



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
INSTITUTO DE GEOLOGÍA

**REHABILITACIÓN DE SUELOS SALINO-SÓDICOS PARA EL ESTABLECIMIENTO DE
UNA COBERTURA VEGETAL EN EL EX LAGO DE TEXCOCO**

TESIS

**QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
DOCTORA EN CIENCIAS**

PRESENTA:

ELIZABETH CHÁVEZ GARCÍA

TUTORA PRINCIPAL DE TESIS:

DRA. CHRISTINA D. SIEBE GRABACH
INSTITUTO DE GEOLOGÍA, UNAM

COMITÉ TUTOR:

DRA. SILKE CRAM HEYDRICH
INSTITUTO DE GEOGRAFÍA, UNAM

DR. HOMERO JULIO EUDES CAMPO ALVES
INSTITUTO DE ECOLOGÍA, UNAM

CD. DE MÉXICO, MÉXICO

AGOSTO, 2019.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

OFICIO CPCB/778/2019

Asunto: Oficio de Jurado para Examen de Grado.

M. en C. Ivonne Ramírez Wence
Directora General de Administración Escolar, UNAM
Presente

Me permito informar a usted, que el Subcomité Biología Experimental y Biomedicina del Posgrado en Ciencias Biológicas, en su sesión ordinaria del día 18 de febrero de 2019, aprobó el jurado para la presentación de su examen para obtener el grado de **DOCTORA EN CIENCIAS** de la alumna CHÁVEZ GARCÍA ELIZABETH con número de cuenta **301088985** con la tesis titulada "**REHABILITACIÓN DE SUELOS SALINO-SÓDICOS PARA EL ESTABLECIMIENTO DE UNA COBERTURA VEGETAL EN EL EX LAGO DE TEXCOCO**", realizada bajo la dirección de la **DRA. CHRISTINA DÉSIREE SIEBE GRABACH**:

Presidente: DR. FRANCISCO ELIZANDRO MOLINA FREANER
Vocal: DRA. BLANCA LUCÍA PRADO PANO
Secretario: DRA. SILKE CRAM HEYDRICH
Suplente: DRA. HELENA CÓTLER ÁVALOS
Suplente: DRA. MARÍA GUADALUPE BARAJAS GUZMÁN

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

A T E N T A M E N T E
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
Cd. Universitaria, Cd. Mx., a 10 de junio de 2019.



DR. ADOLFO GERARDO NAVARRO SIGÜENZA
COORDINADOR DEL PROGRAMA



AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Agradezco al Posgrado en Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Autónoma de México por la formación recibida durante mis estudios de doctorado.

Al Programa de Apoyo a los Estudios de Posgrado (PAEP) por los apoyos económicos brindados para la asistencia a congresos internacionales.

Al CONACYT por la beca de manutención para cursar mis estudios.

Al programa PAPIME-UNAM (PE 102217) por el financiamiento otorgado para la realización de este proyecto de investigación.

Al Instituto de Geología, UNAM, donde realicé mi investigación.

A la Dra. Christina Siebe Grabach.

Gracias por los años de enseñanzas, su entusiasmo como investigadora, la confianza que depositó en mí y el apoyo que me brindó para finalizar esta tesis.

A los miembros del Comité Tutor por su tiempo y sus valiosas sugerencias que contribuyeron al desarrollo y mejoría de mi proyecto de investigación:

Dra. Silke Cram Heydrich y Dr. Homero Julio Eudes Campo Alves.

AGRADECIMIENTOS A TÍTULO PERSONAL

A los integrantes del Jurado por ayudar a mejorar este trabajo con sus observaciones:
Dr. Francisco Elizandro Molina Freaner, Dra. Silke Cram Heydrich, Dra. Blanca Lucia Prado Pano,
Dra. María Guadalupe Barajas Guzmán y Dra. Helena Cótler Ávalos.

A todos los que contribuyeron al desarrollo de mi investigación, tanto en campo como en las instalaciones del Instituto de Geología-UNAM, en especial al Laboratorio Nacional de Geoquímica y Mineralogía (LANGEM): Armando, Kathia, Mario, Lucy, Kumi, Lucero, René, Arturo Atilano, Arturo Sánchez, Olivia, Luisa, Ana, Jorge, Nora, Rafa, Iris, Rocío, Eliudimir, Josué, Ulises, Diana, Sonia, Jair, Maricarmen, Sara, Noemí y Manuel.

Al personal de la Dirección de Infraestructura Hidroagrícola (CONAGUA) por todas las facilidades y apoyo para trabajar en el ex lago de Texcoco: Raúl Solís Castro, Luz Elena Hernández, Edgardo Morales y Mónica García.

A Javier Aguillón y a su equipo de trabajo del Instituto de Ingeniería-UNAM (Alicia, Arturo y Argemiro) por su ayuda en la preparación del pirocarbón y por su amistad.

Al coordinador de Áreas Verdes y Forestación de la Dirección General de Obras y Conservación (DGOC-UNAM), Alfredo Martínez Sigüenza, y al encargado de la planta de composta, Javier Flavio Montoya por la donación de composta de la Planta de Ciudad Universitaria.

A Enrique Granell, Gerente de Producción de Concretos Reciclados por la donación del cascajo triturado y a Ricardo Estrada, Subdirector de Reciclaje en la Planta Bordo Poniente, por la donación de composta de la Planta Bordo Poniente.

