



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA UNIDAD
XOCHIMILCO

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL

Maestría en Ciencias Agropecuarias

IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS

**Efecto de extracto acuoso de biocarbón en la germinación y crecimiento de
lechuga (*Lactuca sativa* L.) y rábano (*Raphanus sativus*)**

Ing. Agro. Mónica Luna Martínez

Comité tutorial:

Directora

Dra. María Teresa Núñez Cardona

Codirectora

Dra. Angélica Jiménez Aguilar

Asesora

Dra. Marcela Vergara Onofre

| | |
|--|----|
| ÍNDICE | |
| RESUMEN GENERAL..... | 3 |
| INTRODUCCIÓN GENERAL..... | 6 |
| REFERENCIAS | 8 |
| Capítulo 1..... | 11 |
| Efecto de extracto de biocarbón de olote en la germinación de semillas y características morfológicas de plántulas de lechuga y rábano | 11 |
| INTRODUCCIÓN..... | 11 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | 17 |
| Características del biocarbón y preparación del extracto acuoso | 17 |
| Evaluación de germinación..... | 18 |
| Variables de germinación..... | 20 |
| Evaluación de características morfológicas de plántulas lechuga y rábano..... | 21 |
| | 22 |
| Características de plántulas normales | 22 |
| Presencia de anomalías en plántulas | 23 |
| Análisis estadísticos..... | 24 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 24 |
| Germinación de semillas de lechuga | 25 |
| Estadios fenológicos de germinación de lechuga | 27 |
| Evaluación morfológica de plántulas de lechuga | 30 |
| Tamaño de cotiledones | 31 |
| Color de cotiledones | 33 |
| Anomalías en plántulas de lechuga..... | 33 |
| Índice de vigor de plántulas de lechuga..... | 34 |
| Germinación de semillas de rábano | 38 |
| Evaluación morfológica de plántulas de rábano..... | 42 |
| Tamaño de cotiledones | 43 |
| Color de cotiledones | 45 |
| Anomalías en plántulas de rábano | 45 |
| CONCLUSIONES..... | 49 |
| REFERENCIAS | 50 |
| Capítulo 2..... | 57 |

| | |
|--|-----|
| Efecto del extracto de biocarbón en el desarrollo y crecimiento de plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) y rábano (<i>Raphanus sativus</i>) en suelo salino de chinampa. | 57 |
| INTRODUCCIÓN..... | 57 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | 61 |
| Obtención de extractos acuosos de biocarbón (EB)..... | 62 |
| Diseño experimental I | 62 |
| Variables evaluadas del suelo..... | 63 |
| Obtención de plántulas y trasplante | 64 |
| Diseño experimental II | 65 |
| Análisis estadístico..... | 66 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 66 |
| Análisis de propiedades químicas del suelo de chinampa | 66 |
| Evaluación de plántulas de rábano..... | 69 |
| Evaluación de plántulas de lechuga..... | 72 |
| CONCLUSIONES..... | 77 |
| REFERENCIAS | 78 |
| ANEXOS | 83 |
| Resultados del primer análisis de laboratorio de suelo de chinampa..... | 83 |
| Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (testigo)..... | 84 |
| Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (DEB120)..... | 85 |
| Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (DEB50)..... | 86 |
| Capítulo 3..... | 87 |
| Efecto de comunidades de bacterias heterótrofas en suelos salinos tratados con biocarbón | 87 |
| INTRODUCCIÓN..... | 87 |
| MATERIALES Y MÉTODOS | 91 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 92 |
| Publicaciones científicas y de revisión del 2015 al 2021 | 92 |
| Propiedades fisicoquímicas de biocarbón | 93 |
| Propiedades fisicoquímicas de suelos salinos tratados con biocarbón..... | 95 |
| Comunidades bacterianas en suelos tratados con biocarbón..... | 97 |
| CONCLUSIONES..... | 100 |
| REFERENCIAS | 101 |

RESUMEN GENERAL

En el presente trabajo, se plantearon cuatro objetivos, 1) analizar el efecto del extracto de biocarbón (EB) de olote en la germinación de semillas de lechuga y rábano; 2) evaluación de características morfológicas de plántulas de lechuga y rábano por efecto de EB. Los tratamientos que se utilizaron fueron: EB a 120 rpm (EB120), dilución 1:100 de EB120 (DEB120), EB a 50°C (EB50), dilución 1:100 de EB50 (DEB50) y agua destilada (testigo). Los tratamientos EB120 y DEB120 favorecieron la germinación y crecimiento de plántulas de lechuga y rábano. 3) determinar el efecto de EB en el desarrollo y crecimiento de plantas de lechuga y rábano con suelo salino. Se utilizó suelo de una chinampa, la fase experimental se dividió en dos, en la primera se realizaron seis aplicaciones de los tratamientos DEB120, DEB50 y testigo a macetas con suelo sin plántula, se registró el pH, conductividad eléctrica (CE) y temperatura del suelo. En la segunda fase se trasplantaron las plántulas encontradas en los estadios fenológicos 10 al 15 y se siguió con la aplicación de DEB. Con la aplicación de DEB120 y DEB50 la CE y la relación de absorción de sodio disminuyeron. 4) revisión bibliográfica de comunidades microbianas en suelos salinos tratados con biocarbón, se utilizaron las bases de datos de BIDI UNAM y Google académico, la búsqueda de artículos fue de 2015 a 2021. El Phylum predominante en suelos salinos es Protoeubacteria y tras la aplicación de biocarbón algunas especies de Firmicutes disminuyen al igual que las Protoeubacterias. El presente trabajo aporta datos sobre el efecto del EB en la germinación de semillas de lechuga y rábano, así como también el efecto de este sobre las propiedades fisicoquímicas de suelo salino de chinampa y un estado del arte de las comunidades microbianas en suelos salinos tratadas con biocarbón.

AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento otorgado durante la investigación con la beca 1014320.

Al Ing. Daniel Camarena Elizondo, director de Operaciones de la Planta de gasificación de la Universidad Nacional Autónoma de México, por proporcionar el biocarbón de olote.

Asimismo, al Laboratorio de Suelos y Aguas de la Universidad Autónoma Metropolitana en la Unidad Xochimilco, a la técnica en laboratorio de química y biología Rosa Isela García Serralde de este laboratorio, por su ayuda en la caracterización del biocarbón.

A la M. en C. María Guadalupe Figueroa Torres del Departamento El Hombre y su Ambiente (UAM-X) y al Sr. Armando Ordoñez Hernández, quienes proporcionaron el suelo de chinampa para el desarrollo de este trabajo.

Al Sr. Rodolfo Luna Méndez por el diseño y construcción de la incubadora y al Ing. Agro. Jorge Guillermo Islas Hernández por el diseño y construcción del invernadero.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

Agradezco inmensamente por su apoyo y su paciencia durante el desarrollo de esta tesis a mi familia, mi mamá Alejandra, mi papá Rodolfo, mi hermana Marisol y a mis amigos que me acompañaron en esta etapa de mi vida Jorge Guillermo, Lizbeth Rosas, Sergio Ramírez y Uriel Minor quienes siempre me dieron palabras de aliento cuando más lo necesitaba y pude contar con tu apoyo incondicionalmente.

A mi comité tutorial por su dedicación, tiempo y motivación para poder concluir este proyecto, a pesar de la situación de pandemia siempre tuvieron la disposición de continuar el trabajo e impulsar nuevas ideas para enriquecer esta tesis.

Finalmente quiero al Ing. en alimentos José Carlos Romero Rodríguez que en paz descansa, quien me ayudo en la caracterización del suelo de chinampa para la sexta reunión de biodiversidad.

INTRODUCCIÓN GENERAL

En México la producción de hortalizas genera un valor elevado a la economía por su venta en el comercio externo, entre las hortalizas con mayor producción se encuentra la lechuga (*Lactuca sativa* L), en el 2018 ocupó el noveno lugar en producción a nivel mundial (CEDRSSA, 2020). El rábano (*Raphanus sativus*) es otra hortaliza muy común en el campo mexicano y generalmente su consumo es en fresco (SIAP, 2018).

La agricultura chinampera en la actualidad es un ejemplo de agro-ecosistema sustentable (Merlín-Uribe et al., 2013), ya que se aprovecha el medio físico y biológico del humedal. La producción estimada de la zona chinampera es de 40 mil toneladas anuales (FAO, 2018), se cultiva principalmente maíz, frijol, calabaza italiana y bola, flor de calabaza, lechuga italiana, col, nabo, rábano, verdolaga, quelites cenizos y quintoniles, huazontles, arúgula, cebollín, espinaca, betabel, cilantro, perejil, epazote morado y verde, elotes, plantas ornamentales y flores (Rodríguez-Saavedra, 2016).

El suelo en las chinampas es altamente poroso (61.6- 90.95%), de texturas arcillosas (Crossley, 2004), presenta una capa de ceniza a 110 cm de profundidad que limita la lixiviación de sales y favorece su aumento en los horizontes superiores (Guevara-Olivar et al., 2015; Armillas, 2010). En las capas superficiales del suelo de chinampa, el pH es, generalmente alcalino (8.8) y en las capas más profundas ligeramente ácido (6.2), resultado de la materia orgánica acumulada en aproximadamente 50 cm de espesor (Krasilnikov et al., 2013). En síntesis, los suelos antrópicos de las chinampas son suelos alcalino-salinos, ricos en materia orgánica y nitrógeno (Trujillo-Cabrera et al., 2013; Verástegui-Valdés et al., 2014). Esto último ha sido corroborado en las propiedades biológicas de suelo con los trabajos de Trujillo-Cabrera et al. (2013) y de Embarcadero-Jiménez et al. (2016), quienes reportan que la estructura de la comunidad bacteriana de suelo de chinampa está regulada por carbono (C) y nitrógeno (N), siendo dominantes: Protobacterias, Firmicutes, Cloroflexi, Acidobacterias y Plantomicetos. Los autores

antes mencionados concluyen que la estructura de la comunidad bacteriana es una transición entre sedimento y suelo, que revela una interesante asociación con el ciclo del azufre y la oxidación de hierro. Irónicamente las chinampas tienen materia orgánica disponible para la producción agrícola, sin embargo, la naturaleza del material parental y la actividad agrícola intensiva han favorecido la salinización de estos sistemas, lo que representa una limitante para la producción de hortalizas y los cultivos de autoconsumo.

La salinidad afecta a 9.87 millones de km² en el mundo y en México el 10 % de superficie irrigada presenta esta problemática. Para hacer frente a problemáticas de suelo como las que se presentan en la zona chinampera, se ha propuesto la utilización de biocarbón, especialmente para la recuperación de suelos salinos (Huang et al., 2019), que además de ser un mejorador de las propiedades físico-químicas del suelo, favorece la actividad microbiana (Lehmann y Joseph, 2009), además funciona como un buen refugio para la meso y microbiota del suelo de tal manera que se favorece el funcionamiento del suelo (Ameloot et al., 2013) y se ha utilizado como herramienta de detección rápida para determinar la capacidad de respuesta de crecimiento y rendimiento de plantas (Bian et al., 2019). Sin embargo, en la última década se ha reportado que los extractos acuosos de biocarbón tienen fracciones de compuestos orgánicos o grupos de enlaces de carbono, los cuales facilitan la germinación por el aumento de la disponibilidad de nutrientes, causando un mejor crecimiento y rendimiento de las plantas (Virk et al., 2021) por mencionar algunos beneficios. Escalante et al. (2016) hacen una revisión del biocarbón y concluyen que en México es necesario impulsar esta tecnología para obtener los beneficios reportados en otras partes del mundo. La absorción de sales disueltas en el suelo por biocarbón, en México ha sido reportada por Thomas et al. (2013) y Soria (2016). Aunque existen trabajos en México sobre la mitigación de salinización en suelo por biocarbón a granel, las investigaciones con extractos acuosos de biocarbón son inexistentes, por tal motivo es un área de investigación por explorar, así como también el efecto en la germinación y crecimiento de plántulas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) y rábano (*Raphanus sativus*). Finalmente, otra área de estudio

son las comunidades bacterianas de suelo una vez que el biocarbón absorbe las sales de este.

REFERENCIAS

Ameloot, N, Graber ER, Verheijen FGA, De Neve S. 2013. Interactions between biochar stability and soil organisms: review and research needs. *European Journal of Soil Science*. 64(4): 379-390.

Armillas GI. 2010. Antropización sostenible de un medio natural: la agricultura chinampera. En: *Las chinampas de Xochimilco al despuntar el siglo XXI: inicio de su catalogación*. Coord. González Pozo A. México: UAM-Xochimilco. p 82-107.

Bian R, Joseph S, Shi W, Li L, Taherymoosavi S, Pan G. 2019. Biochar DOM for plant promotion but not residual biochar for metal immobilization depended on pyrolysis temperature. *Science of the Total Environment*. 662: 571–580.

Centro de Estudios para el Desarrollo Rural Sustentable y la Soberanía Alimentaria (CEDRSSA). 2020. Análisis de la producción y consumo de hortalizas. Disponible en:

http://www.cedrssa.gob.mx/files/b/13/88Ana%CC%81lisis_produccio%CC%81n_consumo_hortalizas.pdf. Consultado: 25/mayo/2021.

Crossley PL. 2004. Sub-irrigation in wetland agriculture. *Agriculture and Human Values*. 21(2-3): 191-205.

Embarcadero-Jiménez S, Rivera-Orduña FN, Wang ET. 2016. Bacterial communities estimated by pyrosequencing in the soils of chinampa, a traditional sustainable agro-ecosystem in Mexico. *Journal of Soils and Sediments*. 16(3): 1001-1011.

FAO. 2018. Sistemas importantes del patrimonio agrícola mundial: La biodiversidad agrícola y los ecosistemas resilientes. *Prácticas agrícolas tradicionales e identidad cultural*. 1(1): 32.

Guevara-Olivar BK, Ortega-Escobar HM, Ríos-Gómez R, Solano E, Vanegas-Rico JM. 2015. Morfología y geoquímica de suelos de Xochimilco. *Terra Latinoamericana*. 33(4): 263-273.

Huang M, Zhang Z, Zhu C, Zhai Y, Lu P. 2019. Effect of biochar on sweet corn and soil salinity under conjunctive irrigation with brackish water in coastal saline soil. *Scientia Horticulturae*. 250: 405-413.

Krasilnikov P, Del Carmen GCM, Ahrens RJ, Cruz-Gaistardo CO, Sedov S, Solleiro-Rebolledo E. 2013. The soils of Mexico. World Soils Book Series. Springer. Netherlands. 193 p.

Lehmann J, Joseph S. 2009. Biochar for Environmental Management: Earthscan Publishing for a Sustainable Future. London. United Kingdom. 438 p.

Merlín-Uribe Y, González-Esquivel CE, Contreras-Hernández A, Zambrano L, Moreno-Casasola P, Astier M. 2013. Environmental and socio-economic sustainability of chinampas (raised beds) in Xochimilco, Mexico City. *International Journal of Agricultural Sustainability*. 11(3): 216-233.

Rodríguez-Saavedra R. 2016. De la Chinampa a la mesa: un recorrido por las chinampas de Xochimilco, ubicadas en la zona de Reserva Ecológica de Cuemanco, en la Ciudad de México. *Hospitalidad ESDI*. (30): 35-44.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2018. Boletín de exportaciones rábano. Disponible en: https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/323409/Mayo_r_bano_2018.pdf. Consultado: 14/noviembre/2020.

Soria MHL. 2016. Producción y evaluación de biocarbón para la adsorción de sodio en suelos salinos. [Tesis de Maestría]. Instituto Politécnico Nacional. Michoacán, México. 103 p.

Thomas SC, Frye S, Gale N, Garmon M, Launchbury R, Machado N, Winsborough C. 2013. Biochar mitigates negative effects of salt additions on two herbaceous plant species. *Journal of Environmental Management*. 129: 62-68.

Trujillo-Cabrera Y, Ponce-Mendoza A, Vásquez-Murrieta MS, Rivera-Orduña FN, Wang ET. 2013. Diverse cellulolytic bacteria isolated from the high humus, alkaline-saline chinampa soils. *Annals of microbiology*. 63(2): 779-792.

Verástegui-Valdés MM, Zhang YJ, Rivera-Orduña FN, Cheng HP, Sui XH, Wang ET 2014. Microsimbiontes de *Phaseolus vulgaris* en suelos ácidos y alcalinos de México. Microbiología sistemática y aplicada. 37(8): 605-612.

Virk AL, Kan ZR, Liu BY, Qi JY, He C, Liu QY, Zhao X, Zhang HL. 2021. Impact of biochar water extract addition on soil organic carbon mineralization and C fractions in different tillage systems. Environmental Technology and Innovation 21 (101193): 1-12.

Capítulo 1

Efecto de extracto de biocarbón de olote en la germinación de semillas y características morfológicas de plántulas de lechuga y rábano

INTRODUCCIÓN

La germinación es la fase inicial del ciclo de vida de las plantas y requiere de condiciones favorables como temperatura, oxígeno, luz y humedad, sin embargo, cada especie vegetal tiene requerimientos específicos de dichas condiciones, estos factores son fundamentales durante la imbibición, proceso inicial en el que ocurre la hidratación de los tejidos de la semilla y se logra establecer un medio para activación de enzimas, descomposición de reservas de alimentos (lípidos, proteínas, carbohidratos y compuestos inorgánicos) y translocación de nutrientes a regiones meristemáticas; el óptimo funcionamiento de estos procesos permite el crecimiento y desarrollo de plántulas (Sabry et al., 2012; Shukla y Prasad, 2016).

Los sustratos para la germinación de semillas deben proporcionar humedad y aireación, no tener sustancias tóxicas, estar libre de hongos y otros microorganismos. Algunos sustratos utilizados para realizar ensayos de germinación son: el suelo, esto debido a la estrecha relación con las condiciones en campo, no obstante, se le han asociado a problemas de almacenamiento, variabilidad del suelo, patógenos, etc. Por ello, ya no se permite utilizar suelo como medio principal para pruebas de germinación; el papel secante se emplea generalmente para semillas pequeñas con requerimientos de luz; otro sustrato son las toallas de papel, usadas en semillas grandes; el papel filtro es otro material que se ha utilizado de manera satisfactoria en placas Petri, debido a que este material es libre de compuestos químicos tóxicos los cuales pueden dañar a las raíces de algunas especies vegetales, como, por ejemplo, del apio, rábano, diente de león, por mencionar algunos (Sabry et al., 2012).

La lechuga es una planta herbácea anual, dicotiledónea, autógama, perteneciente a la División Magnoliophyta, Clase Magnoliopsida, Orden Asterales y a la familia Asteraceae, con origen en Asia Menor y la cuenca del Mediterráneo (Saavedra et al., 2017), su raíz es pivotante, corta y con ramificaciones, el tallo es cilíndrico, ramificado y corto, las hojas sésiles están colocadas en roseta en forma de espiral con borde de los limbos liso, ondulado o aserrado, estas características hacen que esta especie tenga gran diversidad en sus variedades (SIAP, 2019), los estadios fenológicos de la lechuga conforme a la escala de la BBCH se presentan en la tabla 1.1.

Tabla 1.1. Estadios fenológicos de desarrollo de las verduras que forman cabeza (Meier, 2018)

| Estadio | Código | Descripción |
|--|---------------|--|
| Estadio principal 0 Germinación | 00 | Semilla seca |
| | 01 | Comienza la imbibición de la semilla |
| | 03 | Imbibición completa |
| | 05 | La radícula emerge de la semilla |
| | 07 | El hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal |
| | 09 | Emergencia: los cotiledones salen a la superficie del suelo |
| Estadio principal 1 Desarrollo de las hojas (tallo principal) | 10 | Cotiledones completamente desplegados: punto de crecimiento o e inicio de la hoja verdadera, visible |

El rábano es originario de las costas del Mediterráneo, pertenece a la División Magnoliophyta (plantas con flor), Clase: Magnoliopsida (Dicotiledóneas), Orden Capparales y Familia Brassicaceae (Vibrans, 2009). Es una planta anual con hojas basales, pecioladas, lámina lobulada con segmentos laterales de uno a tres con bordes de dentados, sistema radicular engrosado y su forma varía entre redonda y alargada, color de piel rojo, rosado, blanco u oscuro, de acuerdo con la variedad (Fernando, 2013; Pérez y Sandoval, 2014), los estadios fenológicos del rábano de acuerdo con la escala de la BBCH se presentan en la tabla 1.2.

Tabla 1.2. Etapas fenológicas de desarrollo de las hortalizas de raíz y tubérculo (Meier, 2018)

| Estadio | Código | Descripción |
|--|---------------|--|
| Estadio principal 0 Germinación | 00 | Semilla seca |
| | 01 | Comienza la imbibición de la semilla |
| | 03 | Imbibición completa |
| | 05 | La radícula emerge de la semilla |
| | 07 | El hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal |
| | 09 | Emergencia: los cotiledones salen a la superficie del suelo |
| Estadio principal 1 Desarrollo de las hojas (tallo principal) | 10 | Cotiledones completamente desplegados: punto de crecimiento o e inicio de la hoja verdadera, visible |

El biocarbón es un material rico en carbono (C), favorece la agregación del suelo y el contenido de agua disponible, su alta porosidad favorece su capacidad para retener nutrientes y por ende favorecer la germinación de semillas y la actividad microbiana (Yang y Lu, 2021). El biocarbón se obtiene mediante el proceso de pirólisis (figura 1.1), esto es la descomposición térmica a temperaturas que van desde los 400 hasta los 600°C y se realiza bajo condiciones limitadas de oxígeno (Liaw et al., 2012), las fuentes de biomasa que se utilizan para su producción son de origen agrícola, industrial, acuático y humano, estos compuestos se conforman de aproximadamente $\frac{3}{4}$ de agua y $\frac{1}{4}$ de materia seca, esta última a su vez está constituida de compuestos minerales inorgánicos y orgánicos. Los hidratos de carbono (30-80%), la celulosa (50%), la hemicelulosa (>30%), la lignina (10-30%), los taninos 6-7%), las proteínas (1-15%) y los lípidos (1-8%) son los principales compuestos orgánicos que constituyen a la biomasa (Pérez et al., 2019).

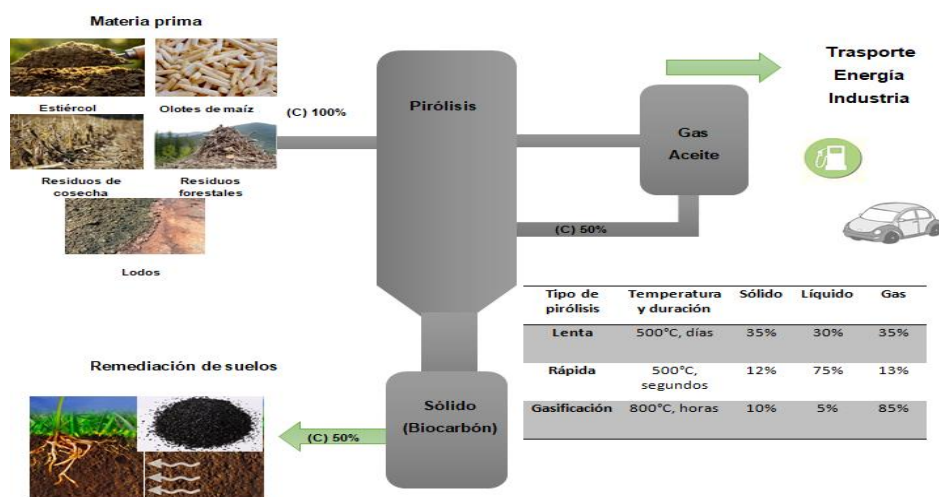


Figura 1.1. Proceso de pirólisis modificado de Lehmann, (2007); Shackley y Sohi, (2010)

Las propiedades físicas y químicas del biocarbón están estrechamente relacionadas con la composición de la biomasa, proceso de pirólisis y manejo previo y posterior a la transformación.

Una de las características relevantes del biocarbón es su color, la cual favorece la absorción de las radiaciones solares, aumentando la temperatura del suelo, aunque este factor puede afectar la pérdida de humedad, el efecto es compensado con la capacidad de retención de agua (Lehmann y Joseph, 2009).

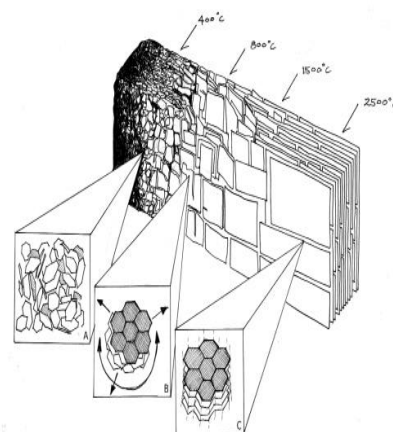


Figura 1.2: Desarrollo ideal de la estructura de biocarbón a diferentes temperaturas de pirólisis. (a) incremento de la proporción aromática, (b) sin estructura definida, ligeramente desordenada, (c) estructura gráfica (Lehmann y Joseph, 2009)

Entre las propiedades físicas que componen al biocarbón está la estructura (figura 1.2), definida como amorfa y compuesta por partículas cristalinas (cristalitos), visualizadas como pilas de láminas aromáticas planas (grafeno), similar al grafito, el tamaño de estas partículas depende del proceso de pirólisis, entre más alta sea la temperatura, la estructura del biocarbón presentará partículas muy finas y en procesos de menor temperatura, las partículas se acomodarán en estructuras de mayor tamaño (Downie et al., 2009). La porosidad se conforma de micro, meso y macroporos, cuyos tamaños van de <2 nm, 2-50 nm y >50 nm, esta propiedad es fundamental porque contribuye al movimiento de raíces a través del suelo, favoreciendo la aireación, retención tanto de agua como de nutrientes y proporcionando un hábitat para los microorganismos (Downie et al., 2009).

Las propiedades químicas que conforman al biocarbón son el pH que varían entre 6.2-13, con una media de pH 8.1, en temperaturas menores a 400°C el valor de pH será ácido (menor a 7), a temperaturas mayores será alcalino (mayor a 7), esto es que a mayor temperatura el pH incrementa (Moreno et al., 2014). Además, la variación de cargas superficiales del biocarbón están relacionadas con el tiempo y las temperaturas, cuando un biocarbón es maduro la capacidad de intercambio

catiónico (CIC) es mayor, por la presencia de oxígeno y agua (Cheng et al., 2008), asimismo existe una relación directamente proporcional entre la CIC y el pH, a medida que se reduce la CIC disminuye el pH (se acidifica), mientras que al incrementarse la CIC el pH también aumenta (Lehmann, 2007).

En México para generar biocarbón se ha utilizado aserrín, bagazo de caña de azúcar, lirio acuático, cascarilla de café, residuos de encino y pino, esto con la finalidad de darle valor agregado a estos residuos que tradicionalmente son poco valorados en el medio (Escalante-Rebolledo et al., 2016).

Cruz (2012) observó que se producen, aproximadamente, 7.95% de aserrín por cada 35.75% de residuos de la madera utilizada. En tanto que Escalante-Rebolledo et al. (2016) observaron que los residuos del bagazo de caña de azúcar varían de 16 a 30 toneladas por hectárea. Los usos que le han dado a estos residuos son la producción de energía en calderas de ingenios, centrales azucareras y extracción de subproductos como alcohol, esta materia prima se ha considerado para la producción de biocarbón en planes del gobierno mexicano.

Los olotes de maíz son otro de los residuos utilizados para la obtención de biocarbón, estos son resultado de la separación del grano de la mazorca y se estima que por cada tonelada de maíz se genera 170 kg de olote (Córdoba et al., 2013). Entre los compuestos que conforman este subproducto agrícola son las xilanas en altas cantidades (94%) y hemicelulosas (34%) (Córdoba et al., 2013), además de polisacáridos y celulosa (Fatmawati et al., 2021).

El biocarbón de olote se ha utilizado para aumentar el rendimiento de maíz, en el estudio de Mondragón-Sánchez et al. (2021) emplearon dosis de 1 y 2%, con las cuales el peso de la mazorca y la biomasa aérea tuvieron efectos positivos significativos con respecto al control. En la germinación de semillas de lechuga y rábano, con dosis de biocarbón de olote a granel a 1 y 2% se obtuvo un 100% de germinación en ambas especies (Soria, 2016).

En la última década se ha encontrado que el extracto del biocarbón disuelto en agua contiene grupos funcionales polares, pequeños anillos aromáticos sustituidos por

grupos carboxílicos, grupos funcionales ricos en oxígeno y materia orgánica soluble, esta última funciona como agente bioactivo en el crecimiento de plantas y en la resistencia a las enfermedades (Qu et al., 2016). Además, estas características reducen el potencial de almacenamiento de carbono a largo plazo, que en caso del biocarbón a granel, sus propiedades son más recalcitrante (Bian et al., 2019).

Chandra y Bhattachar (2019) encontraron que los extractos de biocarbón a partir de rastrojo de arroz (pH de 8 y 9) se alcanza el 100% de germinación en semillas de frijol. Otro experimento realizado por Li et al. (2015) con rastrojo de maíz (pH de 7.2) y aplicando dosis de 0.5-1.0 ml, obtuvieron el 85% de semillas germinadas de tomate, además de un crecimiento de plántulas mayor con respecto al control cuando utilizaron dosis de 4-16 ml, aunque la germinación se inhibió, sólo se logró el 53% de semillas germinadas y el crecimiento de las plantas fue menor.

