D.L.; Welch, R.M.; Cary, E.E. Nickel in higher plants: Further evidence for an essential role. *Plant Physiol.* **1984**, *76*, 691–693. [CrossRef]
70. Iyaka, Y.A. Nickel in soils: A review of its distribution and impacts. *Sci. Res. Essays* **2011**, *6*, 6774–6777. [CrossRef]
71. Elad, Y.; Rav, D.D.; Meller, H.Y.; Borenshtein, M.; Ben, K.H.; Silber, A.; Graber, E.R. Induction of systemic resistance in plants by biochar, a soil-applied carbon sequestering agent. *Phytopathology* **2010**, *100*, 913–921. [CrossRef] [PubMed]
72. Zwart, D.C.; Kim, S.-H. Biochar amendment increases resistance to stem lesions caused by *Phytophthora* spp. in tree seedlings. *Hort. Sci.* **2012**, *47*, 1736–1740. [CrossRef]
73. Rasool, M.; Akhter, A.; Saleem, M. Molecular and biochemical insight into biochar and *Bacillus subtilis* induced defense in tomatoes against *Alternaria solani*. *Sci. Hort.* **2021**, *285*, 110203. [CrossRef]
74. Cakmak, I.H.; Yazici, A.M. Magnesium: A forgotten element in crop production. *Better Crop.* **2010**, *94*, 22–35.
75. Verbruggen, N.; Hermans, C. Physiological and molecular responses to magnesium nutritional imbalance in plants. *Plant Soil* **2013**, *368*, 87–99. [CrossRef]
76. Cakmak, I.; Hengeler, C.; Marschner, H. Partitioning of shoot and root dry matter and carbohydrates in bean plants suffering from phosphorus, potassium and magnesium deficiency. *J. Exp. Bot.* **1994**, *45*, 1245–1250. [CrossRef]