A Wolf-Anno Bischoff y a la compañía SmartCarbon por la donación del hidrocarbón.

A Nils Borchard por su interés en mi proyecto y las sugerencias al mismo.

A Jorge Rojas de la Facultad de Ciencias-UNAM por la identificación taxonómica de una de las especies vegetales encontradas en campo.

A María Rodríguez por su infinita paciencia y ayuda para todos los alumnos del Posgrado en Ciencias Biológicas.

A Armando Navarrete por los años de amistad y enseñanzas.

A mi hermano y a Martha Sedano por su apoyo y por seguir de pie a pesar de las pérdidas.

A Lilia Fonseca por sus palabras y su amistad.

Al resto de familiares y amigos que también han estado a mi lado y han seguido de cerca este proyecto personal: Kathia, Lalo, Jair, Chuchín, David, Berny, Juan, Mario, Ingrid, Yas, Yisus, Sandra, Gustavo, Mónica Karina, Rose, Ana Mendoza, Lupita, Alfredo, Adrián, Rafa, Erica, Ana Hernández, Almita, Ulises, Mónica Martínez, Antonio Gama, Blanca González, Rey, Silvia, Laura, Julia, Sonia, Ricardo, Rebeca, Graciela y Gaby.

A Juan Carlos Peña por compartir conmigo el tiempo y el cariño.

A mi mamá...

quien hacía de la Tierra un Paraíso.

A mi mamá...

quien hacía de la Tierra un Paraíso.

ÍNDICE

LISTA DE FIGURAS	ii
LISTA DE CUADROS.....	iii
LISTA DE ABREVIATURAS	iv
RESUMEN	1
ABSTRACT	3
INTRODUCCIÓN	4
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	10
HIPÓTESIS.....	11
OBJETIVOS	12
ÁREA DE ESTUDIO	13
MÉTODO	15
<i>Adición de biocarbón y composta.....</i>	<i>15</i>
<i>Instalación de una barrera física</i>	<i>16</i>
<i>Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre Distichlis spicata</i>	<i>17</i>
<i>Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI.....</i>	<i>18</i>
<i>Análisis de datos</i>	<i>19</i>
RESULTADOS.....	20
<i>Efecto de la adición de materia orgánica sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos</i>	<i>20</i>
<i>Efecto de la barrera sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos.....</i>	<i>20</i>
<i>Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre Distichlis spicata.....</i>	<i>21</i>
<i>Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI.....</i>	<i>23</i>
DISCUSIÓN	27
<i>Efecto de la adición de materia orgánica sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos</i>	<i>27</i>
<i>Efecto de la barrera sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos.....</i>	<i>27</i>
<i>Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre Distichlis spicata.....</i>	<i>28</i>
<i>Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI.....</i>	<i>29</i>
CONCLUSIONES	31
LITERATURA CITADA.....	32
APÉNDICES	39
<i>Artículo de requisito</i>	<i>40</i>
<i>Caracterización del pirocarbón.....</i>	<i>53</i>
<i>Caracterización del hidrocarbón y la composta.....</i>	<i>69</i>
<i>Descripción del perfil de suelo.....</i>	<i>72</i>
<i>Base de datos.....</i>	<i>76</i>
<i>Análisis estadísticos</i>	<i>89</i>

LISTA DE FIGURAS

<i>Figura 1. Clasificación de los suelos en relación con su pH, Conductividad Eléctrica en el extracto de saturación (CE_e), Relación de Adsorción de Sodio (RAS) y Porcentaje de Sodio Intercambiable (PSI). Se muestran los diferentes rangos de tolerancia a sales solubles (izquierda) y el límite de supervivencia (línea roja) de la mayoría de las especies vegetales. Modificado de: Brady & Weil, 2002.</i>	<i>5</i>
<i>Figura 2. Suelos afectados por sales, agrupados por tipo y severidad de la afectación. Modificado de: Wicke et al. (2011). 6</i>	<i>6</i>
<i>Figura 3. Localización del ex lago de Texcoco, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, México.</i>	<i>13</i>
<i>Figura 4. Diagrama ombrotérmico de la estación Lago Nabor Carrillo localizada en el Mpio. de Atenco, Edo. de México. Con línea intermitente se presenta la temperatura (T) y con línea continua la precipitación (P). También se representa la temporada seca (T > P; sombreado oscuro) y húmeda (P > T; sombreado claro). Datos correspondientes al periodo: 1951-2010. Coordenadas: 19.4722, -98.9917. Altitud: 2,234 m (SMN, 2014).</i>	<i>14</i>
<i>Figura 5. Diseño de dos parcelas experimentales: sin barrera (a) y con barrera (b). Se representa el arreglo del sistema de riego por goteo, los cepellones de pasto, la barrera para evitar el ascenso capilar del agua salina, el abono y la instalación de instrumentos para el monitoreo.</i>	<i>16</i>
<i>Figura 6. Arreglo de la zona con o sin barrera (a) y de las parcelas experimentales (b).</i>	<i>17</i>
<i>Figura 7. Concentraciones de iones solubles de los tratamientos de este estudio. Muestras de abril, agosto y diciembre de 2016 y abril de 2017. En rojo los tratamientos sin barrera, en azul los tratamientos con barrera (B): control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C). Media (n=4).</i>	<i>21</i>
<i>Figura 8. Supervivencia (a) y cobertura vegetal (b) de D. spicata en la zona sin barrera y con ésta durante el monitoreo. En rojo los tratamientos sin barrera, en azul los tratamientos con barrera (B): control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P, 4P), hidrocarbón (2H, 4H) o composta (2C, 4C). Media (n=4).</i>	<i>22</i>
<i>Figura 9. Plantas nuevas en el sitio de estudio: a) número de plantas en zona con o sin barrera; b) porcentaje de especies exóticas (Kochia scoparia y Sonchus oleraceus) y nativas (Suaeda torreyana) a lo largo del monitoreo.</i>	<i>23</i>
<i>Figura 10. Concentración de C y N en los tratamientos de este estudio: a-c) C total, orgánico, inorgánico, d) N total y e) relación Corg/N. Muestras de abril de 2016 (barras blancas), de 2017 (barras grises) y de 2018 (barras negras). f) ΔC orgánico en: 2016-2017 (barras blancas), 2017-2018 (barras grises), y 2016-2018 (barras negras). Tratamientos: control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C), con barrera (B). Media (n=8) ± error estándar.</i>	<i>24</i>
<i>Figura 11. Proporción de C orgánico (barras grises) e inorgánico (barras blancas) de los tratamientos de este estudio para abril de 2016 (a), de 2017 (b) y de 2018 (c). Tratamientos: control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C), con barrera (B). Media (n=8).</i>	<i>25</i>
<i>Figura 12. Germinación de Lactuca sativa.</i>	<i>71</i>
<i>Figura 13. Peso fresco y seco de los germinados de Lactuca sativa. Media (n=3) ± error estándar.</i>	<i>71</i>
<i>Figura 14. Perfil de suelo en la zona de estudio.</i>	<i>72</i>
<i>Figura 15. Barrera hecha de cascajo triturado (a) y corte vertical donde se observa la barrera debajo de 20 cm de suelo (b).</i>	<i>77</i>