En el estudio de Rogovska et al. (2012) con extractos acuosos de tallo de maíz (pH de 6.2) lograron entre el 94% y 100% de germinación de semillas de trigo con dosis de 2.6 ml, sin embargo, la longitud de los brotes fue menor con respecto al control. En el experimento de Taek-Keun et al. (2012), con extractos de cáscara de naranja (pH 6.28) en dosis de 1% la germinación fue del 100% y hubo mayor crecimiento de la radícula con respecto al control, sin embargo, con extractos con pH 8.85 el crecimiento de hipocótilo y raíz fue mayor en semillas de lechuga, en general los extractos de biocarbón con pH neutro o ligeramente alcalino tuvieron efectos positivos en la germinación de semillas, aunque en dosis elevadas la germinación fue inhibida y se redujo el crecimiento de hipocótilo y radícula, esto debido a la acumulación de sales.

MATERIALES Y MÉTODOS

Características del biocarbón y preparación del extracto acuoso

El biocarbón de olotes que se utilizó para este trabajo de investigación fue proporcionado por el Ing. Daniel Camarena, encargado de la planta de gasificación de la Universidad Nacional Autónoma de México. De acuerdo con el análisis realizado en el laboratorio de Suelos y Aguas de la UAM-Xochimilco, el pH de este fue de 7.38, la conductividad eléctrica (CE) de 0.20 dS/m y la humedad de 49.25%.

Se obtuvo el extracto de biocarbón de acuerdo con la metodología propuesta por Taek-Keun et al. (2012) modificada.

- Se trituro el biocarbón en un mortero, hasta pulverizarlo; fueron colocados 3.0 g de este en dos matraces Erlenmeyer de 250 ml, a los que se les adicionó 100 ml de agua destilada. Se hicieron registros del pH (potenciómetro Conductronic pH 120) y CE (Conductímetro Conductronic CL35), las mezclas obtenidas se colocaron en agitación y una muestra de esta fue sometida a 120 rpm (revoluciones por minuto) a temperatura ambiente (Thermo Scientific Super-Nuova) y otra muestra a 50°C, ambas estuvieron en agitación durante dos horas, se dejó enfriar y posteriormente el contenido de los dos matraces fueron filtrados, al vacío, dos veces mediante el uso un embudo de Buchner y papel filtro Whatman No. 2. A los extractos acuosos de biocarbón resultantes se les midió el pH y la CE.
- Se realizó una dilución 1:100 volumen/volumen del extracto de biocarbón de ambas muestras, se registró el pH y la CE. Los extractos se conservaron en botellas color ámbar (cerradas herméticamente) a 4°C.

Evaluación de germinación

Para la germinación se utilizaron semillas comerciales de lechuga (*Lactuca sativa* L.) var. Italiana (ITSCO) y rábano (*Raphanus sativus*) var. Champion (ITSCO).

Las semillas se colocaron en una superficie plana y se eliminaron las que tenían algún daño físico (rotas, agrietadas y perforadas por insectos). Después se depositaron en un recipiente y se tomaron al azar 150 semillas de cada especie, sin considerar el tamaño o apariencia de las semillas (Sabry et al., 2012). Estas se depositaron en un recipiente y se desinfectaron con solución de hipoclorito de sodio (2% de cloro activo) y Tween-20 al 0.01% durante 15 min (Taek-Keun et al., 2012), posteriormente se enjugaron con agua destilada.

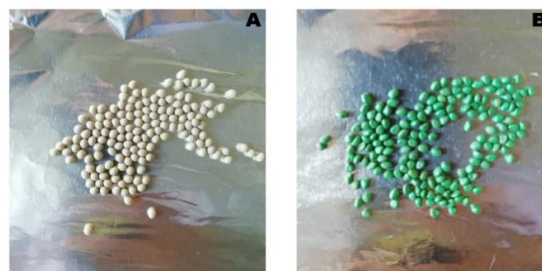


Figura 1.3. Semillas. A. Semillas de lechuga. B. Semillas de rábano

La influencia del extracto acuoso de biocarbón en las semillas de lechuga y rábano se determinó por la evaluación de cinco tratamientos con tres repeticiones cada uno, los cuales se describen en la tabla 1.3.

Tabla 1.3. Tratamientos aplicados a semillas de lechuga y rábano

| TRATAMIENTO | CARACTERÍSTICAS |
|---------------|--|
| T | Testigo |
| EB120 | Extracto de biocarbón obtenido a 120 rpm |
| DEB120 | Dilución de extracto de biocarbón obtenido a 120 rpm |
| EB50 | Extracto de biocarbón obtenido a 50°C |
| DEB50 | Dilución de extracto de biocarbón obtenido a 50°C |

En cajas Petri se colocaron dos discos de papel filtro (Whatman No. 2), a cada una se le colocó 10 semillas (figura 1.4) y se humedecieron con 5 ml del tratamiento correspondiente (tabla 1.1), el criterio de humedad se consideró adecuado cuando se observó una película de agua al presionar el papel (Sabry et al., 2012).



Figura 1.4. Distribución de semillas de lechuga en la caja Petri

La humedad de las muestras se mantuvo constante mediante el control del peso, para ello se pesaron las cajas, cerradas, en una balanza digital y se adicionó, cuando fue necesario, el volumen del tratamiento correspondiente para mantener el peso inicial. Las cajas (germinadores) fueron selladas con plástico adherente para minimizar la pérdida por evaporación y la humedad.

Los germinadores se colocaron en una incubadora portátil diseñada (figura 1.5) la temperatura de incubación se conservó a 26°C, la iluminación fue proporcionada por una lámpara de luz fluorescente de 40 W (Malik et al., 2010) y 12 horas luz/12 horas oscuridad; para mantener el ciclo de oscuridad se envolvieron los germinadores con papel aluminio (Wu et al., 2020).



Figura 1.5. Incubadora portátil diseñada

Variables de germinación

Se realizaron registros diarios del estadio principal germinación (tabla 1.4).

Tabla 1.4. Codificación BBCH de los estadios fenológicos de desarrollo de las verduras que forman cabeza y para hortalizas de raíz y tubérculo (Meier, 2018)

| Código | Descripción |
|--------|---|
| 00 | Semilla seca |
| 01 | Comienza la imbibición de la semilla |
| 03 | Imbibición completa |
| 05 | La radícula emerge de la semilla |
| 07 | El hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal |
| 09 | Emergencia de cotiledones |

Se calculó la tasa de germinación mediante registros diarios de las variables presentadas en la tabla 1.5 (del estadio 05 hasta el 09).

Tabla 1.5. Variables de plántulas de lechuga y rábano

| Variable | Forma de medición | Referencia |
|--------------------------------|---|---------------------------|
| Tasa de germinación | <p>Para calcular la tasa de germinación, se realizaron conteos diarios de la germinación de semillas y se aplicó la fórmula siguiente:</p> $\text{Tasa de germinación} = \frac{\text{Semillas germinadas}}{\text{Número de total de semillas}} \times 100$ <p>Criterio: Una semilla se considera germinada si la longitud del brote y la radícula es de al menos 5 mm cada una (Rogovska et al., 2012).</p> | Uslu et al., 2020 |
| Longitud del brote (cm) | La medición se realizó desde la base hasta el ápice con un vernier digital (Steren) | Ledesma et al., 2011 |
| Longitud de raíz (cm) | La medición se realizó desde la base del hipocótilo hasta el ápice de la raíz principal con un vernier digital (Steren) | Payares-Díaz et al., 2014 |

Evaluación de características morfológicas de plántulas lechuga y rábano

Se llevó un registro diario hasta que las plántulas llegaron al estadio 10 (tabla 1.6), etapa descrita para hortalizas de raíz y tubérculo; y desarrollo de verduras que forman cabeza (Meier, 2018):

Tabla 1.6. Estadio principal 1: desarrollo de las hojas (tallo principal) (Meier, 2018)

| Código | Descripción |
|-----------|---|
| 10 | Cotiledones completamente desplegados; el punto de crecimiento o el inicio de hojas verdaderas, visible |

Durante el estadio 10 de plántulas de la lechuga y el rábano se midieron los caracteres morfológicos descritos en la tabla 1.7.

Tabla 1.7. Morfometría de las plántulas de lechuga y rábano

| Variable | Forma de medición | Instrumento de medición | Referencia |
|------------------------------|---|---------------------------|-----------------------------------|
| Medición de cotiledones (mm) | Largo y ancho tomado en su mayor valor | Vernier digital (Stereon) | Jorratti de Jiménez et al. (2011) |
| Longitud de brote (cm) | Desde la base del brote hasta el ápice | | Ledesma et al. (2011) |
| Longitud de raíz (cm) | Base del hipocótilo hasta el ápice de la raíz principal | | Payares-Díaz et al. (2014) |
| Índice de vigor | <p>Calculo con la siguiente formula:</p> $IVS = (LR+LH) \times PG$ <p>Donde:</p> <p>IVS= Índice de vigor de la semilla, LR=Longitud media de raíz, LH= Longitud media de brote (hipocótilo) y PG= Porcentaje de germinación</p> | | Romero et al. (2020) |
| Color de cotiledones | Para registrar el color de los cotiledones se utilizó las cartas de color de la Royal Horticultural Society (RHS) (figura 1.6) | | Shukla y Prasad, 2016 |

| | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|------|-----|-----|-----|----|-----|----|----|----|-----|-------|-----|-----|-----|----|-----|----|----|----|-----|
| 140A | 53 | 162 | 71 | 69 | -50 | 38 | 59 | 63 | 143 | 144B | 145 | 169 | 80 | 66 | -22 | 42 | 66 | 48 | 118 |
| 140B | 105 | 185 | 96 | 68 | -42 | 37 | 68 | 56 | 139 | 144C | 162 | 183 | 88 | 71 | -22 | 45 | 71 | 50 | 115 |
| 140C | 142 | 207 | 143 | 77 | -33 | 25 | 77 | 41 | 143 | 144D | 190 | 210 | 140 | 81 | -18 | 32 | 81 | 36 | 119 |
| 140D | 181 | 217 | 177 | 83 | -19 | 15 | 83 | 24 | 142 | N144A | 170 | 174 | 55 | 69 | -16 | 57 | 69 | 59 | 106 |
| 141A | 61 | 110 | 65 | 42 | -27 | 20 | 42 | 33 | 144 | N144B | 182 | 195 | 28 | 76 | -23 | 72 | 76 | 75 | 107 |
| 141B | 66 | 116 | 71 | 44 | -27 | 19 | 44 | 33 | 145 | N144C | 150 | 176 | 56 | 68 | -26 | 56 | 68 | 61 | 115 |
| 141C | 107 | 156 | 92 | 69 | -29 | 28 | 59 | 40 | 136 | N144D | 178 | 195 | 103 | 76 | -20 | 43 | 76 | 48 | 114 |
| 141D | 149 | 192 | 121 | 73 | -27 | 31 | 73 | 41 | 131 | 145A | 166 | 184 | 98 | 72 | -19 | 41 | 72 | 45 | 115 |
| 142A | 149 | 202 | 108 | 76 | -33 | 41 | 76 | 53 | 129 | 145B | 180 | 197 | 123 | 77 | -17 | 35 | 77 | 39 | 117 |
| 142B | 159 | 201 | 125 | 77 | -27 | 33 | 76 | 43 | 129 | 145C | 209 | 214 | 159 | 84 | -10 | 26 | 84 | 28 | 111 |
| 142C | 189 | 217 | 161 | 84 | -19 | 24 | 84 | 30 | 128 | 145D | 221 | 225 | 191 | 88 | -7 | 15 | 88 | 17 | 114 |
| 142D | 206 | 229 | 190 | 89 | -15 | 16 | 88 | 21 | 132 | 146A | 99 | 108 | 65 | 44 | -11 | 23 | 44 | 26 | 116 |
| 143A | 97 | 136 | 75 | 63 | -25 | 28 | 53 | 38 | 132 | 146B | 115 | 124 | 75 | 50 | -12 | 25 | 50 | 28 | 115 |
| 143B | 110 | 151 | 74 | 58 | -28 | 35 | 58 | 45 | 128 | 146C | 136 | 143 | 84 | 58 | -12 | 30 | 58 | 32 | 112 |
| 143C | 128 | 159 | 83 | 62 | -24 | 36 | 62 | 43 | 124 | 146D | 150 | 156 | 96 | 63 | -11 | 30 | 63 | 32 | 111 |
| 143D | 160 | 194 | 138 | 75 | -21 | 24 | 75 | 32 | 132 | 147A | 82 | 90 | 70 | 37 | -7 | 10 | 37 | 12 | 126 |
| 144A | 118 | 138 | 59 | 65 | -20 | 39 | 54 | 44 | 117 | 147B | 111 | 121 | 87 | 49 | -10 | 17 | 49 | 19 | 120 |
| 144B | 145 | 169 | 80 | 66 | -22 | 42 | 66 | 48 | 118 | 147C | 148 | 152 | 113 | 62 | -8 | 19 | 61 | 21 | 112 |
| | | | | | | | | | | 147D | 175 | 186 | 147 | 74 | -10 | 18 | 74 | 20 | 120 |

Figura 1.6. Cartas de Color de la Royal Horticultural Society (RHS)

Características de plántulas normales

Se realizaron registros diarios de las características cualitativas (medición visual Si/No) de las plántulas de lechuga y rábano, con base a los criterios de Sabry et al. (2012).

Sistema radicular bien desarrollado: una raíz primaria larga y delgada, generalmente cubierta con numerosos pelos radiculares y terminados en una punta fina.

- Tallo de plántula bien desarrollado: hipocótilo alargado y epicotilo alargado.

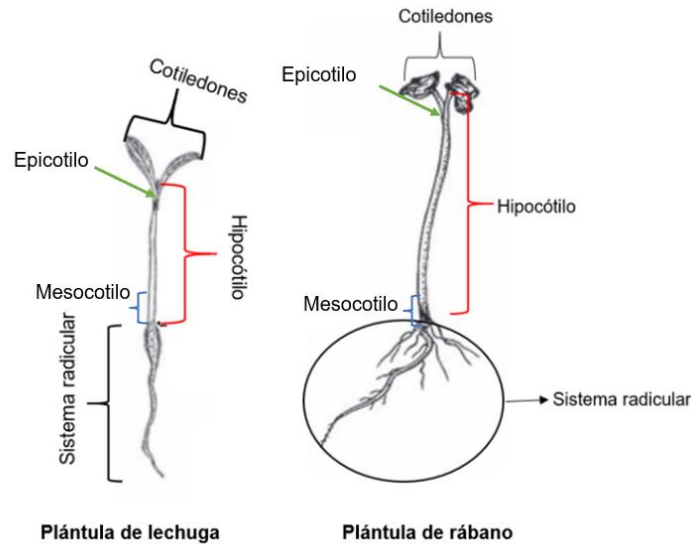


Figura 1.7. Partes de plántulas modificado de Sabry et al. (2012)

Presencia de anomalías en plántulas

Se realizaron registros diarios de características cualitativas (valoración visual si/no) de las plántulas de lechuga y rábano, de acuerdo con Sabry et al. (2012).

- Cotiledones o brotes agrietados o completamente separados de otras partes de la plántula
- Grietas y hendiduras en el hipocótilo
- Raíces primarias divididas, atrofiadas o faltantes
- Hipocótilo, epicótilo o mesocótilo corto y grueso, enrollado, retorcido o en espiral
- Cotiledones rizados, decolorados o necróticos
- Deficiencia de clorofila (plántulas amarillas o blancas)

- Plántulas delgadas o vidriosas

Análisis estadísticos

Se revisó la normalidad de los datos obtenidos con la prueba Kolmogorov-Smirnov, los datos que presentaron una distribución normal fueron analizados con ANOVA en el software estadístico Minitab (versión 20). Los datos que no presentaron distribución normal fueron normalizados para su análisis con ANOVA, los datos de hipocótilo de plántulas de lechuga del día nueve, el ancho de los cotiledones de plántulas de lechuga y rábano se les aplicó la transformación Johnson para normalizar los datos, mientras que los datos de longitud de hipocótilo de rábano, hipocótilo y longitud de raíz de plántulas de lechuga del día cinco, se les aplicó la transformación Box-Cox. Las diferencias significativas entre tratamiento se identificaron mediante la prueba Tukey con un nivel de confianza del 95%.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los valores de pH y conductividad eléctrica (CE) de los extractos de biocarbón obtenidos a 120 rpm, 50°C, así como su dilución 1:100 de estas y del agua destilada se muestran en la tabla 1.8.

Tabla 1.8. Valores de pH y CE de los extractos de biocarbón y H₂O

| Variable | Agua destilada (H ₂ O) | | Dilución 3.0 g de biocarbón 100 ml de H ₂ O | | Filtrado de la dilución de 3.0 g de biocarbón en 100 ml de H ₂ O | | Dilución 1:100 2.0 ml extracto de biocarbón con 200 ml de H ₂ O | |
|---|-----------------------------------|---------|--|---------|---|---------|--|---------|
| | pH | CE (mS) | pH | CE (mS) | pH | CE (mS) | pH | CE (mS) |
| Agua destilada | 6.09 | 0.01 | | | | | | |
| Extracto de biocarbón con agitación a 120 rpm | | | 7.28 | 0.14 | 8.07 | 0.15 | 7.6 | 0 |
| Extracto de biocarbón con agitación a 50°C | | | 7.28 | 0.14 | 7.83 | 0.15 | 7.42 | 0 |

De acuerdo con Taek-Keun et al. (2012) el pH y CE son importantes para entender el efecto del extracto de biocarbón en la germinación de semillas. Los datos obtenidos en el presente trabajo (tabla 1.4) se encuentran en los rangos utilizados para la germinación de semillas y crecimiento de plántulas. Se ha reportado que el pH ideal para la germinación de la mayoría de las especies vegetales es de 6 y 7.5 (Layne-Garsaball y Méndez-Natera, 2006).

Taek–Keun et al. (2012) reportaron que el extracto de biocarbón a base de cáscara de naranja con pH de 6.28 a 9.32 favoreció el 100% de germinación en semillas de lechuga. Los extractos de biocarbón con pH neutro, de acuerdo con Rogovska et al. (2012), no contienen compuestos orgánicos que puedan perjudicar la germinación, las fracciones solubles en agua de biocarbón estimulan el crecimiento de las plantas por la disponibilidad de compuestos bioactivos (Sun et al., 2017).

Por otro lado, los registros de la CE del presente experimento fueron similares a lo reportado por Taek–Keun et al. (2012), donde el valor del extracto de biocarbón fue de 0.01 dS m^{-1} , esto indica que la cantidad de sales fue mínima. Un valor alto de CE como en lo reportado por Gasco et al. (2016) de $1776 \mu\text{S cm}^{-1}$, $2330 \mu\text{S cm}^{-1}$ y $3700 \mu\text{S cm}^{-1}$ afecta la germinación de semillas de lechuga y perjudica el crecimiento de plántulas, principalmente la longitud de los brotes. El incremento de sales causa efectos osmóticos y esto es un factor de inhibición tanto en la germinación de semillas como en el crecimiento de plántulas (Layne-Garsaball y Méndez-Natera, 2006).

Germinación de semillas de lechuga

La germinación de lechuga comenzó el día dos después de la incubación (figura 1.8) y finalizó el día seis. El testigo y EB120 se comportaron de manera similar, sin embargo, en el día cuatro, con el tratamiento EB120 se alcanzó el 100% de germinación junto con el DEB120, mientras que el testigo obtuvo el número máximo de semillas germinadas hasta el día seis.



Figura 1.8. Semillas de lechuga germinadas

Los datos obtenidos coinciden con el tiempo de germinación máxima de semillas de lechuga, de acuerdo con lo reportado por Taek–Keun et al. (2012), quienes en día cuatro tuvieron el 100% de germinación con extractos de biocarbón a 120 rpm con pH de 6.28 a 9.32. Sin embargo, con el uso de otros extractos acuosos de biocarbón el tiempo de germinación fue de tres días, como en el caso del estudio de Silva et al.

(2017) donde la germinación máxima del 100% de semillas de lechuga se consiguió en tres días utilizando extractos acuosos de biocarbón de *Flourensia oolepis* en dosis de 1.5% a 5%. Al-Wabel et al. (2019) reportaron que el extracto acuoso a base de palma datilera (pH de 8.46 y CE de 0.55 dSm⁻¹) en tres días consiguió el 97% de la germinación de esta misma especie y en el estudio de Intani et al. (2019) con la utilización de extractos acuosos de olote de maíz en semillas de berro, el tiempo de germinación del 100% se presentó en dos días, aunque este extracto no tuvo diferencias significativas con el testigo. En contraste con los tratamientos de extracto de biocarbón obtenido a 50°C (EB50 y DEB50) se obtuvo un menor número de semillas germinadas, no obstante, en el día cuatro fue similar al testigo y EB120.

El número máximo de semillas geminadas se reflejó hasta el día cinco (figura 1.9). Cabe destacar que se ha reportado que las fracciones de compuestos orgánicos disueltos en los extractos de biocarbón, al ser bioactivos, permiten estimular la germinación de semillas (Rogovska et al., 2012; Sun et al., 2017).

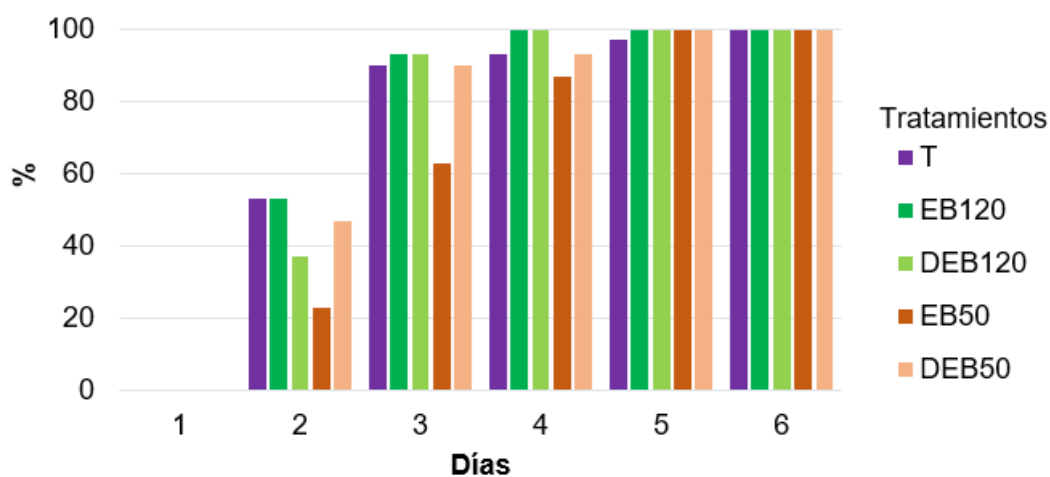


Figura 1.9. Tiempo (días) de germinación de las semillas de lechuga con los tratamientos aplicados

T= testigo, EB120= extracto de biocarbón a 120 rpm, DEB120= dilución de extracto de biocarbón a 120rpm, EB50= extracto de biocarbón a 50°C y DEB50= dilución de extracto de biocarbón a 50°C

Estadios fenológicos de germinación de lechuga

El proceso de transición de estadio fenológico 0 (semilla seca) al 05 (la radícula emerge de la semilla) de semillas de lechuga fue de un día (figura 1.11), aunque el testigo tuvo un mayor porcentaje en emergencia de radícula en el día uno, el EB120 y DEB120 fueron los tratamientos que lograron el 100% de emergencia de radícula en el día cuatro, seguido del EB50, este último alcanzó el número máximo de semillas hasta el día cinco.



Figura 1.10. Emergencia de radícula en semillas de lechuga

En el segundo día se observaron diferencias ($p=0.018$) en cuanto al porcentaje de plántulas que se encontraron en este estadio, aplicando la prueba Tukey con un intervalo de confianza del 95% (figura 1.12), los tratamientos EB120, DEB120, DEB50 y el testigo tuvieron similitudes entre ellos mientras que el EB50 con el testigo. Cabe destacar que en el estudio de Taek-Keun et al. (2012) la concentración de 1% de extractos acuosos biocarbón de cáscara de naranja tuvieron efectos favorables en el crecimiento de radícula de semillas de lechuga. También se han conseguido los mismos beneficios a concentraciones del 5% utilizando extractos de biocarbón de *Fluorensia oolepis*, en semillas de lechuga, con el uso de dicho extracto se estimuló el crecimiento de raíz en un 8.25% (Silva et al., 2017).

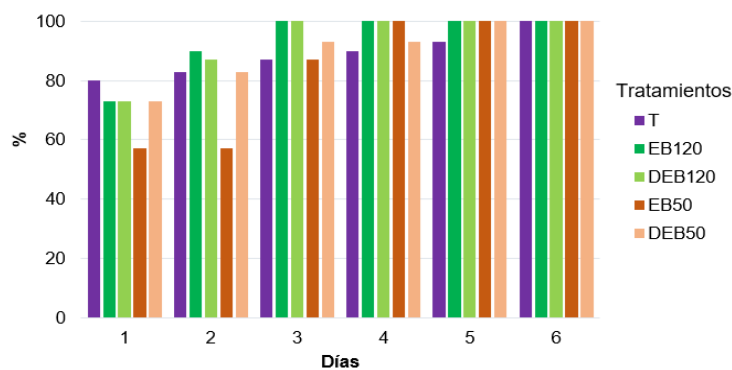


Figura 1.11. Días de emergencia de radícula en semillas de lechuga con los tratamientos aplicados

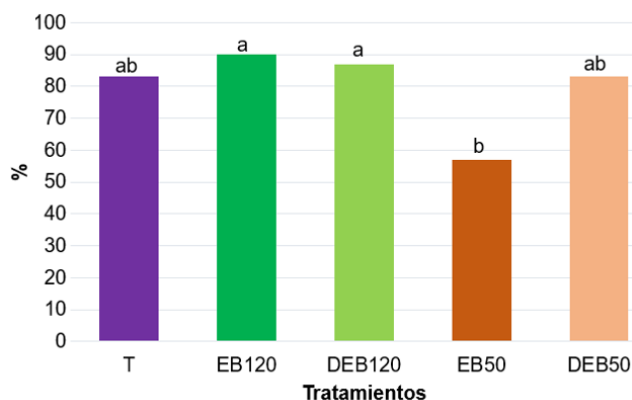


Figura 1.12. Emergencia de radícula en semillas de lechuga con los tratamientos aplicados durante el día dos *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

El estadio fenológico 07 (el hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal) (figura 1.13) en las plántulas de lechuga se presentó en el día dos con los tratamientos DEB120 y EB50 (figura 1.14), el comportamiento de las plántulas en los dos tratamientos fue similar hasta el día cinco, donde se alcanzó el 100% de plántulas en este estadio.



Figura 1.13. Estadio 07 de semillas de lechuga

De acuerdo con la prueba de Tukey (figura 1.15) con un intervalo de confianza del 95% aplicada en los datos del estadio 07 durante el día cuatro, no hubo diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.053$) del estadio 07 en el día cuatro aplicando la prueba Tukey. Sin embargo, Taek-Keun et al. (2012) reportaron que los extractos de biocarbón obtenidos en agitación a 120 rpm tienen un mejor crecimiento tanto en radícula como en hipocótilo, aunque el extracto acuoso con mejor resultado tuvo un pH ligeramente alcalino a comparación del obtenido en este trabajo, el cual fue neutro y con la utilización de extractos de *Fluorensia oolepis* se ha reportado que el crecimiento de brotes (hipocótilo) aumentó en un 8.25% con respecto al testigo (silva et al., 2017).

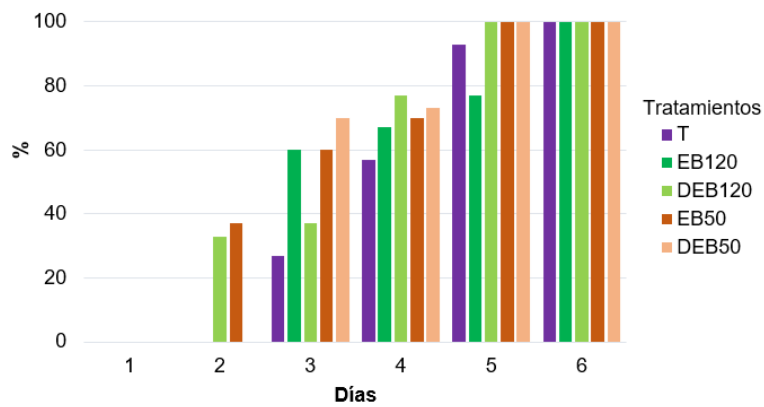


Figura 1.14. Tiempo (días) en el que el hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal

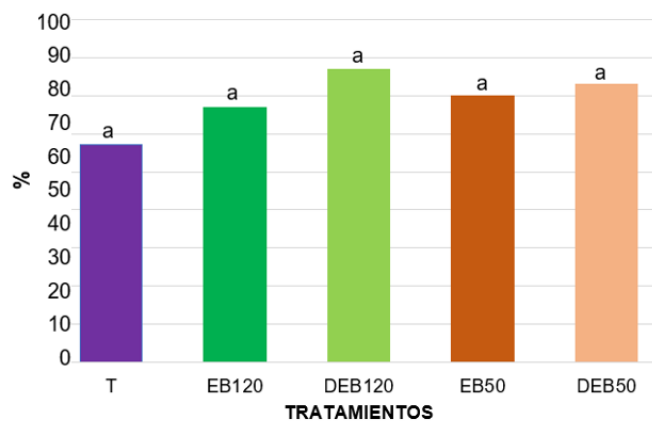


Figura 1.15. Porcentaje de plántulas en el día cuatro (estadio 07) durante el día cuatro
 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Evaluación morfológica de plántulas de lechuga

La fase final de evaluación de plántulas, es decir el estadio fenológico 10, (plántulas con cotiledones completamente desplegados) (figura 1.16), se presentó desde el día siete con un mayor porcentaje de plántulas con el tratamiento DEB50 y el testigo con menor porcentaje, en día nueve todos los tratamientos consiguieron el 100% de plántulas en dicho estadio (figura 1.17).