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Antecedentes de barreras para impedir ascenso capilar del agua salina. Se muestra el diseño de la barrera, el tipo de experimento y los resultados principales con respecto al ascenso capilar.....	9
Cuadro 2. Propiedades evaluadas durante el monitoreo de las parcelas experimentales, tanto del suelo como del pasto <i>Distichlis spicata</i> (*). Se observa la frecuencia del monitoreo, así como la profundidad del suelo en la cual se midió o tomaron muestras para cada variable.....	15
Cuadro 3. Flujo de NH_3 ($\text{mg N-NH}_3/\text{m}^2 \text{ h}$) y de CO_2 ($\text{mg C-CO}_2/\text{m}^2 \text{ h}$) de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.	26
Cuadro 4. Caracterización básica de la composta de Bordo Poniente. MS= Materia seca. MF= Materia fresca. Datos tomados de Michler (2013). Análisis realizados por Elizabeth Chávez* en la composta usada en esta tesis. Media (n=3) \pm desviación estándar.....	69
Cuadro 5. Caracterización básica del hidrocarbón y de la mezcla hidrocarbón-sustrato tipo peat moss (50:50) hecha por la compañía SmartCarbon. Análisis realizados por Elizabeth Chávez *. Media (n=3) \pm desviación estándar.	70
Cuadro 6. pH (1:2.5, H_2O) de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	76
Cuadro 7. Conductividad eléctrica (1:2.5, H_2O) de los tratamientos de este estudio (dS m^{-1}). Media (4) \pm error estándar...	76
Cuadro 8. Iones solubles en una solución 1:2.5 de cascajo-agua destilada, pH y $\text{CE}_{(1:2.5)}$	77
Cuadro 9. Na^+ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	78
Cuadro 10. K^+ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	78
Cuadro 11. Ca^{2+} (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	78
Cuadro 12. Mg^{2+} (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	79
Cuadro 13. Cl^- (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	79
Cuadro 14. SO_4^{2-} (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	79
Cuadro 15. PO_4^{3-} (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar. ND= por debajo del límite de detección.....	80
Cuadro 16. NO_3^- (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar. ND= por debajo del límite de detección.....	80
Cuadro 17. Carbonatos solubles de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	80
Cuadro 18. Bicarbonatos solubles de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	81
Cuadro 19. RAS de los tratamientos de este estudio. Media (4) \pm error estándar.....	81
Cuadro 20. Suma de cationes y aniones y balance iónico de abril de 2016. Media (4) \pm error estándar.....	81
Cuadro 21. Suma de cationes y aniones y balance iónico de agosto de 2016. Media (4) \pm error estándar.....	82
Cuadro 22. Suma de cationes y aniones y balance iónico de diciembre de 2016. Media (4) \pm error estándar.....	82
Cuadro 23. Suma de cationes y aniones y balance iónico de abril de 2017. Media (4) \pm error estándar.....	82
Cuadro 24. Humedad superficial en las parcelas experimentales. Media (4) \pm error estándar.....	83
Cuadro 25. Supervivencia de <i>D. spicata</i> en las parcelas experimentales. Los valores representan el porcentaje de cepellones vivos por tratamiento. Media (4).....	84
Cuadro 26. Cobertura vegetal de <i>D. spicata</i> en las parcelas experimentales. Los valores representan el porcentaje de vegetación ocupado en un m^2 . Media (4) \pm error estándar.....	85
Cuadro 27. Número de plantas nuevas por especie en el sitio de estudio.....	86
Cuadro 28. Densidad de plantas nuevas ($\text{número}/\text{m}^2$). Media [4] \pm error estándar.....	87
Cuadro 29. C y N de los tratamientos de este estudio al inicio del experimento (abril/2016). C orgánico (CO) e inorgánico (CI). Media (8) \pm error estándar.....	88
Cuadro 30. C y N de los tratamientos de este estudio en abril/2017. C orgánico (CO) e inorgánico (CI).....	88
Cuadro 31. C y N de los tratamientos de este estudio en abril/2018. C orgánico (CO) e inorgánico (CI).....	88
Cuadro 32. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para el pH.....	89
Cuadro 33. P-valor de la prueba t de Student entre meses (seco y húmedo) para el pH.....	89
Cuadro 34. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la conductividad eléctrica.....	89

Cuadro 35. P-valor de la prueba t de Student entre meses (seco y húmedo) para la conductividad eléctrica.	89
Cuadro 36. P-valor de la prueba Kruskal-Wallis entre tratamientos y de la prueba Mann-Whitney-Wilcoxon entre abril/2016 y abril/2017 para iones solubles.	89
Cuadro 37. P-valor de la prueba Mann-Whitney-Wilcoxon entre zona con o sin barrera para iones solubles y relación de adsorción de sodio.	89
Cuadro 38. P-valor de los análisis entre tratamientos y entre años para la relación de adsorción de sodio.	90
Cuadro 39. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la humedad superficial.	90
Cuadro 40. P-valor de la prueba t de Student entre meses secos con o sin riego, para la humedad superficial.	90
Cuadro 41. P-valor de los análisis entre tratamientos y entre zonas para la tensión de agua en el suelo.	90
Cuadro 42. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la supervivencia de <i>Distichlis spicata</i>	90
Cuadro 43. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos para la supervivencia de <i>Distichlis spicata</i> . ..	90
Cuadro 44. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para cobertura de <i>D. spicata</i>	91
Cuadro 45. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos por zona para cobertura de <i>D. spicata</i>	91
Cuadro 46. P-valor del ANOVA de 2 (abono y dosis) y 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para densidad (número de plantas nuevas por m ²).	92
Cuadro 47. P-valor de las pruebas Kruskal-Wallis y Mann-Whitney-Wilcoxon para C y N.	92
Cuadro 48. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la emisión de CO ₂	92
Cuadro 49. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos para la emisión de CO ₂	92
Cuadro 50. P-valor de la prueba t de Student entre años para la emisión de CO ₂	93
Cuadro 51. P-valor de los análisis para la emisión de NH ₃ al inicio del experimento.	93
Cuadro 52. Coeficiente de correlación de Spearman entre el CO ₂ y la humedad del suelo. *Relación significativa (p < 0.001).	93
Cuadro 53. Coeficiente de correlación de Spearman entre el CO ₂ o NH ₃ y el contenido de C y N del suelo. *Relación significativa (p = 0.002).	93

LISTA DE ABREVIATURAS

ANOVA - Análisis de varianza
C – Carbono
ca. – alrededor; cerca de
CE - conductividad eléctrica
CE_(1:2.5) - conductividad eléctrica en una solución suelo-agua 1:2.5
CE_e - conductividad eléctrica en el extracto de saturación
CI - C inorgánico
CO - C orgánico
e.g. - por ejemplo
GEI - Gases de efecto invernadero
i.e. - esto es; es decir
N - Nitrógeno
PCDD/PCDF - dibenzo-p-dioxinas y dibenzofuranos policlorados
PSI - porcentaje de sodio intercambiable
RAS - relación de adsorción de sodio

RESUMEN

El suelo es uno de los recursos naturales más importantes ya que de sus funciones depende el ciclaje de nutrientes, el mantenimiento de la producción agrícola o el almacenamiento y purificación del agua. La degradación de las funciones del suelo incide negativamente en la sostenibilidad de las ciudades y sus zonas aledañas al agravar problemas como el abastecimiento del agua o la contaminación del aire. Uno de los principales problemas que llevan a la degradación del suelo es la acumulación de sales que limitan el establecimiento y crecimiento de la vegetación.

Entre los métodos para mejorar suelos degradados por sales, la adición de materia orgánica en forma de biocarbón o composta ha sido una alternativa prometedora ya que estas enmiendas pueden incrementar la porosidad y la retención del agua, aportar nutrientes, amortiguar el pH y favorecer el aumento de la actividad biológica. Todo lo anterior apoya al establecimiento de la vegetación. Sin embargo, los efectos de estas enmiendas en las propiedades físicas y químicas de suelos altamente salino-sódicos, el establecimiento de vegetación, así como su estabilidad o grado de descomposición no se conocen a detalle o se reportan resultados controversiales. Por otra parte, en áreas donde la principal fuente de salinidad proviene del agua subterránea, la rehabilitación implica no sólo la adición de materia orgánica, sino que también es necesario detener el ascenso capilar de las sales presentes en el agua freática. Un método que podría disminuir el ascenso del agua salina y por tanto el ensalitramiento de la zona radical es la instalación de barreras hechas con materiales de tamaño de partícula más gruesa. Sin embargo, esta técnica ha sido poco explorada, en especial utilizando residuos urbanos como el cascajo triturado, por lo que se desconoce su efecto en la recuperación de suelos salino-sódicos y el establecimiento de vegetación.