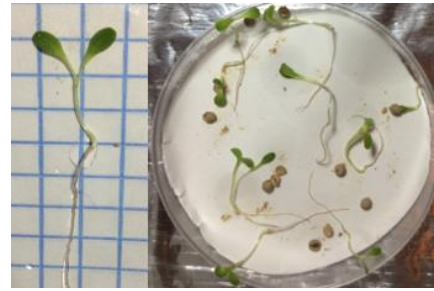


Figura 1.16. Plántulas de lechuga con cotiledones completamente desplegados

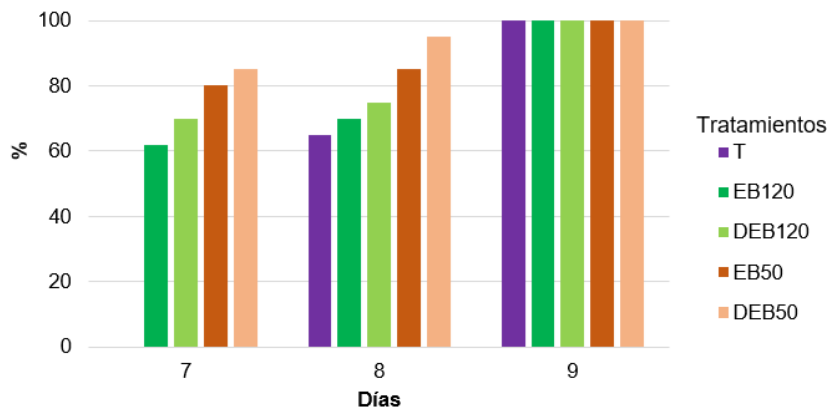


Figura 1.17. Días en el que las plántulas alcanzaron el estadio 10

En la figura 1.18 se observan las diferencias ($p=0.042$) entre tratamientos del estadio 10, en el día ocho aplicando la prueba Tukey con un intervalo de confianza del 95%. Los tratamientos EB120, DEB120, EB50 y el testigo fueron similares entre sí y EB120, DEB120, EB50 y DEB50 tuvieron similitud en su comportamiento durante este día. En el estudio de Taek-Keun et al. (2012) resaltaron que el uso de extractos de biocarbón de cáscara de naranja a 120 rpm tuvieron un mayor crecimiento en plántulas de lechuga.

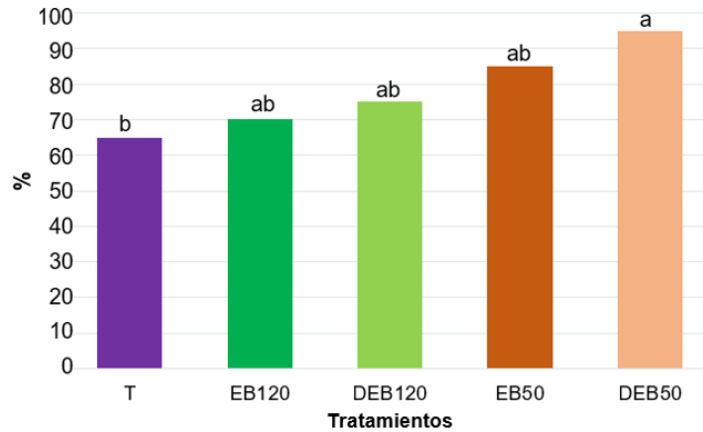


Figura 1.18. Prueba Tukey del porcentaje de plántulas en el estadio 10 en el día ocho
 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Tamaño de cotiledones

Las mediciones del tamaño de los cotiledones en plántulas de lechuga se realizaron en el estadio 10, en la figura 1.19 se muestra cómo fueron medidos los cotiledones. A los datos obtenidos se aplicó la prueba Tukey con un intervalo de confianza del 95% (figuras 1.20 y 1.21). El ancho de los cotiledones fue similar ($p < 0.001$) con los tratamientos DEB120, EB50 y DEB50 fueron obtenidos de forma similar, mientras que con EB120, DEB120 con EB50 y el testigo fue significativamente diferente al resto, con un menor tamaño de ancho de cotiledones en las plántulas del estadio 10.

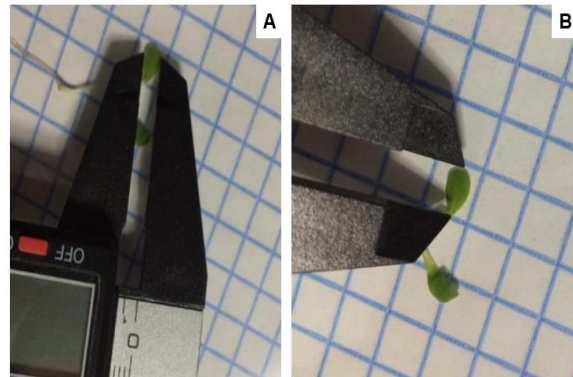


Figura 1.19. Medición de cotiledones. A. Ancho. B. Largo

El largo de los cotiledones con los tratamientos DEB120, EB50, DEB50 y el testigo tuvieron similitudes, T, DEB120, EB50 y EB120 fueron similares entre sí, lo cual se conforma con la prueba de Tukey aplicada ($p = 0.040$). La longitud de los cotiledones fue similar a lo expuesto por Lencinas et al. (2020) con la utilización de levaduras vitícolas, las cuales fueron usadas como promotores de crecimiento. Por lo tanto, el uso de los extractos de biocarbón de olote puede tener los mismos efectos

benéficos que los productos utilizados para aumentar el crecimiento de los órganos de las plántulas.

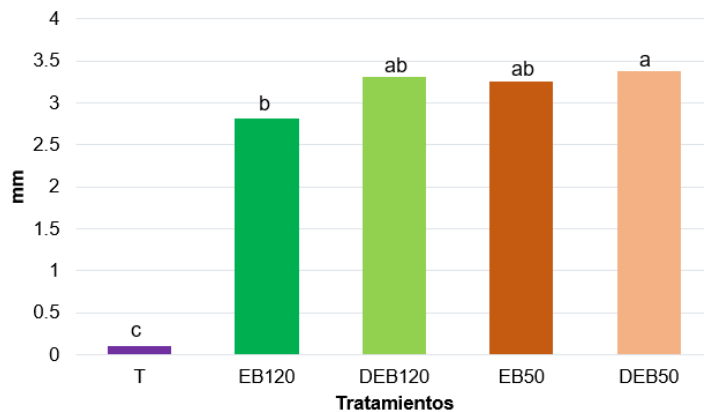


Figura 1.20. Ancho de cotiledones de plántulas de lechuga *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

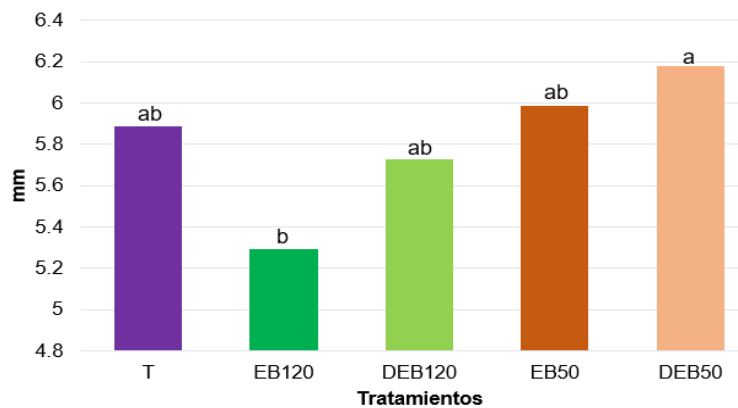


Figura 1.21. Largo de cotiledones de plántulas de lechuga *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Color de cotiledones

El color de los cotiledones de las plántulas de lechuga en el estadio 10 se clasificó en verde con código 129 y 43 conforme a las Cartas de Color de la Royal Horticultural Society (RHS), las tonalidades (verdes) fueron poco intensas, lo cual indica que el proceso fotosintético no se realizó adecuadamente, debido a que la intensidad del color verde significa un buen proceso de fotosíntesis (Mundarain et al., 2005), este color es proporcionado por el pigmento de

clorofila, el cual es un indicador del estado nutricional de nitrógeno (N) (Sánchez et al., 2018). Al presentar intensidades claras en los cotiledones se reflejaría una deficiencia de N, lo cual evitaría el desarrollo adecuado de los estadios fenológicos de las plántulas. No obstante, otros factores que influyen en el color de los cotiledones son la edad de la plántula y el contenido de humedad (Zevallos y Flores, 2003).



Figura 1.22. Color de cotiledones de lechuga

Anomalías en plántulas de lechuga

Durante los estadios de plántula de lechuga, se observó la anomalía de deterioro de raíz, se presentó un 20% del daño en el testigo y en el EB50 (figura 1.24). De acuerdo con Sabry et al. (2012) esta anomalía pudo ser causada por diversas reacciones fisiológicas y/o bioquímicas que culminaron en un desarrollo anormal de las plántulas. Durante la evaluación de plántulas no se observaron signos de alguna infección fúngica y bacteriana.

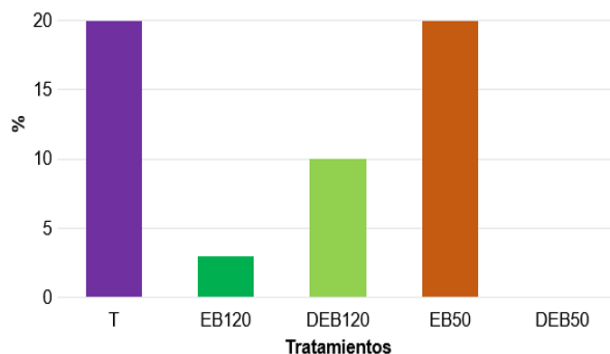
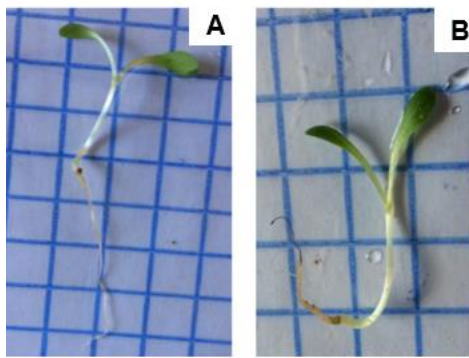
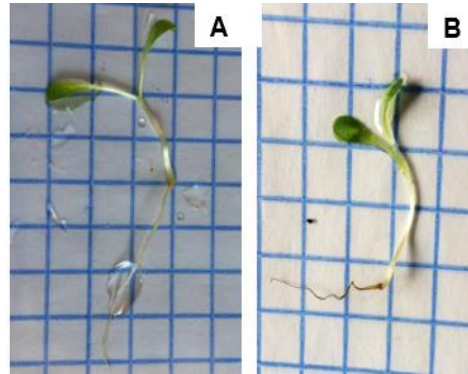


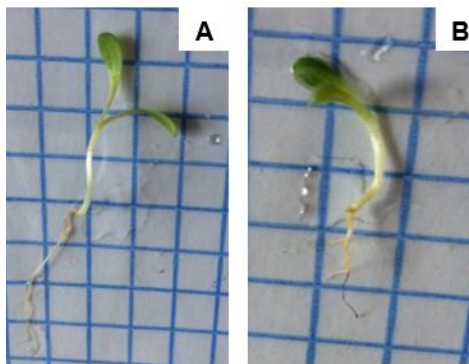
Figura 1.24. Porcentaje de plántulas de lechuga que presentaron radícula anormal



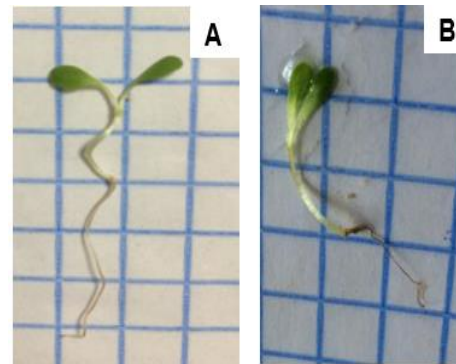
Plántulas de lechuga: testigo



Plántulas de lechuga: EB120



Plántulas de lechuga: DEB120



Plántulas de lechuga: DEB50

Figura 1.23. Plántulas de lechuga. A. Sistema radicular bien desarrollado. B. Deterioro de raíz de lechuga

Índice de vigor de plántulas de lechuga

La figura 1.25 representa las diferencias entre tratamientos ($p=0.001$) en la longitud de hipocótilo en el día cinco, el testigo y los tratamientos EB50, DEB50 fueron similares, mientras que los tratamientos EB120, DEB120, EB50 y DEB50 tuvieron efectos iguales, esto conforme a la prueba de Tukey realizada con un intervalo de confianza de 95%.

La figura 1.26 muestra que la diferencia significativa de la longitud de raíz ($p<0.001$) entre el tratamiento DEB50 con respecto a los demás. Silva et al. (2017) reportaron que la utilización de extractos de *Flourensia oolepis* en lechuga tienen efectos estimulantes sobre el crecimiento de raíz y brotes, esto lo asocian a una respuesta hormonal, la cual beneficia el aumento de los órganos de las plántulas. En el estudio

de Taek-Keun et al. (2012) la longitud de hipocótilo y de raíz con extracto de biocarbón de cáscara de naranja obtenido a 120rpm (pH de 8.85 y CE de 0.01) tuvo mayor crecimiento en estos brotes, sin embargo, el tratamiento que presentó mejores resultados en el presente trabajo fue la dilución obtenida a 50°C en la longitud de raíz.

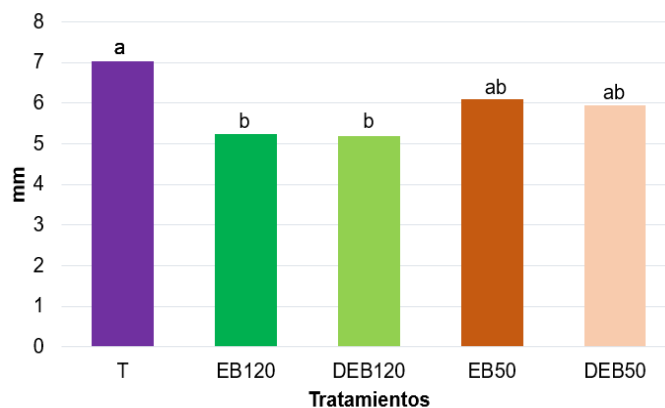


Figura 1.25. Longitud de hipocótilo día cinco *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

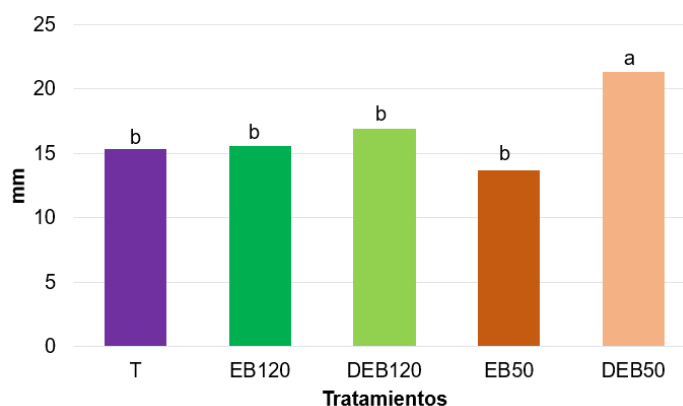


Figura 1.26. Longitud de raíz día cinco *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

La figura 1.27 se presentan los datos obtenidos de la longitud de hipocótilo en el día nueve, con los tratamientos EB120, DEB120, EB50 y el testigo no se obtuvieron diferencias significativas entre sí, sin embargo, el tratamiento DEB50 fue

significativamente menor a los demás. La longitud de raíz de plántulas de lechuga en el día cinco fue similar con los tratamientos DEB50 con el DEB120, el testigo con el EB120 y DEB120, el EB50 con EB120 y el testigo (figura 1.28). Lo reportado por Taek-Keun et al. (2012) con la utilización de extractos acuosos de lodo con pH de 7.65 y CE de 0.32 mostraron efectos similares a los obtenidos en la longitud de hipocótilo y raíz, observando que no hubo efectos significativos entre tratamientos.

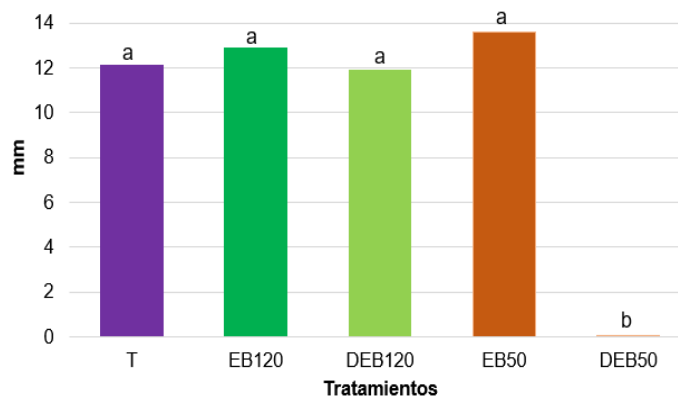


Figura 1.27. Longitud de hipocótilo en el día nueve *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

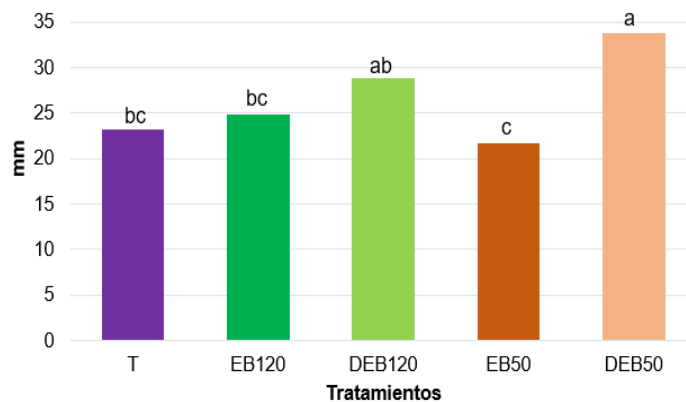


Figura 1.28. Longitud de raíz en el día nueve *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

El índice de vigor es una variable que permite predecir el rendimiento potencial de una planta después de la siembra (Lencinas et al., 2020), de acuerdo con la prueba Tukey aplicada, con un intervalo de confianza del 95% ($p=0.001$) se observaron similitudes entre los tratamientos DEB120 y DEB50 (figura 1.29), mientras que los tratamientos EB120, DEB 120, EB50 y el testigo se comportaron de forma semejante. En el día cinco se aplicó la prueba Tukey a los datos de índice de vigor ($p<0.001$), se resaltó en este análisis que el tratamiento DEB50 tuvo diferencias significativas con respecto a los demás tratamientos, esto indica que las plántulas de lechuga con este tratamiento tienen un mayor crecimiento, debido a que este indicador combina los datos de germinación y longitud de las plántulas, teniendo como resultado un solo valor capaz de simplificar la comparación entre condiciones (Aparicio et al., 2018).

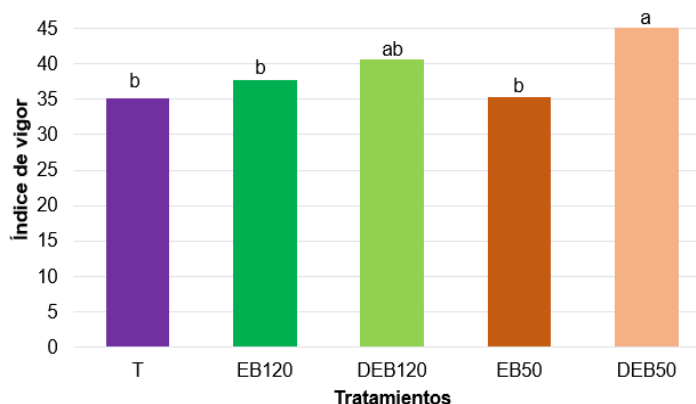


Figura 1.29. Índice de vigor de plántulas de lechuga en el estadio 10 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

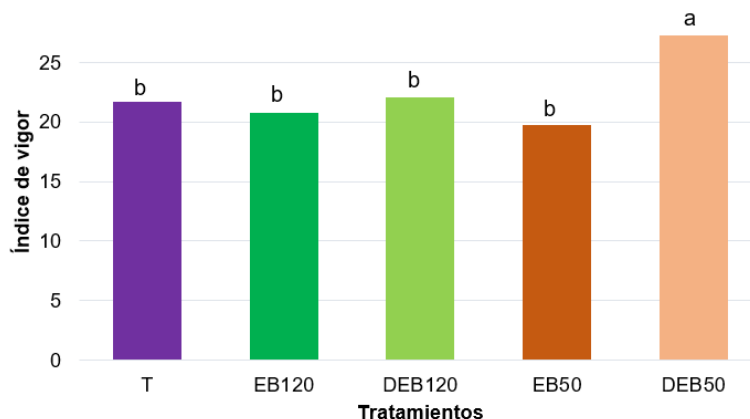


Figura 1.30. Índice de vigor de plántulas de lechuga en el día cinco *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Germinación de semillas de rábano

La germinación de las semillas de rábano inició el día tres (figura 1.31) con los tratamientos DEB120 y DEB50 (figura 1.32) aunque el comportamiento entre los tratamientos fue similar, el que alcanzó el mayor porcentaje de germinación fue el DEB120, en el día 17.



Figura 1.31. Semillas de rábano germinadas en el día tres

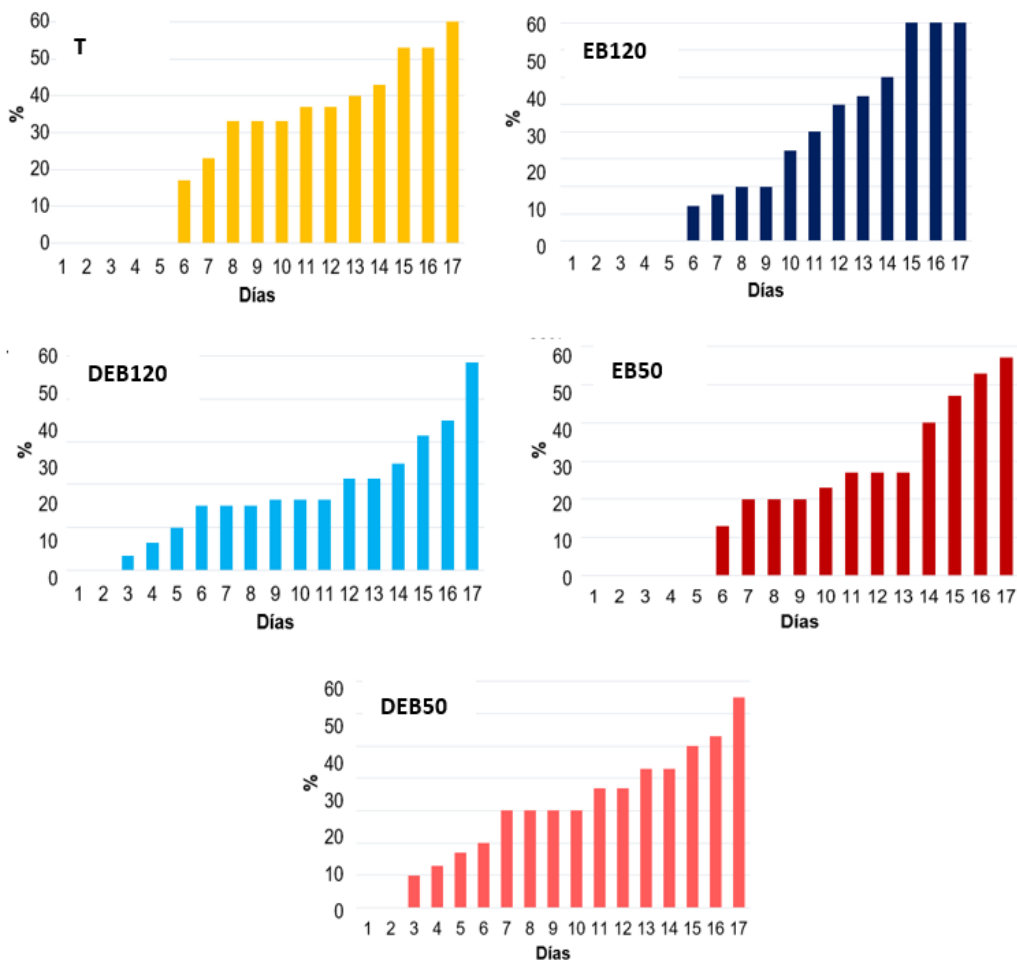


Figura 1.32. Tiempo (días) de germinación de las semillas de rábano con los tratamientos aplicados

T= testigo, EB120= extracto de biocarbón a 120 rpm, DEB120= dilución de extracto de biocarbón a 120rpm, EB50= extracto de biocarbón a 50°C y DEB50= dilución de extracto de biocarbón a 50°C

El tiempo de germinación de semillas de rábano fue lenta con respecto a lo reportado por otros autores, Sujeeun y Thomas (2017), que difieren con respecto a los días en que se alcanzó el máximo número de semillas germinadas de rábano, en un experimento utilizando una mezcla de extractos vegetales biocarbón de coco y maíz obtenido a 50 rpm la germinación inició el día uno con un 90% (aproximadamente) y en el día dos alcanzó el 100% con ambos tratamientos, sin embargo en el presente trabajo, con la utilización de extractos de biocarbón de olote, el porcentaje de semillas geminadas fue menor e incluso tardía al iniciar en el día seis y el 100% en el día 17. Para mejorar el porcentaje de germinación se podría emplear la mezcla de Sujeeun y Thomas (2017), donde además de utilizar biocarbón agregan extractos vegetales (EV) y de acuerdo con lo reportado por dichos autores, los EV inducen una respuesta adaptativa, en dosis bajas se estimula la germinación y en dosis altas se inhibe.

La transición del estadio 0 (semilla seca) al estadio 05 (la radícula emerge de la semilla) con los tratamientos EB120 y DEB50 se presentó el día dos después de la incubación, a partir del día tres el número de plántulas emergidas aumentaron la emergencia de la radícula, sin embargo, con ningún tratamiento se alcanzó el 100% de emergencia (figura 1.32).

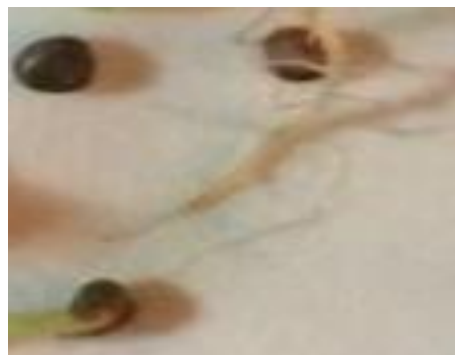


Figura 1.31. Emergencia de radícula de semillas de rábano (día tres)

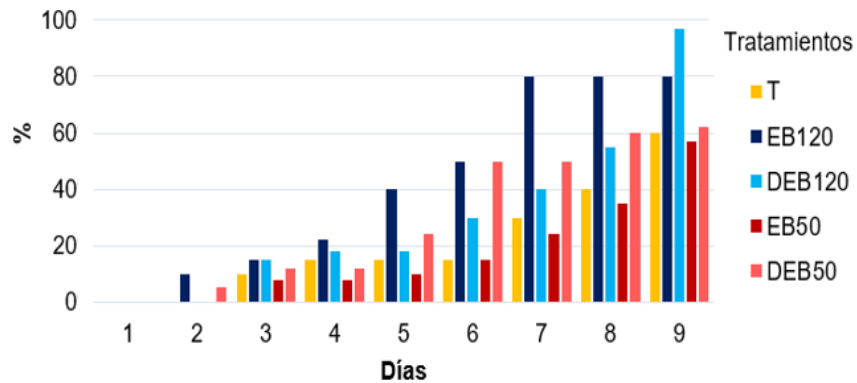


Figura 1.32. Tiempo (días) de emergencia de radícula en semillas de rábano

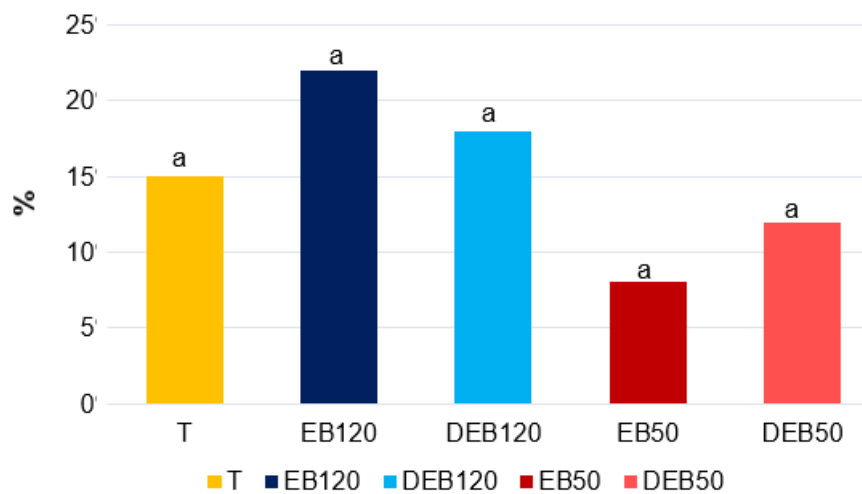


Figura 1.33. Emergencia de radícula en el día cuatro *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

De acuerdo con la prueba Tukey aplicada a los datos de emergencia de radícula en día cuatro (figura 1.33), se observó que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.031$), es decir los extractos de olote no tuvieron efectos evidentes de su influencia en el desarrollo de radícula.