El objetivo de esta tesis fue utilizar residuos orgánicos e inorgánicos urbanos para mejorar las propiedades fisicoquímicas de un suelo altamente salino-sódico y permitir el establecimiento de una cobertura vegetal. Para esto, en el ex lago de Texcoco se realizó un experimento de dos factores (barrera física hecha de cascajo triturado y enmienda orgánica), con dos niveles para la barrera (presencia y ausencia), y tres niveles para la enmienda (pirocarbón, hidrocarbón y composta), la cual fue aplicada en tres dosis (0, 20 y 40 t ha⁻¹, respectivamente). Durante 24 meses se evaluó *in situ*: i) los cambios en las propiedades del suelo, ii) el establecimiento y desarrollo de *Distichlis spicata*, y iii) la emisión de gases de efecto invernadero.

Los resultados mostraron que, contrario a lo esperado, los abonos no redujeron la salinidad, pero sí disminuyeron el contenido de humedad superficial del suelo por fomentar la evapotranspiración y la hidrofobicidad. Los abonos mejoraron la supervivencia y cobertura de *Distichlis spicata* y aumentaron el contenido de C y N sin afectar la emisión de CO₂. Sin embargo, se registraron emisiones de NH₃ en los tratamientos con composta debido su mayor degradabilidad. La barrera permitió el crecimiento de las *D. spicata*, disminuyó la conductividad eléctrica, la relación de adsorción de sodio y los flujos de CO₂ y NH₃. Sin embargo, el pH del suelo incrementó al inicio del experimento y la humedad superficial disminuyó en la temporada seca pero aumentó en la temporada de lluvias por efecto de la barrera. Finalmente, se registró la llegada de especies vegetales (*Suaeda torreyana*, *Kochia scoparia* y *Sonchus oleraceus*) con menor tolerancia a la salinidad que *D. spicata*. Dichas plantas se establecieron preferentemente en el área con barrera y en los tratamientos con abono.

Concluyo que dosis mayores a 40 t ha⁻¹ o el uso de abonos con pH ácido podrían disminuir la salinidad de los suelos. Abonos como el pirocarbón y el hidrocarbón pueden mejorar el establecimiento y crecimiento de vegetación halófila y el contenido de C en el suelo sin afectar la emisión de CO₂. La barrera fue una herramienta efectiva para disminuir la salinidad y

aumentar la cobertura vegetal. Sin embargo, esta estructura podría limitar el desarrollo de raíces profundas y bajo condiciones de alta precipitación, podría impedir la infiltración del agua. La llegada de especies vegetales de forma natural puede influir positivamente en funciones clave de la recuperación del suelo como la adición de materia orgánica y también puede representar una estrategia de rehabilitación efectiva y económica. Sin embargo, el establecimiento de especies invasoras podría alterar tanto la colonización de especies nativas como la recuperación del sitio.

ABSTRACT

Soil is one of the most important natural resources. Nutrient cycling, the maintenance of agricultural productivity and the storage and purification of water depend on soil processes. Soil degradation affects negatively the sustainability of cities and surrounding areas, worsening the supply of water or contributing to air pollution. Soil salinization is one of the main problems that lead to soil degradation because it limits the establishment and growth of vegetation.

Among the methods to improve salt-affected soils, the addition of organic matter, as biochar or compost, has been a promising alternative since these amendments can increase porosity and water retention, provide nutrients, buffer the pH and favor the increase of biological activity. The aforementioned can support the establishment of vegetation. However, the effects of these amendments on the physical and chemical properties of highly saline-sodic soils, the establishment of vegetation, as well as their stability or degree of decomposition are not known in detail or discussed controversially. On the other hand, in areas where the main source of salinity comes from groundwater, rehabilitation requires not only the addition of organic matter, but also to stop the capillary rise of the salts present in the phreatic water. A method that could decrease the rise of saline water and therefore the salinization of the rooting zone is the installation of barriers made out of coarse particle size materials. However, this technique has been scarcely explored, especially using urban waste such as crushed rubble, so its effect on the recovery of saline-sodic soils and the establishment of vegetation is unknown.

The objective of this thesis was to use organic and inorganic urban waste to improve the physico-chemical properties of a highly saline-sodic soil and to allow the establishment of a plant cover. For this, in the former lake of Texcoco an experiment was carried out with two factors (physical barrier made of crushed rubble and organic amendment), with two levels for the barrier (presence and absence), and three levels for the amendment (pyrochar, hydrochar and compost), which was applied in three doses (0, 20 and 40 t ha⁻¹), respectively. During 24 months the following items were monitored *in situ*: i) changes in soil properties, ii) the establishment and development of *Distichlis spicata*, and iii) the emission of greenhouse gases.

The results showed that, contrary to the expectations, the amendments did not reduce the soil salinity, but did decrease the topsoil moisture content by promoting evapotranspiration and hydrophobicity. The amendments improved the survival and plant cover of *Distichlis spicata* and increased the content of C and N without affecting the CO₂ emission. However, NH₃ emissions were recorded in the treatments with compost due to its greater degradability. The barrier allowed the growth of *D. spicata*, decreased the electrical conductivity, the sodium adsorption ratio and the CO₂ and NH₃ fluxes from the soil. However, the soil pH increased at the beginning of the experiment and the topsoil moisture decreased in the dry season but increased during the rainy season due to the barrier. Finally, the arrival of plant species (*Suaeda torreyana*, *Kochia scoparia* and *Sonchus oleraceus*) with lower salt-tolerance than *D. spicata* was recorded. These plants were established preferably in the area with barrier and in the treatments with amendments.

I conclude that doses greater than 40 t ha⁻¹ or the use of amendments with acidic pH could decrease the salinity of the soils. Fertilizers such as pyrochar and hydrochar can improve the establishment and growth of halophilic vegetation and the C content in the soil without affecting the CO₂ emission. The barrier was an effective tool to decrease the soil salinity and increase the plant cover. However, this structure could limit the development of deep roots and hinder the water infiltration under high precipitation. The arrival of plant species can influence key functions of soil recovery such as the addition of organic matter and can also represent an effective and low-cost rehabilitation strategy. However, the establishment of invasive species could alter both the colonization of native species and the recovery of the site.

INTRODUCCIÓN

El suelo, a través de sus funciones, participa en el soporte y suministro de agua y nutrimentos para la vegetación, permite la infiltración y purificación del agua, regula la calidad del aire, amortigua contaminantes y reduce la escorrentía en áreas de ladera. Tales funciones lo convierten en un componente fundamental para la productividad de los ecosistemas terrestres a nivel global, así como en el soporte de la vida humana (Brady & Weil, 2002; Cram *et al.*, 2008). A pesar de su multifuncionalidad, el suelo, particularmente el urbano, es visto principalmente como cimiento de infraestructura o como lugar para el confinamiento de residuos (Cram *et al.*, 2008; SEMARNAT, 2013). Lo anterior incide negativamente en las funciones del suelo y, en consecuencia, en la sostenibilidad de las ciudades y sus zonas aledañas (Cram *et al.*, 2008).

Uno de los principales problemas que llevan a la degradación del suelo es la acumulación de sales (o salinización), la cual puede alterar las propiedades fisicoquímicas y biológicas de los suelos y todas las funciones asociadas a éstas (Richards, 1954; Bresler *et al.*, 1982; Rengasamy, 2006; Porta *et al.*, 2008). En la mayoría de los casos, las sales (principalmente cloruros y sulfatos de Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ y Na^+) se originan por intemperismo de los minerales primarios de las rocas (Brady & Weil, 2002; Porta *et al.*, 2008). Sin embargo, durante las últimas décadas el cambio de uso del suelo, la expansión de zonas bajo irrigación con agua rica en sales, el abuso de agroquímicos y la sobreexplotación de mantos freáticos han provocado la salinización de los suelos (Thomas & Middleton, 1993; George *et al.*, 1997; Chávez & Suárez, 1998; Rengasamy, 2006; Porta *et al.*, 2008). Aunado a lo anterior, aspectos ambientales como altas tasas de evapotranspiración y baja precipitación, un nivel freático de escasa profundidad y un mal drenaje limitan el establecimiento de coberturas vegetales (George *et al.*, 1997; Chávez & Suárez, 1998; Hillel, 2000; Bui, 2013).

Los suelos con altas concentraciones de sal se clasifican en salinos, sódicos y salino-sódicos (Figura 1; Richards, 1954), principalmente como respuesta a variaciones de la conductividad eléctrica en el extracto de saturación (CE_e), el porcentaje de sodio intercambiable (PSI) y la relación de adsorción de sodio (RAS). Los principales problemas asociados a este tipo de suelos son: i) la pérdida de estructura por dispersión de las partículas del suelo, lo cual afecta negativamente la circulación de gases y la retención y movilidad del agua; ii) el aumento de la erosión del suelo por disminución de la infiltración del agua; iii) la pérdida de C por disminución de la biomasa vegetal, el aumento de la mineralización de la materia orgánica y erosión del suelo; iv) los efectos osmóticos por deshidratación de las plantas provocada por una mayor concentración de sales en la solución del suelo que dentro de la planta; v) la toxicidad por la alta concentración de iones solubles (*i.e.*, Na^+ , Cl^- , OH^- , HCO_3^- , SO_4^{2-}) que puede inhibir la actividad enzimática y la síntesis de proteínas de plantas y microorganismos; vi) los efectos antagónicos entre iones (*e.g.*, Na^+ - K^+ o Na^+ - Ca^{2+}) absorbidos por las plantas y vii) la presencia de un pH alcalino (> 8.5) que limita la disponibilidad de nutrimentos esenciales (*e.g.*, Fe, Cu, Zn y Mn) para la vegetación y los microorganismos del suelo (Richards, 1954; Malik & Farooq, 1979; Bresler *et al.*, 1982; Brady & Weil, 2002; Wong *et al.*, 2004, 2010; Taiz & Zeiger, 2006; Porta *et al.*, 2008; Cruz & Plasencia, 2013).