El estadio 07 (el hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal) en las plántulas de rábano se reflejó el día nueve y finalizó el conteo hasta el día 12 con (figura 1.35), se obtuvo un 97% de plántulas en el estadio 07 solo con el tratamiento EB120.



Figura 1.34. El Hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal en semillas de rábano (día nueve)

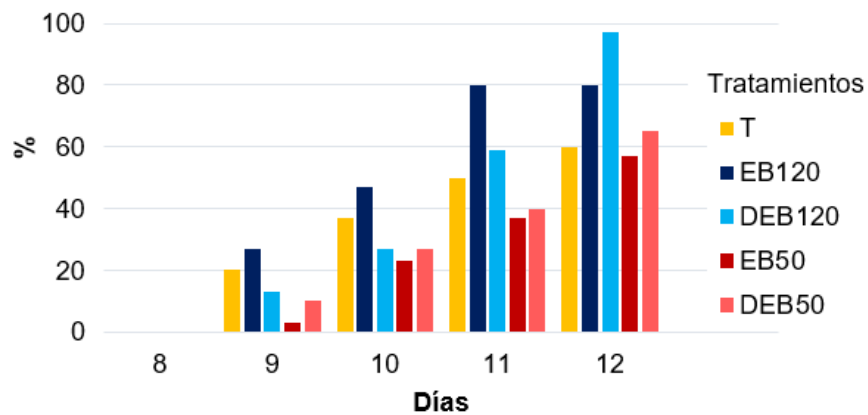


Figura 1.35. Tiempo (días) en el que el hipocótilo con los cotiledones atraviesan el tegumento seminal en semillas de rábano

En la figura 1.36 se observan las diferencias significativas ($p=0.002$) entre los tratamientos, aunque el EB120 tuvo un mayor porcentaje de plántulas de rábano en el estadio 07 tuvo similitudes con el testigo, mientras que DEB120, DEB50 con el testigo y un comportamiento similar se observó entre DEB120, EB50 y el DEB50.

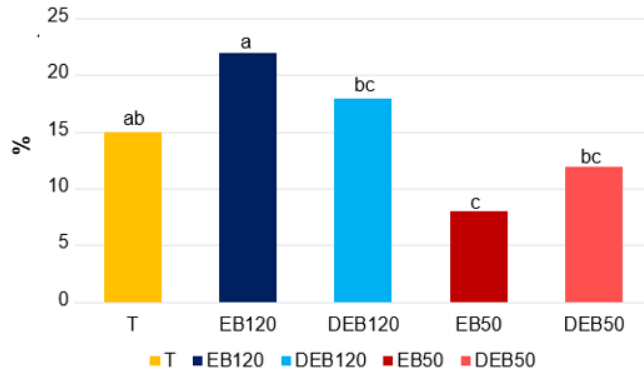


Figura 1.36. Porcentaje de plántulas en estadio 07 en el día nueve *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Evaluación morfológica de plántulas de rábano

Debido a la inhibición presentada en las semillas de rábano durante la germinación se decidió concluir el experimento el día 17 (figura 1.38). El aumento de plántulas que alcanzaron el estadio 10 fue constante y sobresalió el tratamiento EB120, el cual obtuvo el 80% de plántulas en el estadio 10 el día 17.



Figura 1.37. Cotiledones de plántulas de rábano completamente desplegados en el día 17

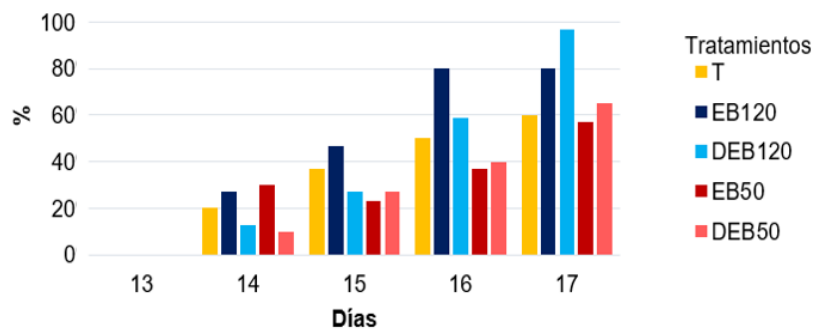


Figura 1.38. Tiempo (días) en que alcanzaron el 10 las plántulas de rábano

En la figura 1.39 se observaron las diferencias ($p=0.003$) entre tratamientos en el día 14 conforme a la prueba Tukey realizada con un 95% de confianza. Los tratamientos EB120 y EB50 tuvieron un mayor número de plántulas en el estadio 10 a comparación del resto de los tratamientos, estos tuvieron efectos similares entre sí mientras que EB120, DEB120, DEB50 y el testigo se comportaron de forma semejante.

La utilización de extractos de biocarbón a dosis altas conducen a la disminución de crecimiento en plántulas y germinación, debido a la concentración de nutrientes y metales pesados (Li et al., 2015). De acuerdo con Sujeeun y Thomas (2020) los extractos de biocarbón tienen beneficios en el desarrollo de cotiledones, en este estudio el desarrollo de cotiledones fue en el día siete, mientras que en el presente estudio se presentó hasta el día 14, los factores que pudieron influir en el crecimiento de los cotiledones, probablemente se debe a la sensibilidad de las semillas de rábano ante los componentes del extracto de biocarbón.

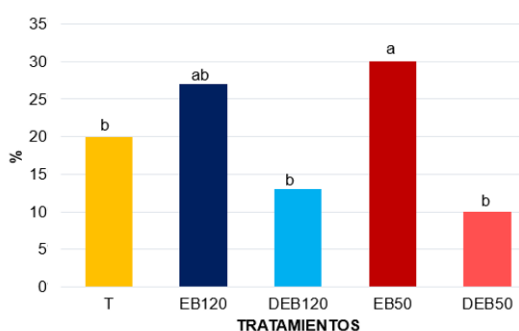


Figura 1.39. Porcentaje de plántulas en el estadio 10 (día 14) *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Tamaño de cotiledones

El ancho de los cotiledones de las plántulas de rábano tuvo diferencias significativas ($p<0.001$) con respecto al testigo (figura 1.40), sin embargo, el largo de los cotiledones no tuvo diferencias significativas entre los tratamientos (figura 1.41).

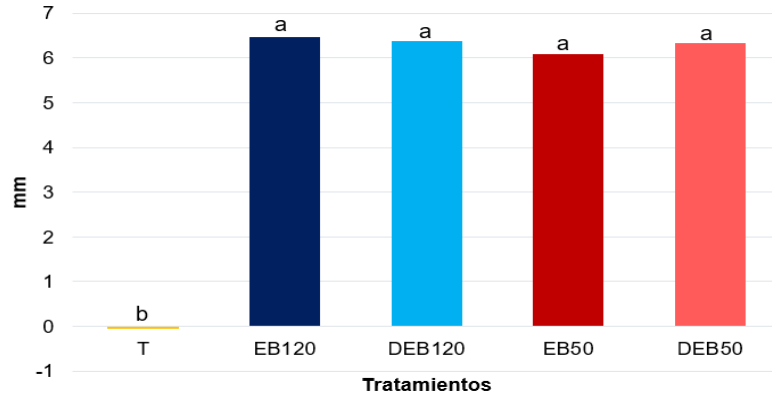


Figura 1.40. Ancho de cotiledones de plántulas de rábano en el estadio 10 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

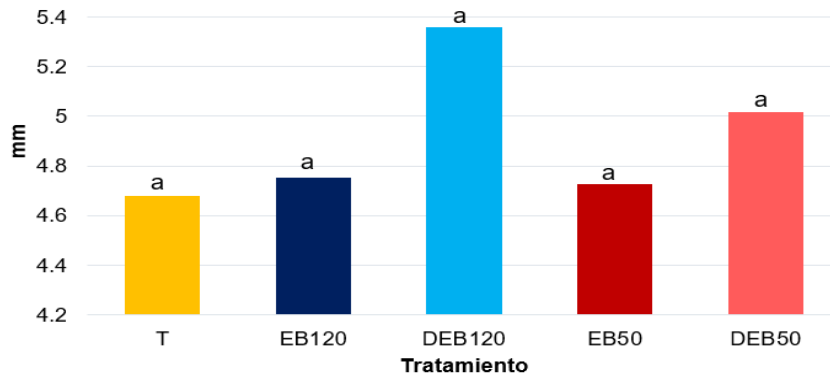


Figura 1.41. Largo de cotiledones de plántulas de rábano en el estadio 10 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

Color de cotiledones

El color de los cotiledones de las plántulas de rábano se tornó en verde intenso, código 53 y 132 conforme a las Cartas de Color de la Royal Horticultural Society (RHS). Esta intensidad muestra una elevada capacidad fotosintética, la cual permite ser persistente y evitar que los cotiledones se caigan fácilmente durante el aumento del grosor del hipocótilo (Zevallos y Flores, 2003).

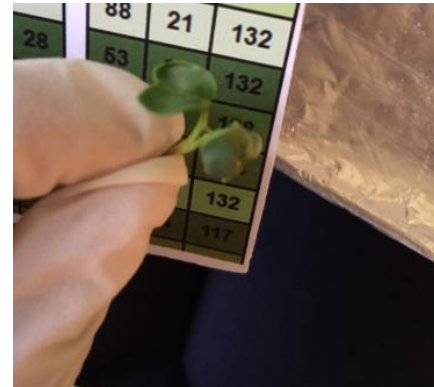


Figura 1.42. Color de cotiledones de plántulas de rábano

Anomalías en plántulas de rábano

Las plántulas de rábano tuvieron la anomalía de hipocótilo rizado. En el tratamiento DEB120 hubo un mayor número de plántulas (figura 1.43) con esta anomalía que, en contraste con los demás tratamientos, el tiempo de duración del experimento pudo influir en la presencia de esta anomalía, Sabry et al. (2012) menciona que la deformación de plántulas puede ser causada por defectos genéticos o procesos naturales de envejecimiento (figura 1.44). Principalmente se relacionó la anomalía de hipocótilo rizado con procesos naturales de envejecimiento, esto debido al tiempo de duración del experimento, ya que los estadios fenológicos del rábano fueron tardíos, esto con respecto a lo reportado por Sujeeun y Thomas (2020), donde el tiempo fue de siete días y en el presente trabajo de 14 días.

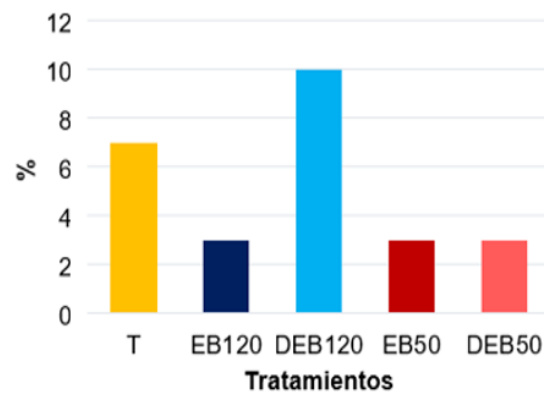
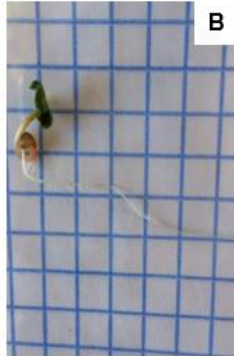


Figura 1.43. Porcentaje de plántulas de rábano con anomalía de hipocótilo rizado



Plántulas de rábano: testigo



Plántulas de rábano: EB120



Plántulas de rábano: DEB120



Plántulas de rábano: EB50



Plántulas de rábano: DEB50

Figura 1.44. Plántulas de rábano. A. hipocótilo normal. B. hipocótilo rizado

Índice de vigor de plántulas de rábano

La figura 1.45 muestra el análisis realizado sobre la longitud de hipocótilo de rábano en el día 17, de acuerdo con la prueba Tukey aplicada hubo diferencias significativas ($p < 0.001$) entre el tratamiento EB50 con los demás tratamientos, siendo este el que tuvo las plántulas con menor longitud de hipocótilo en el estadio 10.

En la figura 1.46 se representa las diferencias ($p < 0.001$) entre tratamientos con respecto a la longitud de raíz, el tratamiento DEB120 fue el que presentó el mayor número de plántulas con longitud de raíz larga, EB120, EB50 y DEB50 tuvieron similitud en su crecimiento de raíz y el EB120, EB50 con el testigo presentaron un comportamiento similar. Se ha reportado que la aplicación de extracto de biocarbón de cáscara de naranja a 120 rpm (Taek-Keun et al., 2012) con pH de 6.28 y CE de 0.01 aumentó la longitud de raíz, sin embargo, el tamaño de hipocótilo fue igual que el testigo, lo cual coincide con los resultados obtenidos en el presente trabajo donde el tratamiento DEB120 y el testigo se comportaron de forma similar y la variación de mayor crecimiento fue en la longitud de raíz.

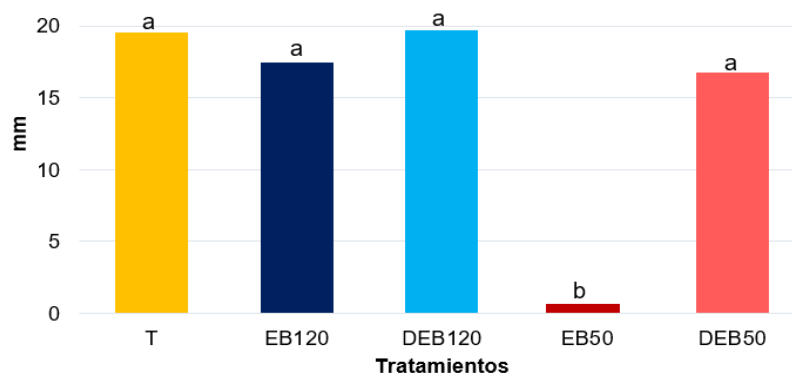


Figura 1.45. Longitud de hipocótilo de plántulas de rábano en el día 17 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

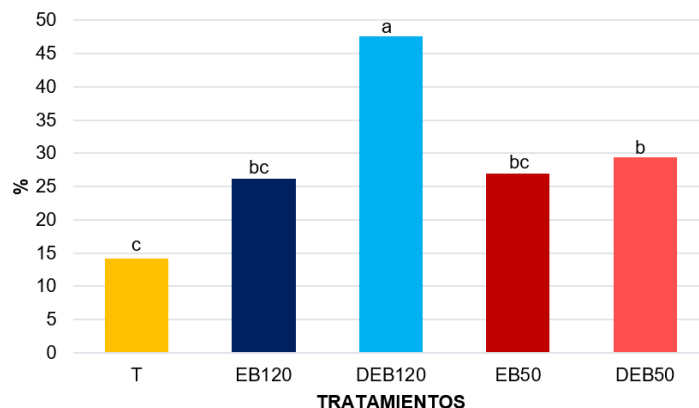


Figura 1.46. Longitud de raíz de plántulas de rábano en el día 17 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

La evaluación de índice de vigor en plántulas de rábano se realizó cuando las plántulas estaban en estadio 10, se observó un efecto significativo ($p < 0.001$) del tratamiento DEB120 con respecto a los demás tratamientos (figura 1.47). EB120, EB50 con DEB50 fueron similares y EB50, DEB50 con el testigo tuvieron efectos iguales en el índice de vigor de plántulas de rábano.

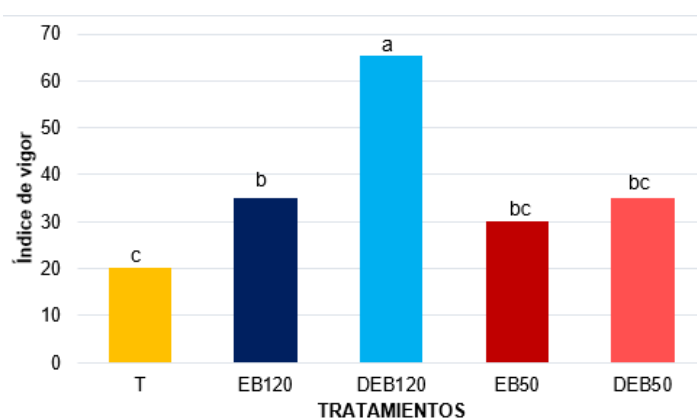


Figura 1.47. Vigor de plántulas de rábano en el estadio 10 *Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes

El desarrollo de estadios fenológicos y el crecimiento de brotes de las plántulas de rábano se inhibió, datos similares obtuvo Sun et al. (2017) en semillas de maíz, utilizando extractos de biocarbón de paja de trigo, estos efectos los relacionó con los compuestos de carbono liberados por el biocarbón en lugar de los materiales inorgánicos coextraídos.

CONCLUSIONES

El pH neutro y la conductividad eléctrica baja en los extractos acuosos de biocarbón de olote influyó de forma positiva en la germinación de lechuga, sin embargo, en el rábano se presentó inhibición.

Los tratamientos de EB120 y DEB120 aceleran la germinación de semillas de lechuga y la emergencia de radícula de lechuga. Sin embargo, con el tratamiento DEB50 el desarrollo del hipocótilo fue menor, esta variable fue un factor clave en la terminación del índice de vigor. Con el tratamiento DEB50 hubo un aumento en el número de plántulas en estadio 10.

El crecimiento de cotiledones tuvo similitudes en todos los tratamientos. La presencia de deterioro de raíz en plántulas de lechuga fue del 20% en el tratamiento EB50 y el control. El índice de vigor en plántulas de lechuga fue mayor con el tratamiento DEB50.

DEB120 fue el tratamiento que favoreció el porcentaje de germinación de semillas de rábano, EB120 tuvo un efecto constante en el crecimiento de todos los estadios de plántulas de rábano, DEB120 fue el tratamiento con mayor número de plántulas con hipocótilo rizado, este efecto pudo ser causado por defectos genéticos o procesos naturales de envejecimiento. El índice de vigor en las plántulas reflejó que el mejor tratamiento para el crecimiento de plántulas fue el tratamiento DEB120.

El método para la obtención de extractos acuosos de biocarbón a 120 revoluciones por minuto influyó de forma positiva en la germinación y crecimiento de plántulas, posiblemente este método de extracción conserva los nutrientes necesarios para el desarrollo de los estadios fenológicos de plántulas.

REFERENCIAS

Africano KLP, Pinzón EHS. 2014. Comportamiento fisiológico de plantas de rábano (*Raphanus sativus* L.) sometidas a estrés por salinidad. Conexión Agropecuaria JDC. 4(2): 11-22.

Al-Wabel MI, Rafique, MI, Ahmad M, Ahmad M, Hussain A, Usman AR. 2019. Pyrolytic and hydrothermal carbonization of date palm leaflets: Characteristics and ecotoxicological effects on seed germination of lettuce. Saudi Journal of Biological Sciences. 26(4): 665-672.

Aparicio JD, Saez JM, Raimondo EE, Benimeli CS, Polti MA. 2018. Comparative study of single and mixed cultures of actinobacteria for the bioremediation of co-contaminated matrices. Journal of Environmental Chemical Engineering. 6(2): 2310-2318.

Armillas GI. 2010. Antropización sostenible de un medio natural: la agricultura chinampera. En: Las chinampas de Xochimilco al despuntar el siglo XXI: inicio de su catalogación. Coord. González Pozo A. México: UAM-Xochimilco. p 82-107.

Bian R, Joseph S, Shi W, Li L, Taherymoosavi S, Pan G. 2019. Biochar DOM for plant promotion but not residual biochar for metal immobilization depended on pyrolysis temperature. Science of the Total Environment. 662: 571–580.

Carranza C, Lancho O, Miranda D, Chaves B. 2009. Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L.) "Batavia" cultivada en un suelo salino de la Sabana de Bogotá. Agronomía Colombiana. 27(1): 41-48.

Centro de Estudios para el Desarrollo Rural Sustentable y la Soberanía Alimentaria (CEDRSSA). 2020. Análisis de la producción y consumo de hortalizas. Consultado el 25 de mayo de 2021. Disponible en: http://www.cedrssa.gob.mx/files/b/13/88Ana%CC%81lisis_produccio%CC%81n_consumo_hortalizas.pdf

Chandra S, Bhattacharya J. 2019. Influence of temperature and duration of pyrolysis on the property heterogeneity of rice straw biochar and optimization of pyrolysis conditions for its application in soils. Journal of Cleaner Production. 215: 1123-1139.

Cheng CH, Lehmann J, Engelhard MH. 2008. Natural oxidation of black carbon in soils: Changes in molecular form and surface charge along a climosequence. *Geochimica et Cosmochim Acta*. 72: 1598-1610.

Córdoba JA, Salcedo E, Rodríguez R, Zamora JF, Manríquez R, Contreras H, Delgado E. 2013. Caracterización y valoración química del olote: degradación hidrotérmica bajo condiciones subcríticas. *Revista Latinoamericana de Química*. 41(3): 171-184.

Cruz CC. 2012. Residuos generados del aprovechamiento maderable en el estado de Durango. [Tesis de licenciatura]. UACH, Estado de México 83 p.

Downie A, Crosky A, Munroe P. 2009. Physical properties of biochar. In: J. Lehmann S. Joseph (eds.). *Biochar for environmental management: Science and technology*. Earthscan: Londres. pp 13-30.

Escalante-Rebolledo A, Pérez-López G, Hidalgo-Moreno C, López-Collado J, Campo-Alves J, Valtierra-Pacheco, E, Etchevers-Barra JD. 2016. Biocarbón (biochar) I: Naturaleza, historia, fabricación y uso en el suelo. *Terra Latinoamericana*. 34(3): 367-382.

Fernando BC. 2013. *Diccionario de las Ciencias Agropecuarias: Edición 2013 revisada*. Encuentro Grupo Editor. 488. Argentina.

Fatmawati NV, Ketbot P, Phitsuwan P, Waeonukul R, Tachaapaikoon C, Kosugi A, Ratanakhanokchai K, Pason P. 2021. Efficient biological pretreatment and bioconversion of corn cob by the sequential application of a *Bacillus firmus* K-1 cellulase-free xylanolytic enzyme and commercial cellulases. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 105: 4589–4598.

Gascó G, Cely P, Paz-Ferreiro J, Plaza C, Méndez A. 2016. Relation between biochar properties and effects on seed germination and plant development. *Biological Agriculture Horticulture*. 32(4): 237-247.

Huang M, Zhang Z, Zhu C, Zhai Y, Lu P. 2019. Effect of biochar on sweet corn and soil salinity under conjunctive irrigation with brackish water in coastal saline soil. *Scientia Horticulturae*. 250: 405-413.

Intani K, Latif S, Islam M, Müller J. 2019. Phytotoxicity of corncob biochar before and after heat treatment and washing. *Sustainability*. 11(30): 1-18.

Jorratti de Jiménez M, Di Barbaro G, Candia E, Vieyra E. 2011. Caracterización morfológica de semillas y plántulas de tres especies de algarrobos (*Prosopis chilensis*, *P. flexuosa* y *P. nigra*). Estudios preeliminares. *Biología en Agronomía*. 1 (2): 16-23.

Layne JG, Méndez JRN. 2010. Efectos de extractos acuosos del follaje del corocillo (*Cyperus rotundus*) sobre la germinación de semillas y el crecimiento de plántulas de caraota (*Phaseolus vulgaris*). *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas*. 40(3): 207–226.

Ledesma MA, Villegas MA, González HVA, Ruiz PLM, Mora AA. 2011. Cinética de crecimiento foliar y desarrollo de brotes en selecciones injertadas de zapote mamey *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 2(6): 901–911.

Lehmann J. 2007. Bio-energy in the black. *Frontiers in Ecology and the Environment*. 5(7): 381–387.

Lehmann J, Joseph S. 2009. *Biochar for Environmental Management: Earthscan Publishing for a Sustainable Future*. London. United Kingdom. 438 p.

Lencinas MG, Pesce VM, Flores CB, Vazquez F, Nally MC. 2020. Evaluación del efecto de las levaduras vitivinícolas biofungicidas sobre la germinación de semillas y crecimiento de plántulas de lechugas (*Lactuca sativa* L.) in vitro. Análisis de fitotoxicidad. *Terra Latinoamericana*. 38(3): 715-724.

Li Y, Shen F, Guo H, Wang Z, Yang G, Wang L, Deng S. 2015. Phytotoxicity assessment on corn stover biochar, derived from fast pyrolysis, based on seed germination, early growth, and potential plant cell damage. *Environmental Science and Pollution Research*. 22(12): 9534-9543.

Liaw SS, Wang Z, Ndegwa P, Frear C, Ha S, Li CZ, Garcia-Pérez M. 2012. Effect of pyrolysis temperature on the yield and properties of biooils obtained from the auger pyrolysis of Douglas Fir wood. *Analytical and Applied Pyrolysis*. 93: 52-62.

Malik MS, Norsworthy JK, Riley MB, and Bridges W J. 2010. Temperature and light requirements for wild radish (*Raphanus raphanistrum*) Germination over a 12-Month Period following Maturation. *Weed Science*. 58(2): 136–140.

Meier U. 2018. Etapas de desarrollo de las plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas. Quedlinburg: Julius Kühn-Institut (JKI). Disponible en: <https://www.juliuskuehn.de/media/Veroeffentlichungen/bbch%20epaper%20span/page.pdf>. Consultado: 12/enero/2021.

Merlín-Uribe Y, González-Esquivel CE, Contreras-Hernández A, Zambrano L, Moreno-Casasola P, Astier M. 2013. Environmental and socio-economic sustainability of chinampas (raised beds) in Xochimilco, Mexico City. *International Journal of Agricultural Sustainability*. 11(3): 216-233.

Mondragón-Sánchez A, Medina-Orozco LE, Sánchez-Duque A, Núñez-Oregel V. 2021. Efecto de la aplicación de biocarbón en el rendimiento de maíz en Michoacán, México. *Terra Latinoamericana*. 39: 1-7.

Moreno JC, Moral RH, García JML, Pascual JAV, Bernal MPC. 2014. Enmiendas orgánicas de nueva generación: biochar y otras biomoléculas. España: Mundi-Prensa 10-45 pp.

Mundarain MCSS, Cañizares A. 2005. Fenología del crecimiento y desarrollo de plántulas de ají dulce (*Capsicum frutescens* L.). *Revista Científica UDO Agrícola*. 5(1): 62-67.

Payares-Díaz IR, Mario-Contreras OA, Medrano-Vélez MA, Millán-Romero E. 2014. Germinación y desarrollo de plántulas de *Myroxylon balsamum* (L.) Harms en el departamento de Sucre. *Colombia Forestal*. 17(2): 193–201.

Pérez AL, Borrego M, Sierra AA, Algarra M. 2019. Composición de la biomasa. Disponible en: <https://petrografiacarbon.es/introduccion/materia-organica/biomasa/> Consultado: 18/noviembre/2020.

Qu X, Fu H, Mao J, Ran Y, Zhang D, Zhu D. 2016. Chemical and structural properties of dissolved black carbon released from biochars. *Carbon*. 96: 759–767.

Rodríguez-Saavedra R. 2016. De la Chinampa a la mesa: un recorrido por las chinampas de Xochimilco, ubicadas en la zona de Reserva Ecológica de Cuernavaca, en la Ciudad de México. *Hospitalidad ESDI*. (30): 35-44.

Rogovska N, Laird D, Cruse RM, Trabue S, Heaton E. 2012. Germination tests for assessing biochar quality. *Journal of Environmental Quality*. 41(4): 1014-22.

Romero MÁY, Valles AMC, Borunda QLE. 2020. Efecto de las aguas residuales negras, grises y tratadas en la germinación de semillas y crecimiento de plántulas de amor de un rato (*Portulaca grandiflora*). In: Factores críticos y estratégicos en la interacción territorial desafíos actuales y escenarios futuros. Universidad Nacional Autónoma de México y Asociación Mexicana de Ciencias para el Desarrollo Regional A.C, (Coeditores), Ciudad de México. 356-368.

Saavedra G, Corradini F, Antúnez A. 2017. Manual de producción de lechuga. 2017. Instituto de desarrollo agropecuario - Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Santiago de Chile.

Sabry EG, Lawrence CO, Miller MB, and Riad BZ. 2012. Seed Testing: Principles and Practices. Michigan State University Press. 368 p.

Sánchez E, Ruiz JM, Romero L, Preciado-Rangel P, Flores-Córdova MA, Márquez-Quiroz C. 2018. ¿Son los pigmentos fotosintéticos buenos indicadores de la relación del nitrógeno, fósforo y potasio en frijol ejotero?. *Ecosistemas y recursos agropecuarios*. 5(15): 387-398.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2018. Boletín de exportaciones rábano. Disponible en:

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/323409/mayo_r_bano_2018.pdf
f. Consultado: 14/noviembre/2020.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). 2019. Food agricultural overview. Ciudad de México, México. 92 p.

Shackley S, Sohi S, Brownsort P, Carter S, Cook J, Cunningham C, Thornley P. 2010. An assessment of the benefits and issues associated with the application of biochar to soil. Report. School of GeoSciences, University of Edinburgh. United Kingdom.