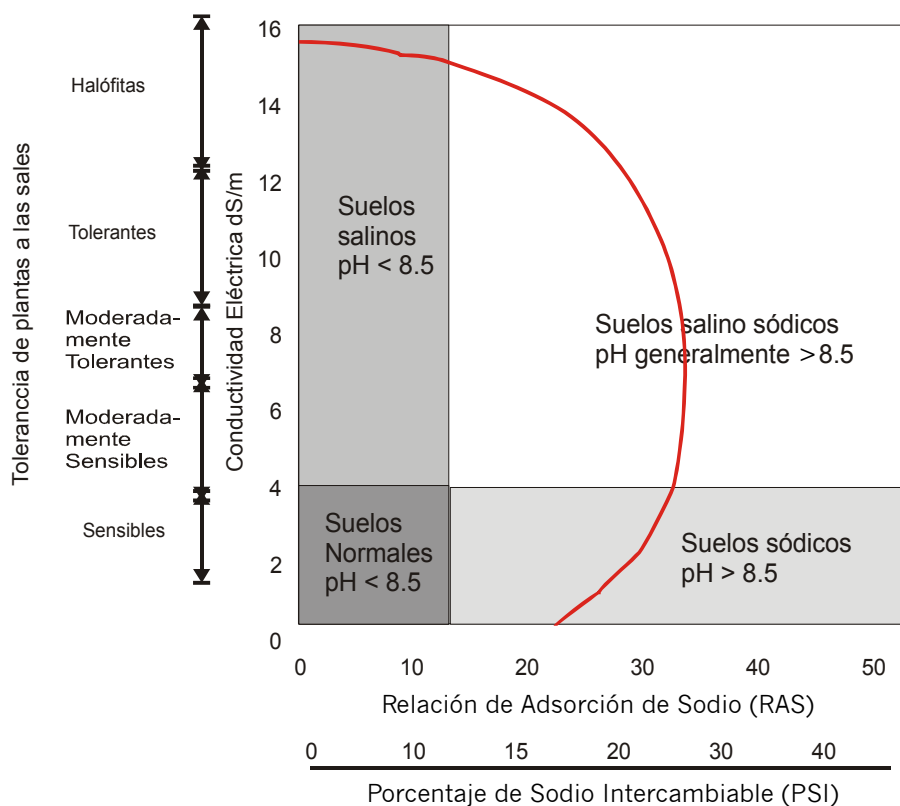


Figura 1. Clasificación de los suelos en relación con su pH, Conductividad Eléctrica en el extracto de saturación (CE_e), Relación de Adsorción de Sodio (RAS) y Porcentaje de Sodio Intercambiable (PSI). Se muestran los diferentes rangos de tolerancia a sales solubles (izquierda) y el límite de supervivencia (línea roja) de la mayoría de las especies vegetales. Modificado de: Brady & Weil, 2002.

Los suelos afectados por sales se presentan naturalmente en regiones áridas, en cuencas cerradas y en regiones costeras (Richards, 1954; Brady & Weil, 2002). Se concentran principalmente en las zonas subtropicales de Medio Oriente, Australia, América y África (Figura 2; Brady & Weil, 2002; Wicke *et al.*, 2011). La extensión global de dichos suelos se calcula en 1,128 Mha (Mha=1000 ha; salinos: 60%; sódicos: 26%; salino-sódicos: 14%), siendo el Medio Oriente (189 Mha) y Australia (169 Mha) las regiones con mayores problemas (Wicke *et al.*, 2011).

En México, la superficie nacional afectada por sales asciende a 1,064,570 ha (SEMARNAT, 2013). Una de las zonas con mayor afectación es el ex lago de Texcoco, sitio determinante en el control hídrico, la calidad del aire y el confinamiento de desechos sólidos de la Ciudad de México (Fernández-Buces, 2006; Cruickshank, 2007; Tetra Tech ES Inc, 2013). Esta zona sufre de altas tasas de erosión eólica en la época seca, por lo que en 1971 se implementó el proyecto Plan Lago de Texcoco que permitió el establecimiento de una cobertura vegetal en cerca del 50% de la superficie (SRH, 1971; CONAGUA & UACH, 2004; Carranza, 2005; Cruickshank, 2007). Sin embargo, aún existen extensas áreas con alta salinidad desprovistas de vegetación debido a la cercanía de un manto freático altamente salino, a la escasez de agua para mantener un lavado continuo de las sales en la zona radical (*i.e.*, espacio del suelo ocupado por las raíces; Font Quer, 2001) y a la presencia de un drenaje deficiente (Fernández-Buces *et al.*, 2009; Díaz-Nigenda *et al.*, 2010).

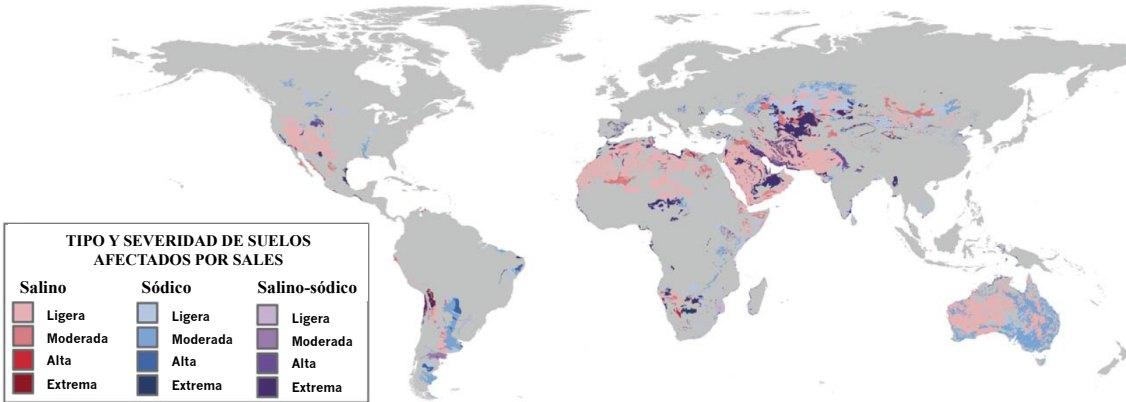


Figura 2. Suelos afectados por sales, agrupados por tipo y severidad de la afectación. Modificado de: Wicke *et al.* (2011).