Shukla SP, Prasad B. 2016. Advances in seed science and technology. Biotech. New Delhi. Disponible en: <https://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=e000xww&AN=1934688&lang=es&site=eds-live&scope=site>. Consultado: 15/noviembre/2020.

Silva MP, Moyano EL, Scopel AL. 2017. Potential applications of biochar and terpene-enriched bio-oil produced from a semi-arid native Asteraceae. Journal of Analytical and Applied Pyrolysis. 126: 39-49.

Soria MHL. 2016. Producción y evaluación de biocarbón para la adsorción de sodio en suelos salinos. [Tesis de Maestría]. Instituto Politécnico Nacional. Michoacán, México. 103 p.

Sujeeun L, Thomas SC. 2017. Potential of biochar to mitigate allelopathic effects in tropical island invasive plants: evidence from seed germination trials. Tropical Conservation Science. 10: 8-14.

Sun J, Drosos M, Mazzei P, Savy D, Todisco D, Vinci G, Piccolo A. 2017. The molecular properties of biochar carbon released in dilute acidic solution and its effects on maize seed germination. Science of the Total Environment. 576: 858-867.

Taek-Keun OH, Shinogi Y, Chikushi J, Yong-Hwan LE, Choi B. 2012. Effect of aqueous extract of biochar on germination and seedling growth of lettuce (*Lactuca sativa* L.). Journal of the Faculty of Agriculture, Kyushu University. 57(1): 55-60.

Uslu OS, Babur E, Alma MH, Solaiman ZM. 2020. Walnut shell biochar increases seed germination and early growth of seedlings of fodder crops. *Agriculture*. 10(10): 1- 13.

Vibrans H. 2009. Ficha informativa rábano. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/brassicaceae/raphanus-sativus/fichas/pagina1.htm>. Consultado: 10/junio/2021.

Virk AL, Kan ZR, Liu BY, Qi JY, He C, Liu QY, Zhao X, Zhang HL. 2021. Impact of biochar water extract addition on soil organic carbon mineralization and C fractions in different tillage systems. *Environmental Technology and Innovation* 21 (101193):1-12.

Wu H, Asaduzzaman M, Shephard A, Hopwood M, and Ma X. 2020. Germination and emergence characteristics of prickly lettuce (*Lactuca serriola* L.). *Crop Protection*. 136: 1-9.

Yang, CD, Lu, SG. 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): 1-11.

Zevallos PPA, Flores BY. 2003. Caracterización morfológica de plántulas de "Uña de gato" *Uncaria tomentosa* (Willd. ex Roemer & Schultes) D.C. y *U. guianensis* (Aublet) Gmelin del Bosque Nacional Alexander Von Humboldt. *Ecología Aplicada*. 2(1): 41-46.

Zhang L, Song L, Wang B, Shao H, Zhang L, Qin X. 2018. Co-effects of salinity and moisture on CO₂ and N₂O emissions of laboratory-incubated salt-affected soils from different vegetation types. *Geoderma*. 332: 109-120.

Capítulo 2

Efecto del extracto de biocarbón en el desarrollo y crecimiento de plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) y rábano (*Raphanus sativus*) en suelo salino de chinampa.

INTRODUCCIÓN

La zona chinampera se constituye de 3586 chinampas activas, el 64% se utiliza para la siembra de hortalizas (2292 chinampas) y el 36% restante al cultivo de flores (1294 chinampas) (González-Pozo et al., 2016). San Gregorio Atlapulco tiene la superficie más grande de chinampas activas con un 42.7% del total antes mencionado, seguida de Xochimilco con (24%), San Pedro Tláhuac (13.3%), San Andrés Mixquic (8%) y San Luis Tlaxiátemalco (5%) (González-Pozo et al., 2016). La producción estimada en la zona chinampera es de 40 mil toneladas anuales, los cultivos que se producen son maíz, frijol, calabaza, amaranto, hortalizas, plantas ornamentales y flores (FAO, 2018). Entre las hortalizas con mayor relevancia en las chinampas se encuentra la lechuga con un volumen de producción 7 453 toneladas anuales (FAO², 2019).

La agricultura chinampera tiene sus orígenes desde la época prehispánica (Alatríste, 2005) y en la actualidad es un ejemplo de agroecosistema sustentable, ya que se aprovecha en su totalidad el medio físico y biológico del humedal e incluye técnicas agrícolas tradicionales, tales como el uso de chapines para la germinación de semillas, actividades agronómicas, pesqueras y forestales que han logrado mantener una sostenibilidad integral, además es considerado un ejemplo de coexistencia de la intensificación agrícola con desarrollo urbano y la revitalización del patrimonio mediante redes sociales para desarrollar estrategias tecnológicas y promover la solidaridad y el sentido de comunidad (FAO, 2018).

De acuerdo con la FAO, (2014) los suelos de las chinampas se clasifican como antropoles, esto debido a su modificación por actividades humanas y la predominancia de partículas de limo y arcilla, además son resultado de sedimentos

lacustres ricos en materia orgánica y cenizas volcánicas. La condición del suelo es salino-sódico, principalmente se caracteriza por una estructura en capas, distribución vertical de carbono orgánico, alto contenido de sodio intercambiable (Ramos et al., 2001). Carbono cercano a 30 g por 100 g⁻¹ de suelo, pH de 7.54 (moderadamente alcalino), conductividad eléctrica (CE) 7.91 dSm⁻¹ (suelo salino) (Reyes, 2019), porcentaje de sodio intercambiable (PSI) 1.27 (salino) y relación de absorción de sodio (RAS) 1.73 (bajo riesgo de sodicidad) (Flores, 2020).

Las propiedades físicas reflejan la forma en la que el suelo acepta, retiene y transmite agua a las plantas, asimismo se evalúa las limitaciones que se pueden encontrar en el crecimiento de raíces, infiltración o movimiento del agua; las propiedades químicas hacen referencia al efecto de la fase sólida (mineralogía) y líquida en la relación al efecto de suelo-planta, así como también el impacto de la disponibilidad de agua y nutrientes tanto para las plantas como para los microorganismos. Finalmente, el componente biológico integra una gran cantidad de factores que afectan la calidad del suelo, tales como la abundancia y subproductos de macro y microorganismos, incluyendo bacterias, hongos, nemátodos, lombrices, anélidos y artrópodos (Navarro y Navarro, 2013). No obstante, el uso inadecuado del suelo ha provocado la degradación y por ende la disminución de la capacidad del ecosistema para producir bienes y servicios ambientales (FAO¹, 2019). En México se estima que el 64% de los suelos presentan algún tipo de degradación y el 6% de este tiene una alta erosión causada por el mal manejo agronómico (CEDRSSA, 2019).

La salinización es un tipo de degradación derivada de procesos químicos que ocurren en el suelo y también depende de la calidad de agua de riego. La conductividad eléctrica en este tipo de suelo supera los 4 dS/m, lo cual impide el desarrollo de especies vegetales sensibles a la salinidad, esto por la presión osmótica (Mata- Fernández et al., 2014) las sales reportadas en estos niveles son cationes de calcio (Ca⁺⁺), magnesio (Mg⁺⁺) y sodio (Na⁺), con los aniones cloruro (Cl⁻), sulfato (SO₄²⁻) y bicarbonato (HCO₃⁻), aunque estos son producto de la alteración de minerales que se encuentran habitualmente en todos los suelos y en altas concentraciones crean condiciones salinas que afectan directamente a las

plantas (Thien y Graveel, 2018), es decir, se genera un desequilibrio iónico y estrés osmótico en las plantas; el efecto osmótico desciende el potencial hídrico, además rompe la homeostasis iónica de las plantas al provocar un exceso tóxico de Na^+ en el citoplasma y una deficiencia de iones como el K^+ . La excesiva absorción de Na^+ y Cl^- altera principalmente la germinación y el crecimiento, ya que se alteran los balances iónicos provocando una estructura asfixiante en el suelo, por lo cual se provoca un desequilibrio nutricional a causa de la interferencia de iones salinos con la absorción de los nutrientes esenciales que adquiere la planta (Martínez et al., 2011).

En la zona chinampera se han reportado problemas de salinidad, en el trabajo de Flores, (2020) el estatus del suelo fue salino al presentar CE de 6.63 dS m^{-1} y PSI de 1.27, mientras que, en Reyes (2019) la CE fue de 7.91 y PSI 13.10, clasificándose como salino sódico. Aun cuando las técnicas agrícolas utilizadas en las chinampas han tenido como objetivo principal evitar el agotamiento del suelo con la rotación de cultivos, el descanso ocasional de la tierra y la fertilización orgánica mediante composta y estiércol (Armillas, 2010). Los factores que causaron esta problemática son las altas concentraciones de sales, la densidad del suelo, % de humedad, los contenidos de materia orgánica, material parental, nivel freático y la actividad agrícola (Ramos et al., 2001; Guevara et al., 2015).

Los productores de las chinampas enfrentan el problema de salinidad con las siguientes técnicas: a) lavado, este consiste en retirar el suelo, depositándolo en apantles (canales) para que las sales se disuelvan en el agua y una vez realizado dicho proceso, la tierra se recupera en forma de agua-lodo (Armillas, 2010), sin embargo, las condiciones del humedal, tales como la mala calidad del agua de los canales, el nivel freático, el vertimiento de desechos domésticos y agrícolas directos al lago no benefician esta práctica (Mendoza, 2018); b) aplicación de abonos orgánicos, estos controlan e influyen en la severidad de enfermedades provocadas por patógenos en el suelo, asimismo sirve como fertilizante y mejorador de suelo por el incremento de actividad biológica, velocidad de infiltración, la conductividad hidráulica y la retención de agua (Ávalos et al., 2018). La eficiencia de la materia

orgánica (MO) en la mitigación de la salinidad depende del porcentaje de MO aplicada, y como los suelos de chinampa son ricos en MO, un exceso podría ser contraproducente.

Otros métodos empleados para disminuir la salinidad del suelo son la aplicación de azufre como elemento o como sulfatos. Los principales efectos que causa son la disminución de pH, teniendo como consecuencia la liberando de elementos tales como el hierro, zinc, manganeso y cobre, los cuales no se encuentran disponibles para la asimilación de plantas. (Mata-Fernández et al., 2014). La aplicación de sulfato de calcio di-hidratado, conocido como yeso agrícola se utiliza para remediar los problemas de sodio en el suelo, principalmente por su bajo costo. El efecto que ocasiona es sustituir el sodio por el calcio mediante intercambio catiónico (Trasviña et al., 2018).

La limitante de la implementación de los métodos antes mencionados en las chinampas es no contar con un buen drenaje, tener un nivel freático cercano y la disponibilidad de agua. Sin embargo, otra alternativa que no tiene las restricciones antes expuestas es la aplicación de biocarbón, entre los beneficios que proporciona este se encuentra la retención de agua y nutrientes; esto debido a que se mejoraran tanto las propiedades físicas como químicas del suelo, principalmente se reduce la densidad aparente y aumenta la porosidad, lo cual ayuda al desarrollo de raíces en el suelo y la absorción tanto de nutrientes como de agua (Liu et al., 2020). El biocarbón también favorece la producción de biomasa, el rendimiento de cultivos y funciona como un buen refugio para la meso y la microbiota (Ameloot et al., 2013; Agegnehua et al., 2017).

La aplicación de biocarbón a granel de acuerdo con Lui et al. (2020) presenta desventajas en el óptimo funcionamiento en el suelo, se requieren de grandes cantidades, lo cual lo puede volver no redituable, no obstante, en la última década se ha estudiado la alternativa de extractos acuosos de biocarbón (EB) en el rendimiento de hortalizas y gramíneas, entre los componentes reportados en los EB se encuentran las moléculas orgánicas lábiles, las cuales favorecen la abundancia de microorganismo en el suelo, el crecimiento de plantas y resistencia a

enfermedades. Lou et al. (2016) reportaron que la utilización de EB a base de paja de trigo con pH de 9.6 y CE de 5.59 dS/m, en dilución 1:50, aumenta la biomasa de col china, la longitud de la raíz en un 70% y el área foliar en 55% con respecto al testigo. Sin embargo, la aplicación de EB a base de tallos de maíz con pH de 9.5 y CE de 6.62 dS/m en dilución 1:100 tuvo resultados semejantes que la dilución de 1:50 del EB de paja. En el estudio de Bian et al. (2019) empleando EB de paja de trigo con pH de 7.9 y 9.3 en dilución 1:50 incrementó la biomasa de col china en un 89%, el pH del suelo del testigo fue de 4.87 y en los tratamientos aumentó a 5.25 y 5.29. Por otro lado, los beneficios reportados con la aplicación de EB de paja de trigo con pH de 9.07 fueron en las propiedades químicas de los suelos y aumentó el rendimiento de plantas de maíz, en el suelo categorizado como primosol la biomasa aérea de maíz mejoró en un 41%, la longitud de raíz en 64.2% y el diámetro del tallo 24.8%. En cuanto a las propiedades químicas del suelo se observó una disminución de pH de 7.65 a 7.10, al igual que del contenido de carbono orgánico (CO) de 9.51g/kg⁻¹ a 3.11 g/kg⁻¹, nitrógeno (N) 0.62g/kg⁻¹, fosforó (P) 17.50 mg/kg⁻¹ a 18.59 mg/kg⁻¹ y potasio (K) 194.64mg/kg⁻¹ a 150.41 mg/kg⁻¹. Mientras que en la utilización de suelo de tipo antrosol resalto el aumento de área de raíz de plantas de maíz en un 38.7%, el diámetro del tallo 38.6% y el número de puntas en 34.5%. Las propiedades químicas evaluadas tuvieron cambios en el pH, donde este aumentó de 8.13 a 8.21, disminuyó el contenido de CO 14.96g/kg⁻¹ a 9.60g/kg⁻¹, al igual que el P 14.25 mg/kg⁻¹ a 14.70 mg/kg⁻¹, K 271.14mg/kg⁻¹ a 229.01 mg/kg⁻¹ y el área de raíz aumentó 38.7%, el diámetro del tallo 38.6% y el número de puntas en 34.5% (Lui et al., 2020). Por lo antes mencionado, el objetivo de este capítulo fue determinar el efecto del extracto de biocarbón en el crecimiento de plantas de lechuga y rábano con suelo salino.

MATERIALES Y MÉTODOS

Colecta, preparación y análisis de suelo

El suelo fue colectado el 16 de marzo del 2021 en una chinampa localizada a 19°15'57.9" N y 99°04'47.7" W del embarcadero de puente de Urrutia de la zona de ejidos de San Gregorio Atlapulco, Xochimilco, Ciudad de México. El suelo fue

secado a la sombra, a temperatura ambiente, sobre papel estroza, se movió constantemente para acelerar el secado y finalmente se tamizó con un cernidor de 2 mm de tamaño de malla.

Se envió una muestra de 2 kg de suelo al laboratorio Fertilab para el análisis de: pH, conductividad eléctrica, relación de absorción de sodio, porcentaje de saturación, cationes solubles (calcio, magnesio, sodio y potasio) y aniones solubles (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sulfatos).

Obtención de extractos acuosos de biocarbón (EB)

El procedimiento para la obtención de los EB de olote se describe en la sección 1.2.1 del capítulo 1. A partir de los extractos madre obtenidos de los dos procedimientos se realizaron diluciones 1:100 volumen/volumen con agua destilada.

Diseño experimental I

Se utilizaron macetas de plástico con dimensiones de 11 cm de altura por 15 cm de diámetro, a cada maceta se le agregó 600 g de suelo y se colocaron en bloques al azar (figura 2.1).

| | | | | | |
|--------|--------|--------|-------|--------|--------|
| DEB120 | T | DEB50 | DEB50 | T | DEB120 |
| T | DEB50 | DEB120 | T | DEB120 | DEB50 |
| DEB50 | DEB120 | T | DEB50 | DEB50 | T |

Figura 2.1. Diseño experimental de bloques al azar para macetas con suelo salino. T=testigo, DEB120= dilución de extracto de biocarbón extraído a 120 rpm y DEB50= dilución de extracto de biocarbón extraído a 50°C

Los tratamientos aplicados fueron agua destilada (testigo), dilución 1:100 de extracto de biocarbón obtenido a 120 rpm (DEB120) y dilución 1:100 de extracto de biocarbón obtenido a 50°C, por cada tratamiento se replicó seis veces (tabla 2.1).

Tabla 2.1. Tratamientos aplicados al suelo

| TRATAMIENTOS | CARACTERÍSTICAS |
|--------------|---|
| T | Agua destilada |
| DEB120 | Dilución 1:100 de extracto de biocarbón extraído a 120 rpm a temperatura ambiente |
| DEB50 | Dilución 1:100 de extracto de biocarbón extraído a rpm menor a 1 a 50°C |

Durante seis semanas, se realizaron aplicaciones de EB de forma directa al suelo (con ayuda de una jeringa) de acuerdo con los tratamientos ya mencionados (tabla 2.1), una vez por semana se aplicó una dosis de 54 ml por maceta. Esta cantidad fue adaptada con respecto a la proporción de suelo y la dosis de aplicación propuesta por Liu et al. (2020). Las macetas se colocaron sobre cajas de madera y se mantuvieron en un invernadero con dimensiones de 2.15 m x 2.72 m x 2 m (figura 2.2), con iluminación del 80%, expuestas a 12 horas luz.



Figura 2.2. Invernadero diseñado

Variables evaluadas del suelo

Se realizaron 12 mediciones tanto de pH, como de conductividad eléctrica (CE) y temperaturas directas al suelo (tabla 2.2).

Tabla 2.2. Variables medidas al suelo de chinampa

| VARIABLE | TIEMPO DE MEDICIÓN | APARATO |
|-------------|-------------------------|---|
| pH | Inicio y cada tres días | Potenciómetro portátil de pH GroLine directo al suelo |
| CE | Inicio y cada tres días | Conductímetro portátil de CE GroLine directo al suelo |
| Temperatura | Inicio y cada tres días | Conductímetro portátil de CE GroLine directo al suelo |

Obtención de plántulas y trasplante

Se sembraron semillas de rábano (*Raphanus sativus*) var. Champion VITA y lechuga (*Lactuca sativa* L.) var. Italiana ITSCO en una charola de unicel de 200 cavidades, utilizando en ambas peat moss, este se eligió por pruebas previas de germinación de semillas, donde se utilizaron distintos sustratos inertes y suelo de chinampa, consiguiendo mejores resultados con peat moss para la obtención de plántulas.

El trasplante de las plántulas se realizó 40 días después de la siembra del rábano y 38 días en el caso de la lechuga. Las plántulas de rábano que se utilizaron se encontraban en los estadios fenológicos del 12 al 15 (tabla 2.3), mientras que las de lechuga del 11 al 13 (tabla 2.4). Para el trasplante se ocuparon 18 recipientes de unicel para cada especie con capacidad de 473 ml, se colocó en cada uno 260 g de suelo de chinampa previamente tratado con DEB120 ó DEB50 (experimento I).

Tabla 2.3. Estadios fenológicos de plántulas de rábano





| Escala BBCH: descripción de estadios (Meier, 2018) | | | | |
|--|---|---|--|---|
| Estadio fenológico | Segunda hoja verdadera desplegada | Tercera hoja verdadera desplegada | Cuarta hoja verdadera desplegada | Quinta hoja verdadera desplegada |
| Fotografía |  |  |  |  |
| Número de plántulas | 3 | 7 | 6 | 2 |

Tabla 2.4. Estadios fenológicos de plántulas de lechuga

| Escala BBCH: descripción de estadios (Meier, 2018) | | | |
|--|---|--|---|
| Estadio fenológico | Primera hoja verdadera desplegada | Segunda hoja verdadera desplegada | Tercera hoja verdadera desplegada |
| Fotografía |  |  |  |
| Número de plántulas | 8 | 8 | 2 |

Diseño experimental II

Durante seis semanas se realizó la aplicación directa de los tratamientos al suelo con plántulas de lechuga y rábano que fueron trasplantadas como se describe en el párrafo anterior.

Los tratamientos aplicados fueron agua destilada (testigo), dilución 1:100 de extracto de biocarbón obtenido a 120 rpm (DEB120) y dilución 1:100 de extracto de biocarbón obtenido a 50°C (DEB50), por cada tratamiento se replicó seis veces (tabla 2.2).

Se aplicó 20 ml del tratamiento correspondiente (testigo, DEB120 y DEB50) al suelo una vez por semana con ayuda de una jeringa. En condiciones de invernadero (figura 2.2), tanto los recipientes de lechuga como de rábano fueron colocados al azar (figura 2.3). Las variables de pH, temperatura y CE se evaluaron dos veces por semana, es decir un total de 13 mediciones.

| | | | | | |
|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
| DEB120 E13 | T E13 | DEB50 E14 | DEB50 E13 | T E14 | DEB120 E13 |
| T E12 | DEB50 E14 | DEB120 E12 | T E14 | DEB120 E15 | DEB50 E14 |
| DEB50 E13 | DEB120 E12 | T E13 | DEB120 E14 | DEB50 E13 | T E15 |

A)
Estadios fenológicos (Meier, 2018)
E12=2da hoja verdadera
E13=3ra hoja verdadera
E14=4ta hoja verdadera
E15= 5ta hoja verdadera

| | | | | | |
|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
| DEB120 E12 | T E11 | DEB50 E13 | DEB50 E11 | T E11 | DEB120 E11 |
| T E12 | DEB50 E12 | DEB120 E11 | T E12 | DEB120 E12 | DEB50 E11 |
| DEB50 E11 | DEB120 E12 | T E12 | DEB120 E11 | DEB50 E12 | T E13 |

B)
Estadios fenológicos (Meier, 2018)
E11=1era hoja verdadera
E12=2da hoja verdadera
E13=3ra hoja verdadera

Figura 2.3. A) Diseño experimental en plántulas de rábano. B) Diseño experimental en plántulas de lechuga

Análisis estadístico

Se revisó la normalidad de los datos de pH, CE y temperatura mediante la prueba Kolmogorov-Smirnov, al no presentar una distribución normal se utilizó el análisis no paramétrico de Friedman en el software estadístico Minitab (versión 20).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Análisis de propiedades químicas del suelo de chinampa

De acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000, el pH es una de las determinaciones para evaluar la salinidad del suelo, el cual fue de 8.54 (fuertemente alcalino), esto determinado en el análisis de laboratorio realizado en el presente estudio, así como la conductividad eléctrica (CE) de 495 dS/m (fuertemente salino) y cationes como calcio (Ca) de 14.1 me/L, magnesio (Mg) 314 me/L, potasio (K) 69.2 me/L y sodio (Na) 4323 me/L, encontrados en cantidades extremas y aniones tales como cloruros (Cl) 2671 me/L; bicarbonatos (HCO_3^-) 442 me/L y carbonatos (CO_3^-) 18.4 me/L también reportados en contenidos altos.

Se observó una tendencia a la disminución del valor de pH de los tratamientos con relación al testigo en las macetas con suelo de chinampa sin plántulas (figura 2.4). Las propiedades que contienen los extractos de biocarbón de acuerdo con Chandra y Bhattachar (2019), son una alternativa de enmienda para su uso en suelos degradados debido a que favorece la recuperación de estos y se promueve el crecimiento vegetal, previene la lixiviación de nutrientes y mejora la dinámica en el suelo. Sin embargo, existen reportes donde la aplicación de extractos acuosos de biocarbón, a partir de paja de trigo y maíz pueden aumentar ligeramente el pH (Liu et al., 2020; Bian et al., 2019). La importancia de la disminución del pH de suelos sódico-salinos radica en los efectos adversos que se crean en estas condiciones, principalmente la limitación en la disponibilidad de nutrientes y el nivel de Na puede ser tóxico para las plantas, los valores óptimos para la disponibilidad de nutrientes para las plantas se encuentran en el rango de 6.0-6.5 (Osorio, 2012).

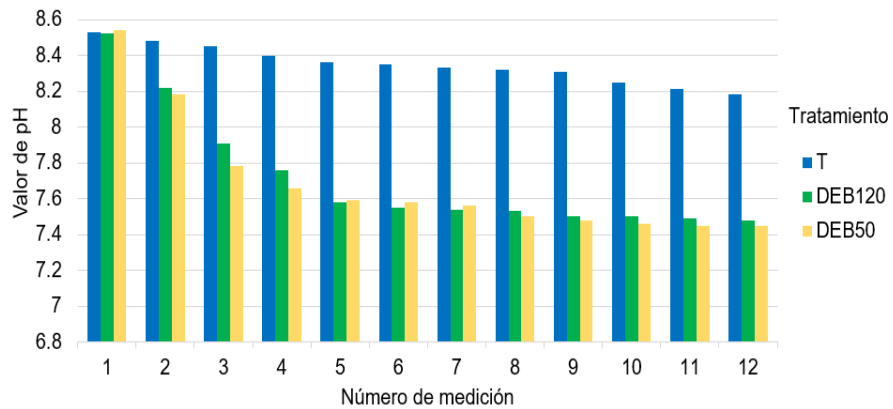


Figura 2.4. Mediciones de pH del suelo de chinampa

En la figura 2.5 se presentan los datos promedio obtenidos de la medición de temperatura del suelo, no hubo variación entre tratamientos, la temperatura es un factor fundamental en el suelo por su influencia en el crecimiento vegetal, procesos fisicoquímicos y biológicos (Thompson y Troeh, 2009), se ha reportado que en suelos salinos el incremento de temperatura es causada por actividades metabólicas de las comunidades microbianas principalmente procesos de desnitrificación (Yu et al., 2020).

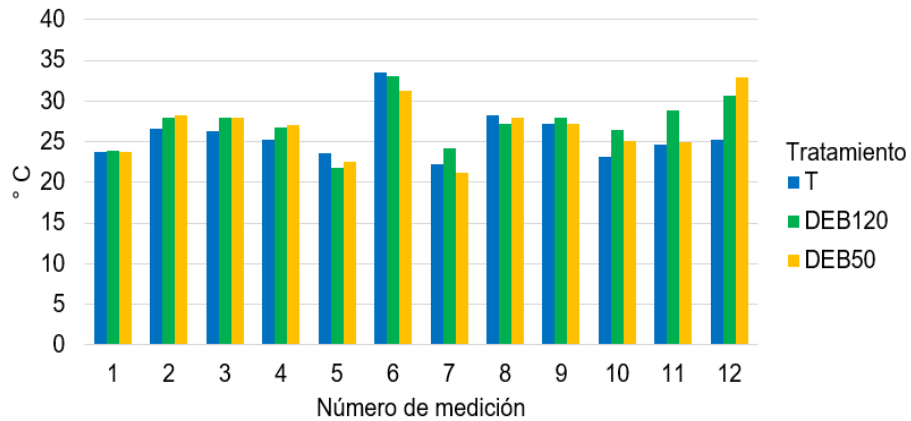


Figura 2.5. Mediciones de temperatura del suelo de chinampa

La conductividad eléctrica (CE) del suelo a lo largo del experimento no disminuyó de 4 dS/m en todos los tratamientos, con relación a los datos iniciales de laboratorio (tabla 2.6). Sin embargo, aunque no se observaron cambios cuantitativos en la CE del suelo, la disminución de costra de sal en la superficie del suelo fue detectada (figura 2.6).

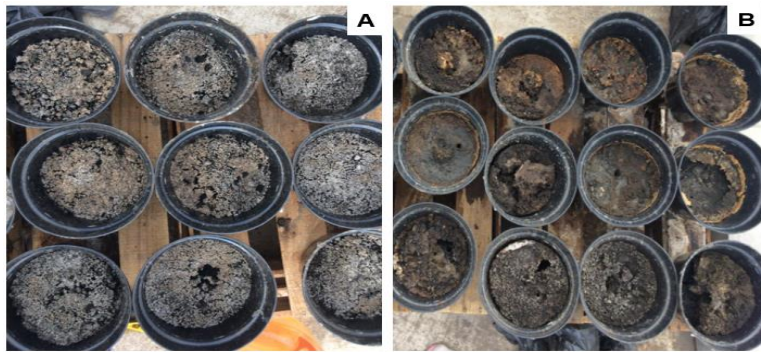


Figura 2.6. Cambio en la presencia de sales en el suelo de chinampa. A. Suelo sin extracto de biocarbón (día 0). B. Sexta aplicación de extracto de biocarbón a suelo (día 25)

Con base en los análisis de laboratorio, la CE al inicio del experimento fue de 495 dS/m, encontrada en el rango de fuertemente salino (NOM-021-RENACT-2000), tal vez el tiempo del experimento no fue suficiente para detectar cambios en la disminución de sales en el suelo y tratados con el extracto de biocarbón pudo haber retrasado los efectos en la reducción del valor de CE, en contraste con la aplicación

de biocarbón a granel donde se ha obtenido efectos significativos en la disminución de CE en el corto plazo. Soria en el 2016 reportó una reducción de CE a los 62 días después de la aplicación de biocarbón de olote a granel en macetas a dosis de 1% con salinidad media de 5.2 dS/m a 2.8 dS/m aproximadamente y alta de 7 dS/m a 4.5 dS/m. De manera similar, utilizando biocarbón a granel de madera, en dosis de 75 t/ha⁻¹ durante un mes, el valor de la CE cambió de 23.8 dS/m a 4 dS/m (Chaganti et al., 2015) y en el trabajo de Kong et al. (2021) aplicando biocarbón derivado de *Salix matsudana* L. directo a suelos la CE fue de 1.1 dS/m y disminuyó a 1 dS/m.

Evaluación de plántulas de rábano

Las plántulas de rábano del experimento II en el día dos después del trasplante presentaron síntomas de marchitamiento, los bordes de las hojas verdes cambiaron a color café (figura 2.8) y hubo pérdida de turgencia del 56% del total de las plántulas (figura 2.7), principalmente fueron las que estaban en el estadio fenológico 12 y 13, en el día cinco todas las plántulas presentaron marchitamiento.

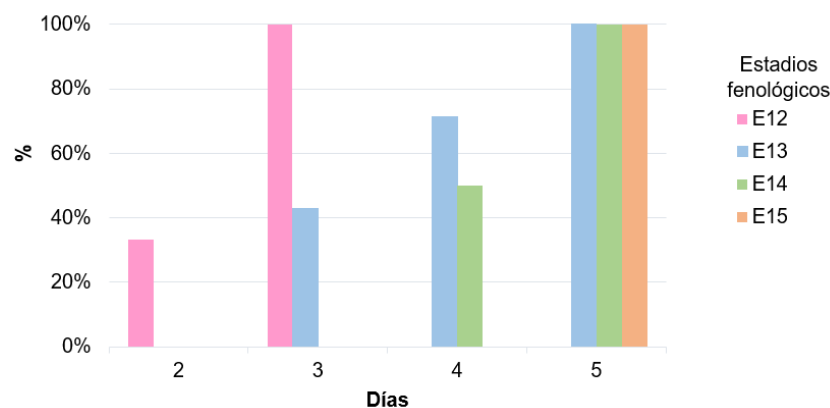


Figura 2.7. Porcentaje de plántulas de rábano con marchitamiento. E12= 2da hoja verdadera, E13= 3ra hoja verdadera, E14= 4ta hoja verdadera y E15= 5ta hoja verdadera

Las plántulas del estadio 14 tuvieron una mayor sobrevivencia en comparación con las del estadio 12 y 13, esto debido al estadio fenológico en la que se encontraban. Africano y Pinzón (2014) encontraron que un factor clave para tolerar la salinidad del suelo es el estadio fenológico en el que se encontraban las plántulas de rábano. Sin embargo, los efectos que causa las elevadas cantidades de sales presentes en

el suelo son la reducción del crecimiento de las plantas, al limitar el agua y los nutrientes, además asimilan iones tóxicos que afectan procesos metabólicos y sistemas enzimáticos de la glicólisis, ciclo de Krebs y fotofosforilación (Mata-Fernández et al., 2014) no obstante, las plantas desarrollan mecanismos para adaptarse a condiciones salinas como lo reportado por Cavuşoğlu et al. (2008), donde reportaron que las propiedades anatómicas de las hojas de plántulas de rábano cambian con la salinidad, principalmente se reduce el número de estomas, que se cierran como respuesta al aumento de iones de sodio (Na^+) y cloro (Cl^-); disminución de número de células de la epidermis, reducción del ancho, grosor de las hojas y distancia entre los haces vasculares, estas modificaciones permiten que tanto la transpiración como la pérdida de agua sea menor y por ende las plantas puedan sobrevivir.

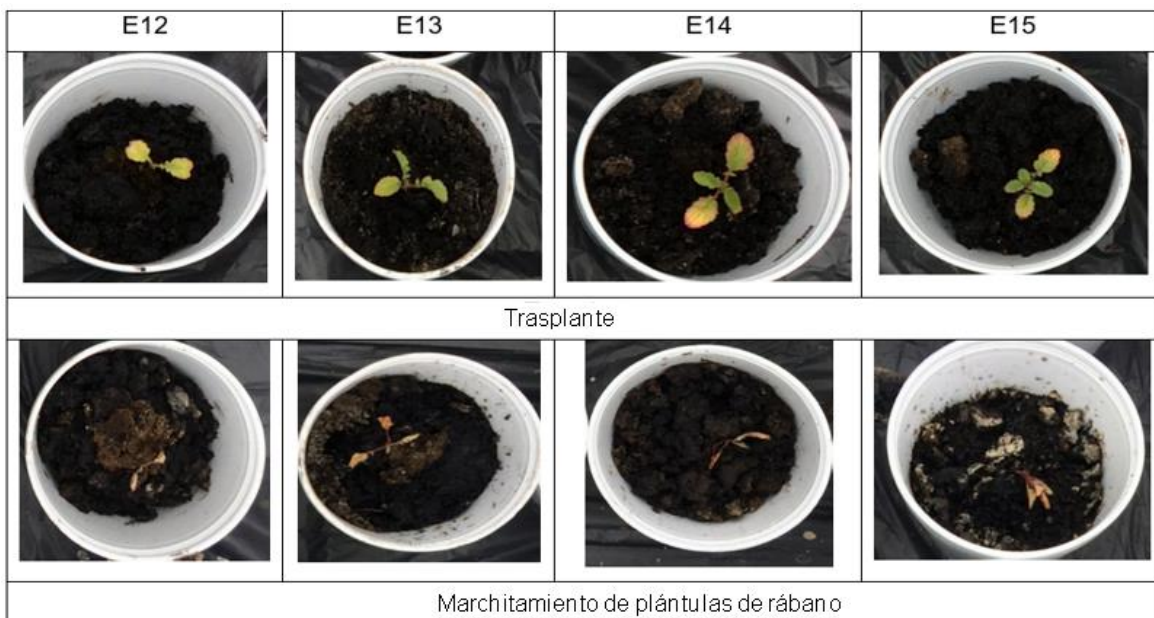


Figura 2.8. Plántulas de rábano utilizadas para trasplante después de ser tratadas con T, DEB120 y DEB50

En la figura 2.9 se muestran los cambios en el pH del suelo durante 43 días, el testigo presentó un rango entre 8.1 a 8.5, mientras que los tratamiento DEB120 y DEB50 entre 7.3 a 7.5.

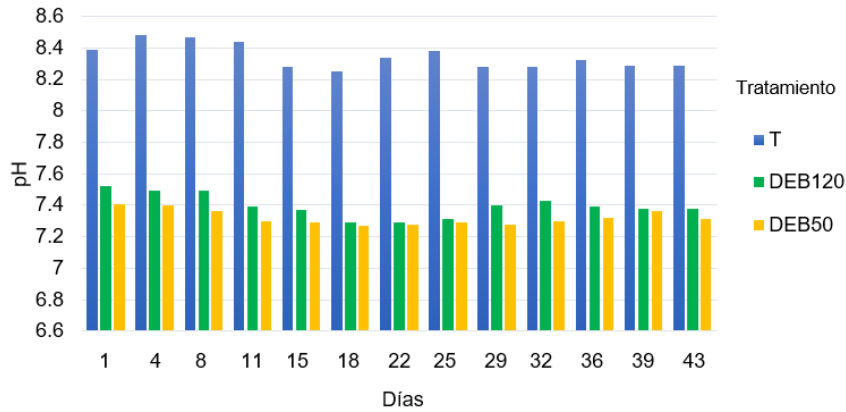


Figura 2.9. Mediciones de pH del suelo de chinampa

Durante todas las mediciones de temperatura realizadas, se observó que la temperatura del testigo tendió a ser menor con respecto a los tratamiento DEB120 y DEB50 (figura 2.9).

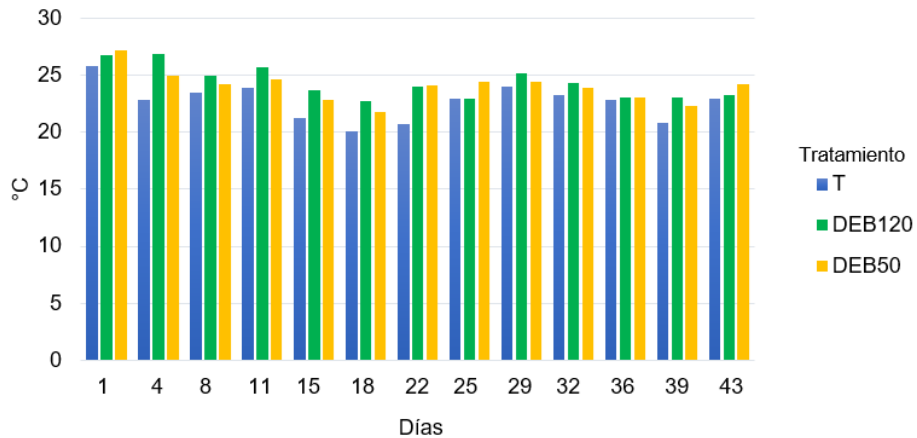


Figura 2.9. Mediciones de temperatura de suelo de chinampa

La figura 2.10 presenta el comportamiento de la conductividad eléctrica del suelo y se observa que no hubo cambios en el testigo y el DEB120, sin embargo con el

tratamiento DEB50 se observó valores menores a 4dS/m durante las primeras cuatro mediciones, pero a partir de la quinta medición aumentó.

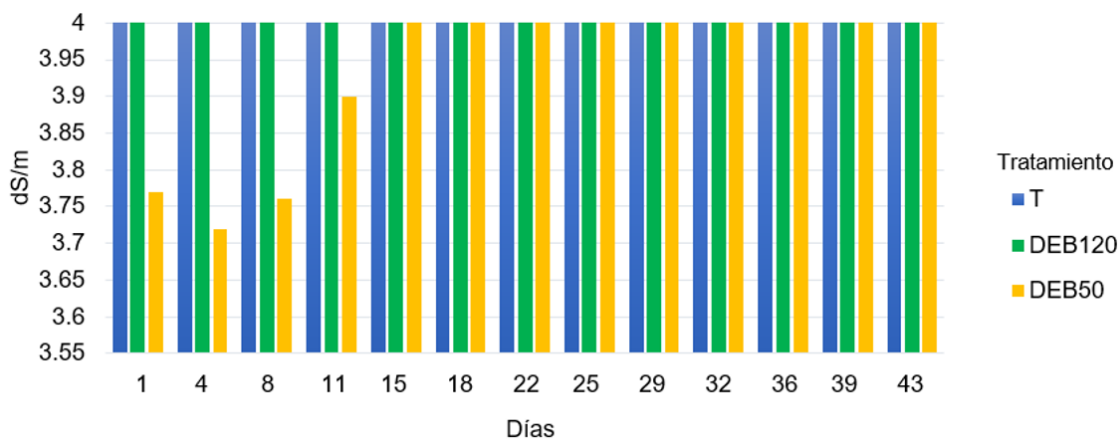


Figura 2.10. CE de suelo de chinampa

Evaluación de plántulas de lechuga

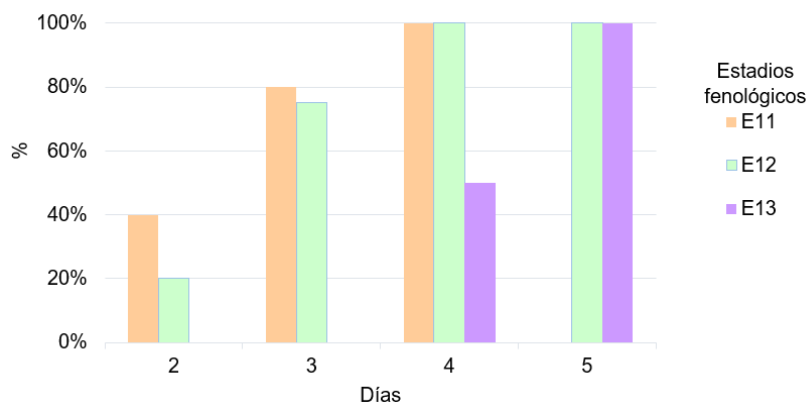


Figura 2.11. Porcentaje de plántulas de lechuga con marchitamiento. E11= 1era hoja verdadera, E12= 2da hoja verdadera y E13= 3ra hoja verdadera

La sobrevivencia de las plantas de lechuga fueron de cinco días después del trasplante, después de ese lapso de tiempo las plantuas murieron. En la figura 2.11 se observa que las plántulas en estadio fenológico 11 y 12 presentaron marchitamiento a partir del día dos, hasta el día cuatro. Mientras que las plántulas del estadio 13 comenzaron a presentar síntomas de marchitamiento en el día cuatro

hasta el cinco. En la figura 2.12 se observa la comparativa de las plántulas de lechuga en el día del trasplante y cuatro días después de este.

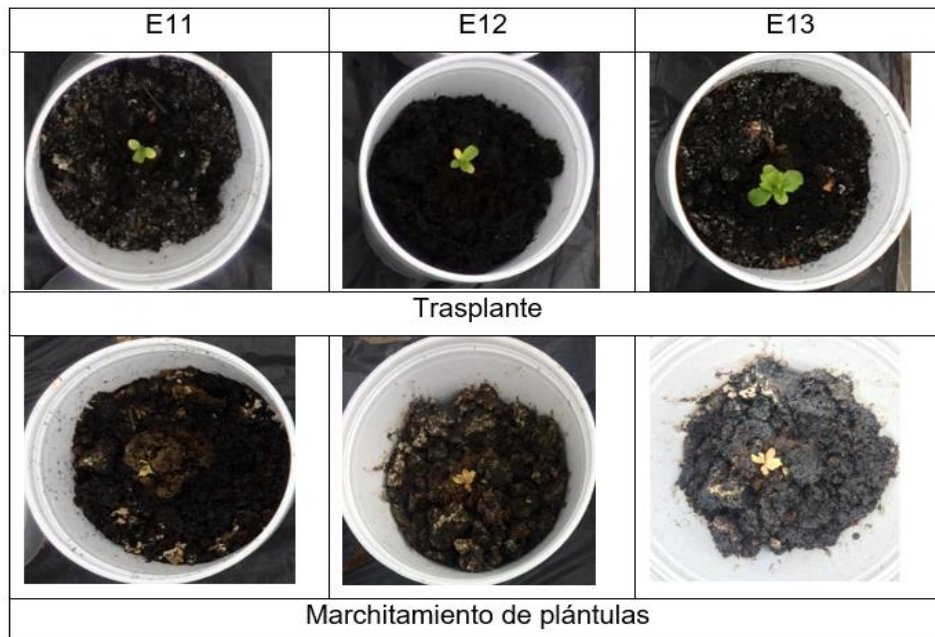


Figura 2.12. Comparación de plántulas de lechuga el día del trasplante y con características de marchitamiento

El valor máximo de pH en el testigo fue de 8.4 y mínimo de 8.2, mientras que los tratamientos DEB120 y DEB50 tuvieron comportamientos similares, con valores máximo de 7.5 y mínimo de 7.3 (figura 2.13).

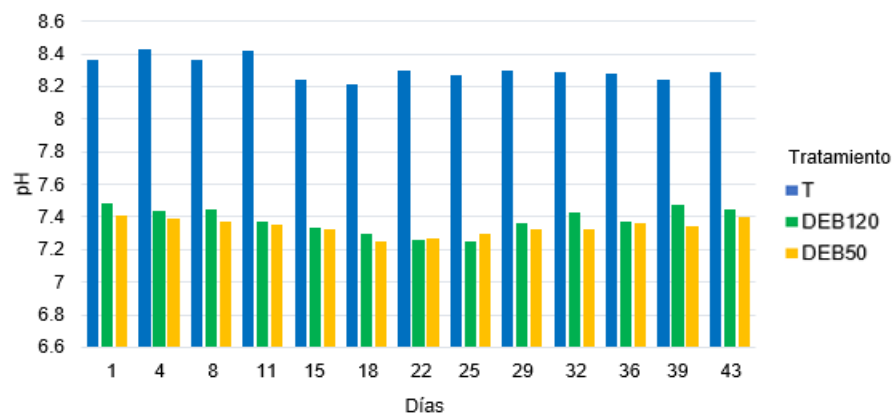


Figura 2.13. Mediciones de pH del suelo de chinampa

Los valores de conductividad eléctrica no disminuyeron de 4 dS/m en ningún tratamiento durante los 43 días que fue evaluada esta variable.

Se observó que la temperatura del testigo tendió a ser menor que los tratamientos DAEB120 y DAEB50, sin embargo en el DEB120 se observó un incremento de temperatura en las primeras mediciones, pero en la medición cinco el tratamiento DEB50 fue el que tendió a una mayor temperatura con respecto a los demás (figura 2.14).

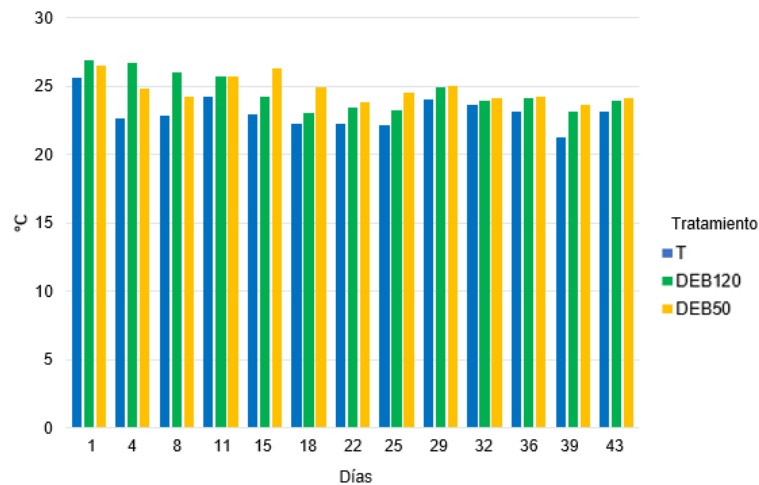


Figura 2.14. Mediciones de temperatura de suelo de chinampa

Tabla 2.6. Resultados del análisis de laboratorio del suelo de chinampa previo al iniciar de los experimentos y al finalizar las aplicaciones de los tratamientos de DEB del experimento II

| Determinación | Análisis inicial | Análisis final | | | Rangos ideales |
|--|------------------|----------------|--------|-------|----------------|
| | | Tratamientos | | | |
| | | T | DEB120 | DEB50 | |
| Conductividad eléctrica (CE) dS/m | 495 | 292 | 318 | 266 | 0.8-1.2 |
| Relación de absorción de sodio (RAS) dS/m | 338 | 216 | 203 | 210 | <5 |
| pH | 8.54 | 8.59 | 8.63 | 8.75 | 6.6-7.3 |
| Nitrato (NO ₃ ⁻) me/L | 49.7 | 21.5 | 23.9 | 16 | 3.6-4.2 |
| Fosfato (PO ₄ ³⁻) me/L | 0.10 | 0.73 | 0.73 | 0.63 | 0.019-0.026 |
| Sulfatos (SO ₄ ²⁻) me/L | 885 | 1478 | 1264 | 718 | 1.8-3.3 |
| Cloruros (Cl) me/L | 2671 | 1698 | 1625 | 1238 | 2-3.5 |
| Bicarbonatos (HCO ₃ ⁻) me/L | 442 | 200 | 232 | 216 | 2-4 |
| Carbonatos (CO ₃ ⁻) me/L | 18.4 | 0 | 0 | 0 | 0-0.20 |
| Calcio (Ca) me/L | 14.1 | 12.2 | 8.74 | 8.61 | 2.8-4.2 |
| Magnesio (Mg) me/L | 314 | 243 | 286 | 136 | 1.4-2.1 |
| Potasio (K) me/L | 69.2 | 0.05 | 0.08 | 0.05 | 1-1.3 |
| Sodio (Na) me/L | 4323 | 2437 | 2465 | 1784 | 4.2-5 |

Los análisis iniciales de laboratorio del suelo de chinampa mostraron un pH fuertemente salino, CE muy fuertemente salino y RAS salino, esto de acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000, la condición del suelo es salino-sódico. Después de la aplicación de los extractos acuosos de biocarbón la CE del suelo tendió a disminuir ligeramente en el tratamiento DEB50 con relación al testigo, contrario al tratamiento DEB120. Ambos tratamientos mostraron una reducción de CE con relación al valor inicial del suelo, siendo más evidente en el tratamiento de DEB50. La relación de absorción de sodio (RAS), tendió a disminuir en ambos tratamientos de DEB con relación al testigo y al valor inicial, observando una tendencia de reducción mayor del RAS en el DEB50, lo anterior asociado a la reducción de calcio y magnesio en este último tratamiento. El procedimiento de obtención del DEB pudo influir en los resultados obtenidos, debido a que la temperatura es un factor fundamental en la extracción de componentes, el uso de temperaturas altas incrementa los coeficientes de difusión y tasas de transferencia de masa (Osorio y Meireles, 2013).

Para el caso del pH, se observó una tendencia al incremento en ambos tratamientos de DEB con relación al testigo, sin embargo, tanto el testigo como el suelo con EB se mantuvieron en el rango de alcalinidad que inicialmente tenía el suelo.

La información del efecto de EB sobre suelos salinos es limitada, sin embargo, se han reportado beneficios con la utilización de biocarbón a granel, Kong et al. (2021) en su estudio utilizaron biocarbón de madera con CE de 175 dS/m y pH de 8.21, aunque los niveles de salinidad eran extremadamente salinos, la aplicación de biocarbón al suelo con CE de 41 dS/m, disminuyó en un 20.9% el valor de la CE (32 dS/m), pero la RAS no presentó diferencias significativas con relación al testigo. Por otro lado, Soria (2016) en su estudio de la aplicación de biocarbón de olote en suelos salinos destacó que la dosis de 1% reduce hasta el 50% la CE, el valor inicial de este suelo fue de 5.2 dS/m (fuertemente salino) y después de 65 días de aplicación se obtuvo un valor de 2.8 dS/m (moderadamente salino), además la RAS también fue modificada de 7.5 mmol/L⁻¹ a 2.9 mmol/L⁻¹.

En el presente estudio se observó una mayor disminución de las cantidades de cationes intercambiables (Ca, Mg, K y Na) del suelo con el tratamiento DEB50, sin embargo, las condiciones salinas del suelo no son ideales para la siembra de especies glicófitas como son el rábano y la lechuga.

La lechuga es una especie sensible a la salinidad, de acuerdo con Carranza, (2008) tolera CE de 1.3 dS/m y con condiciones mayores de 11.4 dS/m puede disminuir hasta un 50% el rendimiento de la planta. En el estudio de Trupiano et al. (2017) evaluaron los efectos de biocarbón a granel derivado de poda en el crecimiento de plantas de lechuga, ellos observaron un mejor desarrollo de biomasa al aplicarlo en dosis de 65 g y 5 g por kg de suelo seco, los principales cambios en las propiedades químicas del suelo fueron, el aumento tanto del pH (6.9 a 7.7), como de la CE (0.71 dS/m a 1.5 dS/m), lo que indica que las plantas de lechuga son tolerantes a la CE muy ligeramente salino (1-2 dS/m), mientras que en el caso del rábano su tolerancia es de 1.7 dS/m-2.6 dS/m (Mosqueda, 2018), es decir se encuentra en el estatus de moderadamente salino (2.1 dS/m-4 dS/m), sin embargo no se han realizado estudios sobre la tolerancia de plántulas de rábano a la salinidad con suelos previamente tratados con biocarbón.

Cabe mencionar que los resultados de laboratorio solo corresponden a una muestra compuesta de suelo al inicio de los experimentos, y una muestra compuesta de suelo por cada tratamiento al final del experimento II.

CONCLUSIONES

El estadio fenológico 13 en lechuga y 15 en rábano fueron los que tuvieron más tiempo de sobrevivencia. Sin embargo, ninguna especie duro más de cinco días expuestas a las condiciones salinas del suelo de chinampa, esto debido a que los niveles de CE eran muy elevados y aun que con la aplicación de EB disminuyo, no se logró tener un ambiente idóneo para el desarrollo de plántulas.

Con los tratamientos DEB120 y DEB50 disminuyeron los indicadores de salinidad, es decir la CE y RAS. Así como también los bicarbonatos, carbonatos, cloruros y sulfatos.

Se observaron valores menores de cationes intercambiables y aniones con la aplicación del tratamiento DEB50.

La conductividad eléctrica medida en las macetas con suelo de chinampa no tuvo cambios, esto debido a que el rango máximo del potenciómetro portátil era de 4 dS/m.

REFERENCIAS

Africano KLP, Pinzón EHS. 2014. Comportamiento fisiológico de plantas de rábano (*Raphanus sativus* L.) Sometidas a estrés por salinidad. Conexión Agropecuaria JDC 4(2): 11–22.

Agegnehu G, Srivastava AK, Bird MI. 2017. The role of biochar and biochar-compost in improving soil quality and crop performance: A review. Applied Soil Ecology. 119: 156-170.

Alatríste GO. 2005. Xochimilco. Aspectos histórico-culturales. Decires. 7(7): 119-139.

Ameloot, N, Graber ER, Verheijen FGA, De Neve S. 2013. Interactions between biochar stability and soil organisms: review and research needs. European Journal of Soil Science. 64(4): 379-390.

Armillas GI. 2010. Antropización sostenible de un medio natural: la agricultura chinampera. En:Las chinampas de Xochimilco al despuntar el siglo XXI: inicio de su catalogación. Coord. González Pozo A. México:UAM-Xochimilco. p 82-107.

Ávalos M, Figueroa VU, García HJ, Vázquez VC, Gallegos RM, Orona CI. 2018. Bioinoculantes y abonos orgánicos en la producción de maíz forrajero. Revista de Investigación de la Universidad de la Salle Bajío. Nova Scientia. 10(20): 170-189.

Bian R, Joseph S, Shi W, Li L, Taherymoosavi S, Pan G. 2019. Biochar DOM for plant promotion but not residual biochar for metal immobilization depended on pyrolysis temperature. Science of the Total Environment. 662: 571–580.

Carranza C, Lancho O, Miranda D, Chaves B. 2009. Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L.) "Batavia" cultivada en un suelo salino de la Sabana de Bogotá. Agronomía Colombiana. 27(1): 41-4.

Çavuşoğlu K, Kiliç S, Kabar K. 2008. Effects of some plant growth regulators on leaf anatomy of radish seedlings grown under saline conditions. Journal of Applied Biological Sciences. 2(2): 47-50.

Chandra S, Bhattacharya J. 2019. Influence of temperature and duration of pyrolysis on the property heterogeneity of rice straw biochar and optimization of pyrolysis conditions for its application in soils. *Journal of Cleaner Production*. 215: 1123-1139.

Chaganti VN, Crohn DM, Šimůnek J. 2015. Leaching and reclamation of a biochar and compost amended saline–sodic soil with moderate SAR reclaimed water. *Agricultural Water Management*. 158: 255-265.

CEDRSSA. 2019. El suelo, un recurso invaluable para la producción de alimentos. Disponible en: http://www.cedrssa.gob.mx/files/b/13/49Suelo_recurso_invaluable.pdf. Consultado: 01/mayo/2022.

FAO. 2014. World reference base for soil resources 2014, update 2015 International soil classification system for naming soils and creating legends for soil maps. *World Soil Resources Reports No. 106*. Roma. Disponible en: <https://www.fao.org/3/i3794en/I3794en.pdf>. Consultado: 27/septiembre/2021.

FAO. 2018. Chinampas de Ciudad de México fueron reconocidas como Sistema de Patrimonio Agrícola de Importancia Global. Disponible en: <http://www.fao.org/americas/noticias/ver/es/c/1118852/>. Consultado: 20/noviembre/2021.

FAO¹. 2019. Degradación/restoración-Organización de las Naciones Unidas para la alimentación y la agricultura. Disponible en: <http://www.fao.org/soils-portal/soil-degradation-restoration/es/>. Consultado: 14/noviembre/2021.

FAO². 2019. Chinampas de la Ciudad de México producen más de 19 000 toneladas de alimentos. Disponible en: <https://www.fao.org/mexico/noticias/detail-events/ar/c/1256562/>. Recuperado (25/11/21).

Fertilab. 2021. Resultados de muestras de suelos. Disponible en: <https://www.fertilab.com.mx/etiquetas/Vista/ResultadosMuestras.php>. Consultado: 12/noviembre/2021.

Flores ENS. 2020. Efecto en la salinidad de suelos chinamperos a partir de la aplicación de un inóculo fúngico y su evaluación como biofertilizante. [Tesis de Maestría]. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados Del Instituto Politécnico Nacional, Unidad Zacatenco. Ciudad de México. 114 p.

González-Pozo A, Ensástiga E, Chiapa F y Ruz-Varas N. 2016. Las Chinampas Patrimonio Mundial de la Ciudad de México. México. ICOMOS Mexicano A.C.

Guevara BO, Ortega HE, Gómez RR, Solano E, Vanegas JR. 2015. Morfología y geoquímica de suelos de Xochimilco. Terra Latinoamericana. 33(4): 263-273.

Kong C, Camps-Arbestain M, Clothier B, Bishop P, Vázquez FM. 2021. Use of either pumice or willow-based biochar amendments to decrease soil salinity under arid conditions. Environmental Technology & Innovation. 24 :1-12.

Liu C, Sun B, Zhang X, Liu X, Drosos M, Li L, Pan G. 2020. The Water-soluble pool in biochar dominates maize plant growth promotion under biochar amendment. Journal of Plant Growth Regulation. 40(4): 1466-1476.

Lou Y, Joseph S, Li L, Graber ER, Liu X, Pan G. 2016. Water extract from straw biochar used for plant growth promotion: an initial test. BioResources. 11(1): 249-266.

Martínez NV, López CA, Basurto MS, Pérez RL. 2011. Efectos por salinidad en el desarrollo vegetativo. Tecnociencia 5(3): 156-161.

Mata-Fernández I, Rodríguez-Gamiño ML, López-Blanco J, Vela-Correa G. 2014. Dinámica de la salinidad en los suelos. Revista Digital E-BIOS del Departamento El Hombre y su Ambiente. 1(5): 26-35.

Meier U. 2018. Etapas de desarrollo de las plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas. Quedlinburg: Julius Kühn-Institut (JKI). Disponible en: <https://www.juliuskuehn.de/media/Veroeffentlichungen/bbch%20epaper%20span/page.pdf>. Consultado: 05/marzo/2021.

Mendoza CXA. 2018. Las chinampas del humedal de Xochimilco: Sistemas de biorremediación para la sostenibilidad. [Tesis de maestría]. El Colegio de la Frontera Norte. Tijuana Baja California. 141.

Mosqueda GJJ. 2018. Valoración de la aplicación de inóculos de microorganismos benéficos (MOBs) en el cultivo de rábano (*Raphanus sativus*) en la granja experimental-Paute. [Tesis de licenciatura]. Universidad Politécnica Salesiana. Sede Cuenca. Ecuador. 138 p.

Navarro GG, Navarro GS. 2013. Química agrícola: química del suelo y los nutrientes esenciales para la planta. España: Mundi-Prensa. 438 p.

NOM-021- RECNAT-2000. Norma Oficial Mexicana que establece las especificaciones de fertilidad y salinidad de suelos y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Disponible en: <http://www.ordenjuridico.gob.mx/Documentos/Federal/wo69255.pdf>. Consultado: 18/noviembre/2021.

Ortiz CS, 2019. Arquitectura y propiedades físicas del suelo. Ciudad de México: México. Trillas. 249 p.

Osorio NW. 2012. pH del suelo y disponibilidad de nutrientes. Manejo integral del suelo y nutrición vegetal. 1(4): 1-4.

Osorio T, Meireles A. 2013. Recent applications of pressurized fluid extraction: curcuminoids extraction with pressurized liquids. Food and Public Health. 3(6): 289-303.

Ramos RB, Cajuste LJ, Román DF, García NC. 2001. Metales pesados, sales y sodio en los suelos de Chinampa en México. Agrociencia. 35(4): 385-395.

Reyes OAL. 2019. Características de la actividad enzimática y el humus en suelos de chinampa. Terra Latinoamericana. 37(4): 339-349.

Soria MHL. 2016. Producción y evaluación de biocarbón para la adsorción de sodio en suelos salinos. [Tesis de maestría]. Instituto Politécnico Nacional. Michoacán, México. 103 p.

Thien SJ, Graveel JG. 2017. Manual de laboratorio de la ciencia del suelo. España: Acribia. 222 p.

Thompson LM, Troeh FR. 2009. Propiedades físicas del suelo. En los suelos y su fertilidad. Reverte. España:Barcelona. 82 p.

Trasviña BA, Bórquez R, Almanza JL, Castro L, Gutiérrez M. 2018. Rehabilitación de un suelo salino con yeso agrícola en un cultivo de nogal en el Valle del Yaqui. Terra Latinoamericana. 36(1): 85-90.

Trupiano D, Coccozza C, Baronti S, Amendola C, Vaccari FP, Lustrato G, Scippa GS. 2017. The effects of biochar and its combination with compost on lettuce (*Lactuca sativa* L.) growth, soil properties, and soil microbial activity and abundance. International Journal of Agronomy. 2017: 1-12.

Yu Y, Li X, Zhao C, Zheng N, Jia H, Yao H. 2020. Soil salinity changes the temperature sensitivity of soil carbon dioxide and nitrous oxide emissions. Catena. 195(104912): 1-9.

ANEXOS

Resultados del primer análisis de laboratorio de suelo de chinampa



FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.
 Poniente 6 No. 200, Ciudad Industrial, Celaya, Gto. C.P. 38010
 www.fertilab.com.mx

Laboratorio de Análisis de Suelos y Nutrición

FOR-PO-01
 Emisión.: Oct-2019



No. de Certificación: ER-0223/2020,
 ISO 9001:2015

INFORME DE RESULTADOS DE ENSAYO FOLIO: SU-148753

| | | | |
|----------------------|--|------------------------------|--|
| Cliente: | MÃ³nica Luna MartÃ³nez | Cultivo a Establecer: | Lechuga Campo (Cultivos de Baja Demanda) |
| Localización: | San Gregorio Atlapulco, Xochimilco, Ciudad De Mexico | Prof. Muestra: | 0-30 cm |
| Coordenadas: | ND, ND | | |
| Predio / ID: | ND / Puente De Urrutia | | |
| Emisión: | 2021/04/13 | | |

Datos Generales

| Determinación | Resultado | Unidades | Nivel ideal | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|---------------|-----------|----------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| CEe | 495 | dS/m | 0.8 - 1.2 | | | | | | | |
| RAS | 338 | dS/m | < 5 | | | | | | | |
| pHe | 8.54 | -- | 6.6 - 7.3 | | | | | | | |

Aniones

| Anión | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|---------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ | 49.7 | 696 | 3.6 - 4.2 | 50.4 - 58.8 | | | | | | | |
| P-PO ₄ | 0.10 | 3.10 | 0.019 - 0.026 | 0.6 - 0.8 | | | | | | | |
| S-SO ₄ | 885 | 28320 | 1.8 - 3.3 | 57.6 - 105 | | | | | | | |
| Cl | 2671 | 93485 | 2.0 - 3.5 | 71.0 - 124 | | | | | | | |
| HCO ₃ | 442 | 26962 | 2.00 - 4.00 | 122 - 244 | | | | | | | |
| CO ₃ | 18.4 | 552 | 0.00 - 0.20 | 0.00 - 6.00 | | | | | | | |
| Suma de Aniones: | 4066.2 | | | | | | | | | | |

Cationes

| Cación | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| Ca | 14.1 | 283 | 2.8 - 4.2 | 56.0 - 84.1 | | | | | | | |
| Mg | 314 | 3815 | 1.4 - 2.1 | 17.0 - 25.5 | | | | | | | |
| K | 69.2 | 2706 | 1.0 - 1.3 | 39 - 50.8 | | | | | | | |
| Na | 4323 | 99429 | 4.2 - 5.0 | | | | | | | | |
| Suma de Cationes: | 4720.3 | | | | | | | | | | |

Relación Nutricional

| Relaciones | Expresado en: | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-----------------------|---------------|------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ / K | 0.72 | 0.26 | 2.00 - 2.50 | 0.72 - 0.90 | | | | | | | |
| K / Ca | 4.91 | 9.56 | 0.20 - 0.40 | 0.39 - 0.78 | | | | | | | |
| K / Mg | 0.22 | 0.71 | 0.20 - 0.50 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Mg | 0.04 | 0.07 | 1.20 - 2.00 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Na | 0.00 | 0.00 | 1.50 - 3.00 | 1.31 - 2.61 | | | | | | | |

PND = Pendiente por verificación NA = No analizado ND = Sin datos

Jefe del Laboratorio de Nutrición
 Ing. Agustín García Olivarez

Fertilab garantiza únicamente los resultados de la muestra tal cual como fue recibida en el laboratorio, por lo que se deslinda de toda manipulación previa a su recepción. Este documento se encuentra protegido y registrado ante el Instituto Mexicano de Propiedad Industrial; queda prohibida su reproducción total o parcial sin la autorización de FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.

Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (testigo)



FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.
 Poniente 6 No. 200, Ciudad Industrial, Celaya, Gto. C.P. 38010
 www.fertilab.com.mx

Laboratorio de Análisis de Suelos y Nutrición

FOR-PO-01
 Emisión: Oct-2019



No. de Certificación: ER-0223/2020,
 ISO 9001:2015

INFORME DE RESULTADOS DE ENSAYO FOLIO: SU-156696

| | |
|---|--|
| Cliente: MÃ³nica Luna MartÃ³nez Localización: , La Paz, Estado De Mexico Coordenadas: ND, ND Predio / ID: ND / Chinampa #1 Emisión: 2021/08/03 | Cultivo a Establecer: Lechuga Campo (Cultivos de Baja Demanda) Prof. Muestra: 0-30 cm |
|---|--|

Datos Generales

| Determinación | Resultado | Unidades | Nivel ideal | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|---------------|-----------|----------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| CEe | 292 | dS/m | 0.8 - 1.2 | | | | | | | |
| RAS | 216 | dS/m | < 5 | | | | | | | |
| pHe | 8.59 | -- | 6.6 - 7.3 | | | | | | | |

Aniones

| Anión | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|---------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ | 21.5 | 301 | 3.6 - 4.2 | 50.4 - 58.8 | | | | | | | |
| P-PO ₄ | 0.73 | 22.6 | 0.019 - 0.026 | 0.6 - 0.8 | | | | | | | |
| S-SO ₄ | 1478 | 47296 | 1.8 - 3.3 | 57.6 - 105 | | | | | | | |
| Cl | 1698 | 59430 | 2.0 - 3.5 | 71.0 - 124 | | | | | | | |
| HCO ₃ | 200 | 12200 | 2.00 - 4.00 | 122 - 244 | | | | | | | |
| CO ₃ | 0 | 0 | 0.00 - 0.20 | 0.00 - 6.00 | | | | | | | |
| Suma de Aniones: | 3398.23 | | | | | | | | | | |

Cationes

| Cación | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| Ca | 12.2 | 244 | 2.8 - 4.2 | 56.0 - 84.1 | | | | | | | |
| Mg | 243 | 2952 | 1.4 - 2.1 | 17.0 - 25.5 | | | | | | | |
| K | 0.05 | 1.96 | 1.0 - 1.3 | 39 - 50.8 | | | | | | | |
| Na | 2437 | 56051 | 4.2 - 5.0 | | | | | | | | |
| Suma de Cationes: | 2692.25 | | | | | | | | | | |

Relación Nutricional

| Relaciones | Expresado en: | | Nivel ideal basado en: | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-----------------------|---------------|------|------------------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ / K | 430 | 154 | 2.00 - 2.50 | 0.72 - 0.90 | | | | | | | |
| K / Ca | 0.00 | 0.01 | 0.20 - 0.40 | 0.39 - 0.78 | | | | | | | |
| K / Mg | 0.00 | 0.00 | 0.20 - 0.50 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Mg | 0.05 | 0.08 | 1.20 - 2.00 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Na | 0.01 | 0.00 | 1.50 - 3.00 | 1.31 - 2.61 | | | | | | | |

PND = Pendiente por verificación NA = No analizado ND = Sin datos

Jefe del Laboratorio de Nutrición
 Ing. Agustín García Olivarez

Fertilab garantiza únicamente los resultados de la muestra tal cual como fue recibida en el laboratorio, por lo que se deslinda de toda manipulación previa a su recepción. Este documento se encuentra protegido y registrado ante el Instituto Mexicano de Propiedad Industrial, queda prohibida su reproducción total o parcial sin la autorización de FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.

Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (DEB120)



FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.
Poniente 6 No. 200, Ciudad Industrial, Celaya, Gto. C.P. 38010
www.fertilab.com.mx

Laboratorio de Análisis de Suelos y Nutrición

FOR-PO-01
Emisión: Oct-2019



No. de Certificación: ER-0223/2020,
ISO 9001:2015

INFORME DE RESULTADOS DE ENSAYO FOLIO: SU-156697

| | | | |
|----------------------|---|------------------------------|--|
| Cliente: | MÁ ⁿ ica Luna Mart ^á -nez | Cultivo a Establecer: | Lechuga Campo (Cultivos de Baja Demanda) |
| Localización: | , La Paz, Estado De Mexico | Prof. Muestra: | 0-30 cm |
| Coordenadas: | ND, ND | | |
| Predio / ID: | ND / Chinampa #2 | | |
| Emisión: | 2021/08/03 | | |

Datos Generales

| Determinación | Resultado | Unidades | Nivel ideal | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|---------------|-----------|----------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| CEe | 318 | dS/m | 0.8 - 1.2 | | | | | | | |
| RAS | 203 | dS/m | < 5 | | | | | | | |
| pHe | 8.63 | -- | 6.6 - 7.3 | | | | | | | |

Aniones

| Anión | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|---------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ | 23.9 | 335 | 3.6 - 4.2 | 50.4 - 58.8 | | | | | | | |
| P-PO ₄ | 0.73 | 22.6 | 0.019 - 0.026 | 0.6 - 0.8 | | | | | | | |
| S-SO ₄ | 1264 | 40448 | 1.8 - 3.3 | 57.6 - 105 | | | | | | | |
| Cl | 1625 | 56875 | 2.0 - 3.5 | 71.0 - 124 | | | | | | | |
| HCO ₃ | 232 | 14152 | 2.00 - 4.00 | 122 - 244 | | | | | | | |
| CO ₃ | 0 | 0 | 0.00 - 0.20 | 0.00 - 6.00 | | | | | | | |
| Suma de Aniones: | 3145.63 | | | | | | | | | | |

Cationes

| Cación | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| Ca | 8.74 | 175 | 2.8 - 4.2 | 56.0 - 84.1 | | | | | | | |
| Mg | 286 | 3475 | 1.4 - 2.1 | 17.0 - 25.5 | | | | | | | |
| K | 0.08 | 3.13 | 1.0 - 1.3 | 39 - 50.8 | | | | | | | |
| Na | 2465 | 56695 | 4.2 - 5.0 | | | | | | | | |
| Suma de Cationes: | 2759.82 | | | | | | | | | | |

Relación Nutricional

| Relaciones | Expresado en: | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-----------------------|---------------|------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ / K | 299 | 107 | 2.00 - 2.50 | 0.72 - 0.90 | | | | | | | |
| K / Ca | 0.01 | 0.02 | 0.20 - 0.40 | 0.39 - 0.78 | | | | | | | |
| K / Mg | 0.00 | 0.00 | 0.20 - 0.50 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Mg | 0.03 | 0.05 | 1.20 - 2.00 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Na | 0.00 | 0.00 | 1.50 - 3.00 | 1.31 - 2.61 | | | | | | | |

PND = Pendiente por verificación NA = No analizado ND = Sin datos

Jefe del Laboratorio de Nutrición
Ing. Agustín García Olivarez

Fertilab garantiza únicamente los resultados de la muestra tal cual como fue recibida en el laboratorio, por lo que se deslinda de toda manipulación previa a su recepción. Este documento se encuentra protegido y registrado ante el Instituto Mexicano de Propiedad Industrial, queda prohibida su reproducción total o parcial sin la autorización de FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.

Resultados del análisis de laboratorio de muestra de suelo de chinampa (DEB50)



FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.
Poniente 6 No. 200, Ciudad Industrial, Celaya, Gto. C.P. 38010
www.fertilab.com.mx

Laboratorio de Análisis de Suelos y Nutrición

FOR-PO-01
Emisión: Oct-2019



No. de Certificación: ER-0223/2020.
ISO 9001:2015

INFORME DE RESULTADOS DE ENSAYO FOLIO: SU-156698

| | | | |
|----------------------|------------------------------------|------------------------------|--|
| Cliente: | MÁ ⁿ ica Luna MartÁ-nez | Cultivo a Establecer: | Lechuga Campo (Cultivos de Baja Demanda) |
| Localización: | , La Paz, Estado De Mexico | Prof. Muestra: | 0-30 cm |
| Coordenadas: | ND, ND | | |
| Predio / ID: | ND / Chinampa #3 | | |
| Emisión: | 2021/08/03 | | |

Datos Generales

| Determinación | Resultado | Unidades | Nivel ideal | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|---------------|-----------|----------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| CEe | 266 | dS/m | 0.8 - 1.2 | | | | | | | |
| RAS | 210 | dS/m | < 5 | | | | | | | |
| pHe | 8.75 | -- | 6.6 - 7.3 | | | | | | | |

Aniones

| Anión | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|---------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| N-NO ₃ | 16.0 | 224 | 3.6 - 4.2 | 50.4 - 58.8 | | | | | | | |
| P-PO ₄ | 0.63 | 19.5 | 0.019 - 0.026 | 0.6 - 0.8 | | | | | | | |
| S-SO ₄ | 718 | 22976 | 1.8 - 3.3 | 57.6 - 105 | | | | | | | |
| Cl | 1238 | 43330 | 2.0 - 3.5 | 71.0 - 124 | | | | | | | |
| HCO ₃ | 216 | 13176 | 2.00 - 4.00 | 122 - 244 | | | | | | | |
| CO ₃ | 0 | 0 | 0.00 - 0.20 | 0.00 - 6.00 | | | | | | | |
| Suma de Aniones: | 2188.63 | | | | | | | | | | |

Cationes

| Cación | Resultados | | Nivel ideal | | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-------------------|------------|-------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | me/L | ppm | | | | | | | |
| Ca | 8.61 | 173 | 2.8 - 4.2 | 56.0 - 84.1 | | | | | | | |
| Mg | 136 | 1652 | 1.4 - 2.1 | 17.0 - 25.5 | | | | | | | |
| K | 0.05 | 1.96 | 1.0 - 1.3 | 39 - 50.8 | | | | | | | |
| Na | 1784 | 41032 | 4.2 - 5.0 | | | | | | | | |
| Suma de Cationes: | 1928.66 | | | | | | | | | | |

Relación Nutricional

| Relaciones | Expresado en: | | Nivel ideal | basado en: | Muy Bajo | Bajo | Mod. Bajo | Medio | Mod. Alto | Alto | Muy Alto |
|-----------------------|---------------|------|-------------|-------------|----------|------|-----------|-------|-----------|------|----------|
| | me/L | ppm | | | | | | | | | |
| N-NO ₃ / K | 320 | 114 | 2.00 - 2.50 | 0.72 - 0.90 | | | | | | | |
| K / Ca | 0.01 | 0.01 | 0.20 - 0.40 | 0.39 - 0.78 | | | | | | | |
| K / Mg | 0.00 | 0.00 | 0.20 - 0.50 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Mg | 0.06 | 0.10 | 1.20 - 2.00 | 0.64 - 1.61 | | | | | | | |
| Ca / Na | 0.00 | 0.00 | 1.50 - 3.00 | 1.31 - 2.61 | | | | | | | |

PND = Pendiente por verificación NA = No analizado ND = Sin datos

Jefe del Laboratorio de Nutrición
Ing. Agustín García Olivarez

Fertilab garantiza únicamente los resultados de la muestra tal cual como fue recibida en el laboratorio, por lo que se deslinda de toda manipulación previa a su recepción. Este documento se encuentra protegido y registrado ante el Instituto Mexicano de Propiedad Industrial; queda prohibida su reproducción total o parcial sin la autorización de FERTILIDAD DE SUELOS S. DE RL.

Capítulo 3

Efecto de comunidades de bacterias heterótrofas en suelos salinos tratados con biocarbón

INTRODUCCIÓN

De acuerdo con la FAO (2015) la distribución global de áreas afectadas por salinidad en México, son dos millones de hectáreas. Los principales estados de la república mexicana que presentan esta problemática son Sonora, Sinaloa, Tamaulipas, San Luis Potosí, Chiapas, Nuevo León, Oaxaca, Veracruz y Zacatecas, los factores a los que se le atribuye la salinidad es el manejo inadecuado del suelo y la calidad de agua de riego (González et al., 2019).

La salinidad es un tipo de degradación química que se caracteriza por la acumulación de sales y reduce la respiración, actividad enzimática, biomasa microbiana del suelo, tasa de crecimiento bacteriano (Zhang et al., 2019), además altera tanto los procesos fisiológicos como los bioquímicos de plantas y microorganismos del suelo (Rodríguez et al., 2019). La salinidad se presenta por las siguientes causas: 1) natural (primaria) o 2) antropogénico (secundaria) (González et al., 2019). En México el primero se asocia a las condiciones climáticas de aridez, lo cual impide que las lluvias lixivian las sales y que los excesos de iones de sodio (Na) queden fuera de la rizosfera (FAO, 2015). Otro factor que influye en el origen primario son los materiales parentales, los cuales se disuelven y se transportan por medio de las corrientes de agua. Las sustancias segregadas se almacenan en las depresiones y al evaporarse el agua se forman costras salinas en el suelo (González et al., 2019). Por otro lado, el origen secundario es causado por las actividades agrícolas, entre las cuales se encuentra el uso de agroquímicos, las malas condiciones de drenaje, el mal uso del agua de riego (Guevara-Luna et al., 2020), es decir cuando no se tiene control alguno sobre el riego o por un descenso del nivel freático. Lo cual conlleva a la intrusión de aguas salinas y la acumulación de sales mediante las depresiones por la acción de las aguas de escorrentía (Mata-Fernández et al., 2014).

La salinidad del suelo genera cambios en las propiedades fisicoquímicas del suelo tales como en la textura, estructura, porosidad, permeabilidad, capacidad de retención de humedad, intercambio catiónico, acumulación de sales (Lamz y González, 2013) y en las propiedades biológicas, sin embargo, en estos ambientes con alta composición iónica los microorganismos se adaptan, favoreciendo diversos procesos claves en el funcionamiento del suelo (Guevara-Luna et al., 2020).

Los microorganismos del suelo tienen un papel fundamental en la estructura y la fertilidad del suelo, debido a que regulan tanto el ciclo del carbono como el de nitrógeno y proporcionan nutrientes (Henreaux, 2012). De acuerdo con el tamaño del cuerpo de los organismos del suelo se clasifican en: microflora o microbiota con longitud <0.1 micras (μm) (ej. cianobacterias, actinomicetos y bacterias) (Ortiz, 2019), microfauna <0.2 mm (ej. protozoarios y nemátodos), mesofauna 0.2-2 mm (ej. ácaros, colémbolos, proturos, dipluros y sinfílos) y macrofauna >2 mm (ej. isópodos, quilópodos, diplópodos, arácnidos, moluscos, formícidos, isópteros, coleópteros y oligoquetos) (Castro et al., 2011).

Las bacterias son los microorganismos más abundantes y pequeños del suelo (0.1 a 1 μm), estos tienen distintos tipos de metabolismos, aerobio (crecen con oxígeno), anaerobio (crecen sin oxígeno) o anaerobio facultativo (crecen con o sin oxígeno). La mayoría de las bacterias del suelo que participan en la relación suelo-planta son heterótrofas, aerobias y mesófilas. Además de acuerdo con el requerimiento de energía las bacterias se dividen en heterótrofas y autótrofas, las primeras obtienen su energía y carbono de sustancias orgánicas complejas por medio de reacciones bioquímicas, principalmente se encuentran las bacterias fijadoras de nitrógeno y bacterias que requieren nitrógeno fijado. Por otro lado, las bacterias autótrofas participan en el mantenimiento del ciclo del carbono del suelo y en el aumento del dióxido de carbono (Haiming et al., 2022). Dentro de este grupo se destaca las formadoras de nitritos (NO_2^-); nitratos (NO_3^-), principalmente *Nitrosomonas* y las oxidantes de azufre, por ejemplo, *Thiobacillus* (Ortiz, 2019). Algunas especies de bacterias que son clave en los ciclos de nitrógeno, fósforo, potasio y carbono se presentan en la tabla 3.1.

Tabla 3.1. Ejemplos de bacterias del suelo y su función

| Phylum | Grupo filogenético | Orden | Familia | Género | Especie | Gram | Función | Referencia |
|-----------------------|--------------------|------------------|-------------------|---------------------|------------------------|------|---|----------------------|
| Proteobacteria | Γ-Proteobacteria | Pseudomonadales | Pseudomonadaceae | <i>Azobacter</i> | <i>A. vinelandii</i> | - | Fija nitrógeno (N) en aerobiosis | Delgado, 2019 |
| Proteobacteria | α-Proteobacteria | Rhodospirillales | Rhodospirillaceae | <i>Rhizobium</i> | <i>A. lipoferum</i> | - | Fijador de nitrógeno | Delgado, 2019 |
| Proteobacteria | α-Proteobacteria | Rhizobiales | Rhizobiaceae | <i>Rhizobium</i> | | - | Fijación de N atmosférico | Salinas, 2020 |
| Proteobacteria | β-Proteobacteria | Nitrosomonadales | Nitrosomonadaceae | <i>Nitrosomonas</i> | <i>N. europaea</i> | - | Oxidan amonio a nitrato | Delgado, 2019 |
| Proteobacteria | α-Proteobacteria | Rhizobiales | Bradyrhizobiaceae | <i>Nitrobacter</i> | <i>N. winogradskyi</i> | - | Oxidan nitrito a nitrato | Delgado, 2019 |
| Firmicutes | Bacilli | Bacillales | Bacillaceae | <i>Bacillus</i> | <i>B. megaterium</i> | + | Solubilizan las formas orgánicas del fósforo | Madigan, 2009 |
| Firmicutes | Bacilli | Bacillales | Bacillaceae | <i>Bacillus</i> | <i>B. mesentericus</i> | + | | |
| Proteobacteria | Γ-Proteobacteria | Pseudomonadales | Pseudomonadaceae | <i>Pseudomonas</i> | <i>P. putida</i> | - | | |
| Proteobacteria | β-Proteobacteria | Nitrosomonadales | Thiobacillaceae | <i>Thiobacillus</i> | <i>T. thioparus</i> | - | Oxidan sulfuro a sulfato | Agha et al., 2018 |
| Proteobacteria | Γ-Proteobacteria | Pseudomonadales | Pseudomonadaceae | <i>Pseudomonas</i> | <i>P. fluorescens</i> | - | Solubilizan potasio | Lalucat et al., 2006 |
| Actinobacteria | Actinobacteria | Actinomycetales | Streptomycetaceae | <i>Streptomyces</i> | <i>S. albus</i> | + | Descomponen la materia orgánica (MO) liberando nutrientes | Salinas, 2020 |
| Proteobacteria | Γ-Proteobacteria | Pseudomonadales | Pseudomonadaceae | <i>Pseudomonas</i> | <i>P. stutzeri</i> | - | Desnitrificación | Lalucat et al., 2006 |

La abundancia de bacterias depende de la cantidad de nutrientes y condiciones ambientales: a) la temperatura regula la velocidad de las reacciones químicas y los cambios biológicos que ocurren en el suelo, el rango óptimo para la mayoría de los microorganismos es alrededor de 35°C; b) la humedad ideal del suelo se encuentra en los rangos de 50% y 70%; c) acidez del suelo, las bacterias se desarrollan mejor a valores de pH de 7 a 7.5; d) el oxígeno es requerido para los procesos de oxidación, el CO₂ es utilizado como fuente de carbono para organismos autótrofos y el N es utilizado para la fijación de este. La aplicación de sales minerales al suelo tiene un balance en la concentración de solución de suelo para la actividad microbiana, aunque un exceso de sales es perjudicial al provocar niveles de estrés en los microorganismos, sin embargo, las bacterias halófilas, son capaces de adaptarse a condiciones de estrés al acumular osmolitos (sales inorgánicas) (Ortiz, 2019).

Además, se ha reportado la influencia negativa de la salinidad del suelo que de forma directa o indirecta, actúan sobre la actividad, diversidad y biomasa microbiana. En concentraciones altas de sales el contenido de materia orgánica (MO) en el suelo es baja (Ortiz, 2019), lo cual es perjudicial debido a que la MO es responsable de forma directa e indirecta de las interacciones y reacciones fisicoquímicas y biológicas del sistema suelo-agua-planta (Nerhot et al., 2018), las bajas aportaciones de carbono en ambientes salinos, favorecen el desarrollo de microorganismos halófilos, estos toleran condiciones de estrés como el pH alcalino, baja disponibilidad de oxígeno, alta presión, temperaturas altas o bajas, presencia de metales pesados y otros compuestos tóxicos (Ortiz, 2019).

Los microorganismos que habitan los suelos salinos adaptan subexpresión o sobreexpresión de genes y metabolitos, para hacen frente al estrés osmótico (Canfora et al., 2014).

En el caso de las bacterias halófilas, los mecanismos que adoptan ante la salinidad son la retención de sal al interior de la célula y la acumulación de compuestos orgánicos (azúcares, polioles y aminoácidos) (Rodríguez et al., 2019). Principalmente los grupos bacterianos que predominan en estos ambientes son

capaces de tolerar concentraciones de sal de 150-200 p/v (peso del soluto/volumen de la solución) (Quadri et al., 2016). Otras especies reportadas en suelos salinos son las pertenecientes al phylum Bacteroidetes, entre ellas se encuentran los géneros *Salisaeta* y *Gillisia*; las Proteobacteria son un filo abundante en suelos salinos; algunas especies pertenecientes a los Firmicutes son capaces de resistir condiciones extremas de sales (Manasa et al., 2020).

Para combatir los problemas de salinidad en el suelo se ha empleado el biocarbón, debido a que ha tenido gran relevancia por los múltiples beneficios en estos suelos como es el almacenamiento de carbono a largo plazo, restauración y mejoramiento de las propiedades de suelos afectados por problemas de salinización (Azadi y Raiesi, 2021), entre las propiedades modificadas se encuentran el pH, permeabilidad, mineralización de fósforo orgánico y la estructura de la comunidad bacteriana (Liu et al., 2017).

Este capítulo tuvo como objetivo analizar bibliográficamente el efecto de comunidades de bacterias heterótrofas en suelos salinos tratados con biocarbón.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizó la búsqueda de información en revistas especializadas publicadas desde el 2015 a 2021 sobre el efecto del biocarbón en comunidades bacterianas en las bases de datos de BIDI UNAM y Google académico, utilizando las palabras claves de biochar, saline soil, bacteria, bacterial communities, bacterial diversity, halophilic bacteria, salinity, alkaline pH, electrical conductivity, cations, biocarbón, suelo salino, bacterias, comunidades bacterianas, diversidad bacteriana, bacterias halófilas, salinidad, pH alcalino, conductividad eléctrica y cationes.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Publicaciones científicas y de revisión del 2015 al 2021

De acuerdo con la búsqueda bibliográfica realizada y tomando en cuenta el criterio de selección de artículos que contuvieran las temáticas de suelo salino, biocarbón y comunidades bacterianas se encontraron un total de 13 artículos, ocho científicos y cinco de revisión, como se muestra en la figura 3.1 las publicaciones científicas sobre el efecto del biocarbón en las comunidades bacterianas de suelo salino no han sido constantes, sin embargo, en el año 2020 se publicaron más artículos científicos. Los artículos de revisión fueron publicados desde el 2017 como mínimo uno por año, excepto en el 2020, los autores de estas publicaciones coinciden con necesidad de analizar las ventajas y desventajas de la aplicación de biocarbón en las modificaciones de las comunidades bacterianas a largo plazo.

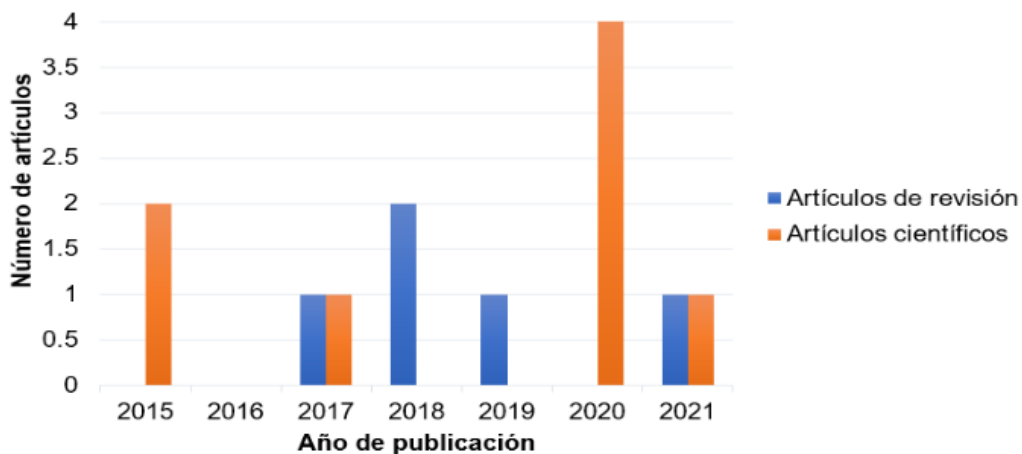


Figura 3.1. Número de artículos, relacionados con el efecto del biocarbón en suelos salinos sobre las comunidades bacterianas

Propiedades fisicoquímicas de biocarbón

En la tabla 3.2 se muestran las propiedades fisicoquímicas de los biocarbones aplicados a los suelos salinos, el rango del pH de estos fue medianamente alcalino (7.4-8.5) y fuertemente alcalino (>8.5), excepto el biocarbón derivado de la mezcla lignocelulósica, la cual tuvo un pH fuertemente ácido (<5), además los datos reportados de conductividad eléctrica (CE) de las biomásas de rastrojo de maíz y residuo de pino se categorizaron como fuertemente salino (>16) mientras que el biocarbón utilizado por Akhtar et al. (2015) se caracterizó como en efectos despreciables de salinidad (<1) esto conforme a la NOM-021-RECNAT-2000. La densidad aparente (DA) del biocarbón de paja de trigo y de algodón fueron muy bajas, estos valores son favorables sobre la capacidad de retención de nutrientes y agua (Escalate et al., 2016), los contenidos de carbono (C) fueron altos en todas las biomásas analizadas, de acuerdo con Aponte y Soledad (2021) los rangos en los que se encuentra el porcentaje de C son entre 49-93%, mientras que el hidrógeno entre 3.65-3.68% y oxígeno entre 8-11%. Estos datos coinciden con lo reportado en los artículos analizados.

Tabla 3.2. Propiedades fisicoquímicas de biocarbones aplicados a suelos salinos CE=conductividad eléctrica, CIC=capacidad de intercambio catiónico

| Artículo | Akhtar et al., 2015 | Lu et al., 2015 | | Lui et al., 2017 | He et al., 2020 | Manasa et al., 2020 | | Shi et al., 2020 | Tang et al., 2020 | Song et al., 2021 |
|--------------------------|-------------------------|-----------------------------|---------------------|----------------------------|--|--------------------------|--------------------------|--------------------------|------------------------------|--|
| Biomasa | - | Paja de trigo | Solución piroleñosa | Cáscara de arroz | Mezcla lignocelulósica mixta de pino, álamo y <i>Caragana intermedia</i> | Rastrojo de maíz | Biolíquido | Paja de algodón | <i>Solidago canadensis</i> L | Residuos de pino a-400 b-600 |
| pH | 7.6 | 10.35 | 9.37 | 7.86 | 4.5 | 7.94 | 8.73 | 8.6 | 10.77 | a- 7.31 b-8.6 |
| CE | 0.71 dS m ⁻¹ | - | - | - | - | 11.82 dS m ⁻¹ | 11.52 dS m ⁻¹ | - | - | a-27.39 dS m ⁻¹ b-46.26 dS m ⁻¹ |
| Fósforo | - | - | - | 0.380 g kg ⁻¹ | 521.3 ppm | - | - | 0.12 % | - | - |
| Sodio | <10 ppm | - | - | - | - | 7.43 ppm | 24.3 ppm | - | - | - |
| Potasio | 3570 ppm | - | - | - | 5% | 307.92 ppm | 8.5 ppm | 1.60 % | - | - |
| Magnesio | 910 ppm | - | - | - | - | 0.7 ppm | 71.25 ppm | - | - | - |
| Carbono | 782 ppm | 467 ppm | 3.87 ppm | 36.06% | 70.10% | 45.70 % | 37.83 % | 68.70 % | 62.65% | a-633 g kg ⁻¹ b-674.5 g kg ⁻¹ |
| Nitrógeno | - | 5.90 ppm | 0.55 ppm | 136.45 mg kg ⁻¹ | 4.2 x103 ppm | - | - | 0.33 % | - | - |
| Sales | - | 41.97 ppm | - | - | - | - | - | - | - | - |
| CIC | - | 21.70 cmol kg ⁻¹ | - | - | 16.6 cmol kg ⁻¹ | - | - | - | - | - |
| Densidad aparente | - | 0.65 g cm ⁻³ | - | - | - | - | - | 0.297 g cm ⁻³ | - | - |

Propiedades fisicoquímicas de suelos salinos tratados con biocarbón

Las propiedades físicas de los suelos salinos que han sido tratados con biocarbon presentaron texturas franco, con densidad aparente que van desde los 0.58 g cm^{-3} hasta 1.33 g cm^{-3} , temperaturas del suelo reportadas sólo por Shi et al. (2020) de 24.7°C a 25°C y capacidad de retención de agua entre 11.71% y 20%. Algunos cambios efectuados al suelo apartir de la aplicación de biocarbon son la disminución de densidad aparente de 0.97 g cm^{-3} a 0.58 g cm^{-3} (Tang et al., 2020), estos cambios en la densidad son favorables para la retención de nutrientes y agua de 11.71% a 17.03% en Tang et al. (2020) y en el Liu et al. (2015) de 20% a 21%. Al transformar las propiedades físicas del suelo la abundancia y actividad microbiana se ven beneficiadas debido a que su hábitat se encuentra en la interfaz agua-aire (Gul et al., 2015). El pH de los suelos tratados con biocarbon se han reportado en rangos neutros: 7.26 en el caso de Song et al. (2021) y 7.2 en Akhtar et al. (2015); medianamente alcalino: 8.25 (Lu et al., 2015), 8.35 (Liu et al., 2017), 8.2 (Shi et al., 2020); y fuertemente alcalino 8.85 (Manasa et al., 2020). No obstante en este último trabajo mencionado fue el que más disminuyó de 8.85 a 7.94 (medianamente alcalino). La conductividad eléctrica en todos los suelos analizados fue muy fuertemente salina, pero despues de la aplicación de biocarbón en Manasa et al. (2020) disminuyó a fuertemente salina. En la tabla 3.3 se muestran los datos de las propiedades químicas de los testigos y los tratamientos aplicados de biocarbon en los suelos salinos. Una catión importante en la reducción de salinidad es el sodio, dicho compuesto decreció en Mansa et al. (2020) y en Tang et al. (2020), este efecto que causa el biocarbón es debido a su alta capacidad de adsorción de compuestos, además esta característica influye en el equilibrio de nutrientes por la reducción de cationes y otro beneficio que causa es la disminución del estrés osmótico, esto al aumentar la retención de humedad y promoviendo un efecto de dilución en la solución del suelo. Este último beneficio ayuda a aumentar el carbono orgánico del suelo, la biomasa microbiana y la actividad relacionada con la fertilidad (Akhtar et al., 2015). El aumentó de contenido de carbono por la aplicación de biocarbón favorece su estabilidad en el suelo y las fracciones lábiles incrementan la biomasa microbiana y la producción simultánea de enzimas (Sheng y Zhu, 2018).

Tabla 3.3. Propiedades químicas de testigos (T) y tratamientos de biocarbón (TA) aplicados en suelos CE: conductividad eléctrica, CIC: capacidad de intercambio catiónico

| Artículo | Análisis | pH | CE | Contenido de sales | CIC | Sodio | Potasio | Amonio | Nitrato | Nitrógeno | Fósforo | Carbono |
|---------------------|-----------------------|------|--------------------------|------------------------|-----------------------------|----------|-----------------------------|--------------------------|--------------------------|----------------------------|---------------------------|--------------------------|
| Manasa et al., 2020 | T | 8.85 | 16.46 dS m ⁻¹ | - | - | 88.8 ppm | 16.7 ppm | - | - | - | - | 1.5% |
| | TA | 7.94 | 11.82 dS m ⁻¹ | - | - | 7.43 ppm | 307.92 ppm | - | - | - | - | 45.70 % |
| Liu et al., 2017 | T | 8.35 | - | - | - | - | 723.33 mg kg ⁻¹ | - | - | 0.13% | 3.77 mg kg ⁻¹ | 1.81% |
| | TA | 8.33 | - | - | - | - | - | - | - | - | 21.58 mg kg ⁻¹ | - |
| Song et al., 2021 | T | 7.26 | 27.67 dS m ⁻¹ | - | - | - | 189.64 mg kg ⁻¹ | - | - | 124.8 mg kg ⁻¹ | 27.65 mg kg ⁻¹ | 17.6 g kg ⁻¹ |
| | TA | 7.44 | 24.35 dS m ⁻¹ | - | - | - | 297.73 mg kg ⁻¹ | - | - | 178.27 mg kg ⁻¹ | 42.94 mg kg ⁻¹ | 22.95 g kg ⁻¹ |
| Tang et al., 2020 | T | - | - | - | 15.44 cmol kg ⁻¹ | 0.95 ppm | 351.02 mg kg ⁻¹ | 1.11 mg kg ⁻¹ | 1.23 mg kg ⁻¹ | - | 10.16 mg kg ⁻¹ | 1.39 % |
| | TA | - | - | - | 22.99 cmol kg ⁻¹ | 0.86 ppm | 3327.20 mg kg ⁻¹ | 1.31 mg kg ⁻¹ | 2.35 mg kg ⁻¹ | - | 86.02 mg kg ⁻¹ | 4.26 % |
| Shi et al., 2020 | Siembra de maíz (T) | 8.2 | - | 2.1 g kg ⁻¹ | - | - | - | 1.8 mg kg ⁻¹ | 4.8 mg kg ⁻¹ | - | - | - |
| | Siembra de maíz (TA) | 8 | - | 2.2 g kg ⁻¹ | - | - | - | 1.7 mg kg ⁻¹ | 14.7 mg kg ⁻¹ | - | - | - |
| | Siembra de trigo (T) | 8 | - | 2.8 g kg ⁻¹ | - | - | - | 3.8 mg kg ⁻¹ | 36.8 mg kg ⁻¹ | - | - | - |
| | Siembra de trigo (TA) | 7.8 | - | 3 g kg ⁻¹ | - | - | - | 4 mg kg ⁻¹ | 43.9 mg kg ⁻¹ | - | - | - |

Comunidades bacterianas en suelos tratados con biocarbón

La diversidad microbiana se ha evaluado de distintas formas en los artículos consultados, Manasa et al. (2020), Shi et al. (2020) y Tang et al. (2020) evaluaron la diversidad a nivel de unidades taxonómicas operativas utilizando QIIME; Liu et al. (2017) y Song et al. (2021) usaron el análisis de redundancia y de gradiente directo; He et al. (2020) utilizaron el índice Chao para evaluar las métricas de riqueza taxonómica y la diversidad de las comunidades bacterianas con los índices Shannon y Simpson Lu et al. (2015) emplearon como índice de diversidad el de Shannon y riqueza. Estos últimos índices son los más utilizados para estimar la diversidad, calcular modelos biológicos y teóricos que permitan explicar la distribución del número de especies en clases de abundancias. El índice de Shannon permite conocer la uniformidad de las especies y el de Simpson mide la probabilidad de que dos individuos seleccionados al azar pertenezcan a la misma especie y mientras mayor sea su valor mayor será la diversidad de la comunidad (De la Cruz et al., 2015).

Algunos phyla reportados en suelos salinos son Actinobacteria, Firmicutes y Proteobacteria (Lu et al., 2015), este último también fue reportado en Akhtar et al. (2015) junto con Acidobacteria, Γ -proteobacteria. En la tabla 3.4 se presentan las comunidades bacterianas de los suelos salinos. Principalmente se destaca el phylum Proteobacteria, el cual estuvo presente en todos los estudios analizados excepto en el de Tang et al. (2020), de este phylum se resalta el decrecimiento de abundancia del género *Nitrosomas* después de la aplicación de biocarbón, el cual participa en los procesos de nitrificación, convirtiendo amonio en nitritos (Li y Zhou, 2020) este cambio de acuerdo con Shi et al. (2020) fue por el pH y el contenido de amonio del suelo. Por otro lado, *Geobacter* aumentó su abundancia, este género se caracteriza por su influencia en la reducción de metales, metilación, producción de electricidad, transferencia de electrones e interacciones interespecíficas (Li y Zhou, 2020), el segundo phylum más abundante fue Bacteroidetes, principalmente los géneros halófilos *Salisaeta* y *Gillisia*, estos después de la aplicación de biocarbón disminuyeron 7% (Manasa et al., 2020), mientras que aumentó *Aliifodinibius*. Aunque el género *Bacillus* se encarga de solubilizar fosfato y se ha

reportado que tienen la capacidad de aliviar el estrés por salinidad o la deficiencia de fósforo (Vanissa et al., 2020) solo fue reportado en el estudio de Lui et al. (2017), teniendo un efecto negativo en su abundancia, esto pudo ser por los contenidos altos de fósforo.

Phyla menos abundantes en los suelos fueron Cyanobacteria, Chloroflexi, Myxococcota y Thaumarchaeota, sin embargo, este último tuvo un incremento de abundancia del 7% en el género *Nitrosovibrio*, este fue favorecido por las condiciones de pH, temperatura y amonio, estas bacterias son caracterizadas por su participación en la oxidación de amonio (Shi et al., 2020).

Tabla 3.4. Comunidades bacterianas en suelos salinos. T= testigo, TA= tratamiento aplicado de biocarbón al suelo, A= aumentó la abundancia, pero no mencionan la cantidad, D= disminuye la abundancia, √ presencia del género o familia, pero no se reporta cantidad

| Phylum | Familia | Género con mayor abundancia | Liu et al. (2017) | | He et al. (2020) | | Manasa et al. (2020) | | Shi et al. (2020) | | Tang et al. (2020) | | Song et al. (2021) | |
|--------------------------------|----------------------|------------------------------|-------------------|------|------------------|-------|----------------------|--------|-------------------|-------|--------------------|-----|--------------------|-----|
| | | | T | TA | T | TA | T | TA | T | TA | T | TA | T | TA |
| Acidobacteriota | - | Sin especificar | | | √ | D | | | | | √ | A | | |
| | Solibacteraceae | <i>Candidatus Solibacter</i> | | | | | | | 0.7 | 1.7 | | | | |
| Actinobacteria | Nocardioidaceae | <i>Marmoricola</i> | | | | | | | | | | | 1.8 | 0.5 |
| | Microbacteriaceae | Sin especificar | | | -1 | 1 | | | | | | | 1.8 | 0.5 |
| | Nocardioidaceae | <i>Nocardioides</i> | | | | | | | | | | | | |
| Actinomycetota | - | Sin especificar | | | | | | | | | √ | A | | |
| | Intrasporangiaceae | <i>Intrasporangium</i> | | | | | | | | | | | 0.5 | 1 |
| Bacteroidetes/ Bacteriodota | Pseudonocardiaceae | <i>Pseudonocardia</i> | -0.5 | 0.5 | | | | | | | | | | |
| | Hymenobacteraceae | <i>Adhaeribacter</i> | | | | | | | | | | | 1.93 | 1 |
| | Balneolaceae | <i>Aliifodinibius</i> | | | | | 38% | 42% | | | | | | |
| | Flavobacteriaceae | <i>Gillisia</i> | | | | | 10% | 3% | | | | | | |
| | Cytophagaceae | <i>Pontibacter</i> | | | | | 2% | 5% | | | | | 0 | 1 |
| Chloroflexi | - | Sin especificar | | | √ | A | 61.84% | 22.47% | | | √ | A | | |
| Cyanobacteria | - | Sin especificar | | | √ | -2.5% | | | | | √ | A | | |
| Euryarchaeota | Halobacteriaceae | <i>Halogranum</i> | | | | | 0% | 10% | | | | | | |
| | - | Sin especificar | | | | | 61.84% | 22.47% | | | | | | |
| Firmicutes | Bacillaceae | <i>Bacillus</i> | 1.5 | -1 | | | | | | | | | | |
| | - | Sin especificar | | | √ | -2% | 61.84% | 22.47% | | | | | | |
| Gemmatimonadetes | Gemmatimonadaceae | <i>Gemmatimonas</i> | | | | | | | | | | | 1.93 | -1 |
| | - | Sin especificar | | | | | | | | | √ | A | | |
| Mycococcota | Gemmatimonadaceae | Sin especificar | | | 2 | 0 | | | | | | | | |
| | Nannocystaceae | <i>Plesiocystis</i> | 1.5 | 0.5 | | | | | | | | | | |
| Planctomycetota | Planctomycetia | <i>Gemmata</i> | 1 | 0.8 | 2 | -1 | | | | | | | | |
| | Planctomycetaceae | <i>Pirellula</i> | 1.5 | -1.5 | | | | | | | | | | |
| | - | Sin especificar | | | 2 | -1 | | | | | | | | |
| Proteobacteria | Zoogloeaceae | <i>Azoarcus</i> | | | -1 | 1.5 | | | | | | | | |
| | Pseudomonadaceae | <i>Azotobacter</i> | | | -3 | 0 | | | | | | | | |
| | Geobacteraceae | <i>Geobacter</i> | -0.5 | 1.5 | -1 | 2 | | | | | | | | |
| | Nitrosomonadaceae | Sin especificar | | | 1 | 0 | 61.84% | 22.47% | | | | | | |
| | Oxalobacteraceae | <i>Noviherbaspirillum</i> | | | | | | | | | | | 1.8 | 1 |
| | Nitrosomonadaceae | <i>Nitrosomonas</i> | | | | | | | 15.1% | 6.8% | | | | |
| | Nitrospirillaceae | <i>Rhodoplanes</i> | -0.5 | 1.5 | | | | | | | | | | |
| | Rhodospirillaceae | <i>Skermanella</i> | | | | | | | | | | | 1.8 | 1 |
| | Sinobacteraceae | <i>Steroidobacter</i> | 0 | 1.5 | | | | | | | | | | |
| Hyphomicrobiaceae | <i>Pedomicrobium</i> | | | 0 | 1.5 | | | | | | | | | |
| Thaumarchaeota | - | Sin especificar | | | | | √ | √ | | | √ | 18% | | |
| Thaumarchaeota | Nitrosomonadales | <i>Nitrosovibrio</i> | | | | | | | 9.8% | 16.8% | | | | |

CONCLUSIONES

Las enmiendas de biocarbón procedente de diferentes biomásas se caracterizaron por ser alcalinas y tener alto contenido de carbono, estos factores pueden ser claves para la abundancia de comunidades bacterianas, debido a que la fuente principal de energía de las bacterias heterótrofas son el carbono.

La aplicación de biocarbón a suelos salinos ha demostrado ventajas de la mejora de propiedades del suelo y al ser modificadas incrementan las comunidades bacterianas aumenta la abundancia de comunidades microbianas que favorecen la fertilidad del suelo.

En la estructura y composición de bacterias el phylum predominante en los suelos salinos fue Protoebacteria, debido a que son las predominantes en los ciclos de nitrógeno.

Principalmente disminuyó la abundancia de bacterias nitrificantes como las pertenecientes al género *Nitrosomas* y aumentó *Geobacter*, encargada de reducción de metales.

REFERENCIAS

Agha AB, Kahrizi D, Ahmadvand A, Bashiri H, Fakhri R. 2018. Identification of Thiobacillus bacteria in agricultural soil in Iran using the 16S rRNA gene. *Molecular Biology Reports*. 45(6): 1723-1731.

Akhtar SS, Andersen MN, Naveed M, Zahir ZA, Liu F. 2015. Interactive effect of biochar and plant growth-promoting bacterial endophytes on ameliorating salinity stress in maize. *Functional Plant Biology*. 42(8): 770-781.

Aponte G, Soledad RB. 2021. Tendencias en el uso del biocarbón como acondicionador de suelos. *Revista de Química*. 35(2): 44-51.

Azadi N, Raiesi F. 2021. Salinity-induced changes in cadmium availability affect soil microbial and biochemical functions: Mitigating role of biochar. *Chemosphere*. 274(129924): 1-10.

Castro HRA, Sandler RV, Falco LB, Coviella CE. 2011. Velocidad de descomposición de material vegetal en suelos argiudoles con distinta intensidad de uso agrícola. II Congreso Nacional de Ecología y Biología de Suelos. Mar del Plata, Argentina. 18-20 de abril de 2011.

Canfora L, Bacci G, Pinzari F, Lo Papa G, Dazzi C. ¿Benedetti A. extent does the concentration of salt affect the bacterial community in a saline soil? *PLoS One*. 9(9): 1-16.

De la Cruz LMC, Zamudio MM, Corona CAI, González CJU, Rojas HRA. 2015. Importancia y estudios de las comunidades microbianas en los recursos y productos pesqueros. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*. 2(4): 99-115.

Delgado MH. 2019. Los microorganismos del suelo en la nutrición vegetal. en: https://www.oriusbiootech.com/escrito?nom=Los_microorganismos_del_suelo_en_la_nutrici%C3%B3n_vegetal. Consultado: 22 /Octubre/ 2021.

Escalante RA, Pérez LG, Hidalgo MC, López CJ, Campo AJ, Valtierra PE, Etchevers BJD. 2016. Biocarbón (biochar) I: Naturaleza, historia, fabricación y uso en el suelo. *Terra Latinoamericana*. 34(3): 367-382.

FAO. 2015. World Reference Base for Soil Resources 2014, update 2015 International soil classification system for naming soils and creating legends for soil maps. *World Soil Resources Reports No. 106*. Roma. Disponible en: <https://www.fao.org/3/i3794en/I3794en.pdf> Consultado: 20/enero/2022.

González NT, Méndez JP, García FP, Sandoval OAA, Santillán YM. 2019. Tecnologías de remediación para suelos salinos: Un caso de estudio: México. *Avances en Ciencias e Ingeniería*. 10(1): 13-26.

Gul S, Whalen JK, Thomas BW, Sachdeva V, Deng H. 2015. Physico-chemical properties and microbial responses in biochar-amended soils: mechanisms and future directions. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 206: 46-59.

Guevara-Luna J, Arroyo-Herrera I, Bahena-Osorio Y, Román-Ponce B, Vásquez-Murrieta MS. 2020. Suelos salinos: fuente de microorganismos halófilos asociados a plantas y resistentes a metales. *Alianzas y Tendencias-BUAP*. 5(17): 29-49.

Haiming T, Chao L, Lihong S, Kaikai C, Li W, Weiyan L, Xiaoping X. 2022. Effects of different short-term tillage managements on rhizosphere soil autotrophic CO₂-fixing bacteria in a double-cropping rice paddy field. *Environmental Microbiology Reports*. 14(2): 245–253.

He K, He G, Wang C, Zhang H, Xu Y, Wang S, Hu R. 2020. Biochar amendment ameliorates soil properties and promotes *Miscanthus* growth in a coastal saline-alkali soil. *Applied Soil Ecology*. 155(103674): 1-10.

Henreaux. 2012. Efecto del biocarbón combinado con fertilizantes orgánicos y microorganismos benéficos sobre el desarrollo, productividad y resistencia de las plantas, Turrialba, Costa Rica. Centro Agronómico Tropical De Investigación y Enseñanza Escuela De Posgrado. Tesis de maestría. Turrialba, Costa Rica. 113 pp.

Lalucat J, Bennasar A, Bosch R, Garcia EV and Palleroni NJ. 2006. Biology of *Pseudomonas stutzeri*. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*. 70(2): 510-547.

Lamz PA, González CMC. 2013. La salinidad como problema en la agricultura: la mejora vegetal una solución inmediata. *Cultivos Tropicales*. 34(4): 31-42.

Li T, Zhou Q. 2020. The key role of *Geobacter* in regulating emissions and biogeochemical cycling of soil-derived greenhouse gases. *Environmental Pollution*. 266(3): 1-13.

Liu S, Meng J, Jiang L, Yang X, Lan Y, Cheng X, Chen W. 2017. Rice husk biochar impacts soil phosphorous availability, phosphatase activities and bacterial community characteristics in three different soil types. *Applied Soil Ecology*. 116:12-22.

Lu H, Lashari MS, Liu X, Ji H, Li L, Zheng J, Pan G. 2015. Changes in soil microbial community structure and enzyme activity with amendment of biochar-manure compost and pyroligneous solution in a saline soil from Central China. *European Journal of Soil Biology*. 70: 67-76.

Madigan HT, Martinko JM, Dunlap PV y Clark DP. 2009. Brock. *Biología de los microorganismos*. España: Pearson educación. 14ed. 1132 p.

Manasa MRK, Katukuri NR, Nair SSD, Haojie Y, Yang Z, Guo R. 2020. Role of biochar and organic substrates in enhancing the functional characteristics and microbial community in a saline soil. *Journal of Environmental Management*. 269 (110737): 1-8.

Mata-Fernández I, Rodríguez-Gamiño ML, López-Blanco J, Vela-Correa G. 2014. Dinámica de la salinidad en los suelos. *Revista Digital del Departamento El Hombre y su Ambiente*. 1(5): 26-35.

NOM-021-Semarnat-2000. Norma Oficial Mexicana. Que establece las especificaciones de fertilidad y salinidad de suelos y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Disponible en: <http://www.ordenjuridico.gob.mx/Documentos/Federal/wo69255.pdf>. Consultado: 20 /enero/ 2022.

Nerhot PR, Monzón DR, Alvarez JR, Rojas AE. 2018. Niveles de materia organica en distintos tipos de manejos. *Brazilian Journal of Development*. 4(7): 3789-3800.

Ortiz CS, 2019. *Arquitectura y propiedades físicas del suelo*. Ciudad de México: México. Trillas. 249 p.

Liu S, Meng J, Jiang L, Yang X, Lan Y, Cheng X, Chen W. 2017. Rice husk biochar impacts soil phosphorous availability, phosphatase activities and bacterial community characteristics in three different soil types. *Applied Soil Ecology*. 116:12-22.

Quadri I, Hassani II, l'Haridon S, Chalopin M, Hacène H, Jebbar M. 2016. Characterization and antimicrobial potential of extremely halophilic archaea isolated from hypersaline environments of the Algerian Sahara. *Microbiological Research*. 186: 119-131.

Rodríguez AMA, Higuera MNC, Sanjuanelo CDW. 2019. Bacterias halófilas con potencial para la recuperación de suelos salinizados en Sáchica-Boyacá, Colombia. *Revista de Biología Tropical*. 67(3): 621-632.

Salinas JN. 2020. Obtención de microorganismos con potencial biotecnológico a partir de muestras ambientales y validación de su eficacia. Tesis de maestría. Universidad de Almería. España: Almería. 48p.

Sheng Y, Zhu L. 2018. Biochar alters microbial community and carbon sequestration potential across different soil pH. *Science of the Total Environment*. 622: 1391-1399.

Shi Y, Liu X, Zhang Q, Gao P, Ren J. 2020. Biochar and organic fertilizer changed the ammonia-oxidizing bacteria and archaea community structure of saline-alkali soil in the North China Plain. *Journal of Soils and Sediments*. 20(1): 12-23.

Song L, Niu X, Zhang N, Li T. 2021. Effect of biochar-immobilized *Sphingomonas* sp. PJ2 on bioremediation of PAHs and bacterial community composition in saline soil. *Chemosphere* 279: 1-8.

Tang J, Zhang, S, Zhang X, Chen, J, He X, Zhang Q. 2020. Effects of pyrolysis temperature on soil-plant-microbe responses to *Solidago canadensis* L.-derived

biochar in coastal saline-alkali soil. *Science of the Total Environment*. 731(138938): 1-13.

Vanissa TTG, Berger B, Patz S, Becker M, Turečková V, Novák O, Ruppel S. 2020. The response of maize to inoculation with *Arthrobacter* sp. and *Bacillus* sp. in phosphorus-deficient, salinity-affected soil. *Microorganisms* 8(7): 1-18.

Zhang WW, Chong WAN, Rui XUE, Wang LJ. 2019. Effects of salinity on the soil microbial community and soil fertility. *Journal of Integrative Agriculture*. 18(6): 1360-1368.