La salinidad es una de las más graves amenazas para las actividades agrícolas y el ambiente (Richards, 1954; Parida & Das, 2005). Por lo que el manejo de sitios afectados por sales es primordial para mantener la multifuncionalidad de los suelos (Thomas & Middleton, 1993; Cruickshank, 2007; D'Odorico *et al.*, 2013). El mejoramiento de estos suelos incluye prácticas como la adición de agua para lavar las sales de la zona radical, la aplicación de yeso o compuestos ácidos para disminuir el pH del suelo e intercambiar al Na^+ por el Ca^{2+} o el uso de fertilizantes que suplan las deficiencias nutrimentales de la vegetación (Bresler *et al.*, 1982; Qadir *et al.*, 2000). Sin embargo, la aplicación de estos métodos puede ser impráctico debido a la escasez de agua baja en sales y a los precios de mejoradores y fertilizantes químicos (Malik & Farooq, 1979; Qadir *et al.*, 2000). La necesidad de mejorar los suelos afectados por sales a bajos costos ha llevado a buscar estrategias como la adición de materia orgánica o la instalación de barreras que contengan el ascenso capilar en zonas con mantos freáticos salinos cercanos a la superficie del suelo (Guo *et al.*, 2006; Akudago *et al.*, 2009; Rojas-Oropeza *et al.*, 2010; Bharadwaj *et al.*, 2011; Thangarajan *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2014; Leogrande & Vitti, 2019).

La adición de materia orgánica al suelo puede ser la práctica más eficiente para contrarrestar los efectos negativos de la salinización. Entre los beneficios se encuentra el amortiguamiento del pH, que puede aumentar la disponibilidad de nutrimentos como Fe, Mn, Zn, Cu y B. Asimismo, la interacción de la materia orgánica con las partículas del suelo puede mejorar la estructura, disminuyendo la compactación y favoreciendo la infiltración y retención del agua. Esto a su vez permite la dilución de la concentración de sales y la lixiviación de éstas, aminorando la toxicidad y los efectos antagónicos de ciertos iones en el suelo. En conjunto, los efectos mencionados pueden mejorar la actividad microbiana y vegetal, reducir la erosión de zonas afectadas por sales y mejorar su productividad (Lakhdar *et al.*, 2009; Wong *et al.*, 2010; Wang *et al.*, 2014; Saifullah *et al.*, 2018; Leogrande & Vitti, 2019).

La materia orgánica se encuentra constituida por compuestos de complejidad variable (*e.g.*, biomasa viva, residuos vegetales y animales, y sustancias amorfas y de tamaño coloidal no identificables) en un continuo estado de transformación (Brady & Weil, 2002; Galantini & Suñer, 2008). La materia orgánica del suelo, de acuerdo con varios autores (*e.g.*, Brady & Weil, 2002; Weil & Magdoff, 2004) puede clasificarse en tres tipos según su composición: i) una fracción lábil (o activa) que consiste de sustancias fáciles de descomponer (meses a décadas), por lo que representa un aporte de nutrimentos y desempeña un papel importante en la actividad y diversidad biológica del suelo; ii) una fracción recalcitrante (o pasiva), compleja y estable,

formada por moléculas resistentes al ataque microbiano, por lo que puede persistir más tiempo (cientos de años), y iii) una fracción intermedia (o lenta), con algunas propiedades de las fracciones anteriores, la cual incluye materiales de fácil degradación (*e.g.*, restos vegetales ricos en lignina) pero con mayor persistencia en el suelo (décadas).

El manejo de suelos afectados por sales, a partir de la incorporación de materia orgánica, debe considerar la proporción de las fracciones mencionadas, ya que la fracción lábil puede generar emisiones de gases de efecto invernadero (GEI: CO₂, CH₄ o N₂O), mientras que la pasiva puede contribuir al almacén de C en el suelo (Lal, 2004; Weil & Magdoff, 2004; Wong *et al.*, 2004, 2010). Existen varios abonos que pueden aumentar la materia orgánica del suelo, dentro de los cuales destacan el biocarbón y la composta (Verheijen *et al.*, 2010; Fischer & Glaser, 2012). El biocarbón es un producto de la conversión termoquímica de biomasa en un ambiente limitado en oxígeno (Lehmann, 2007; Verheijen *et al.*, 2010; IBI, 2015). Este proceso genera moléculas complejas y poco susceptibles a la degradación microbiana, lo cual favorece el secuestro de C (Verheijen *et al.*, 2010; Fischer & Glaser, 2012). Por su parte, la composta es un producto de la degradación biológica de materiales orgánicos lábiles, por lo cual es menos recalcitrante que el biocarbón (Henry & Harrison, 1996; Fischer & Glaser, 2012; Chaganti & Crohn, 2015). Sin embargo, ambos tipos de materia orgánica pueden reabastecer de nutrientes al suelo y favorecer la agregación de partículas y por consiguiente la aireación y la retención de la humedad (Amlinger *et al.*, 2007; Smith & Collins, 2007; Zheng *et al.*, 2013; Ghosh *et al.*, 2014; Chaganti & Crohn, 2015; Bass *et al.*, 2016; Saifullah *et al.*, 2018).

La producción de biocarbón y composta puede favorecer la disminución y valorización de desechos orgánicos, ya que prácticamente cualquier residuo orgánico (*e.g.*, restos de comida, cárnicos o agrícolas) puede ser usado (Smith & Collins, 2007; Verheijen *et al.*, 2010). A diferencia de la composta, la producción de biocarbón implica que los residuos estén secos para evitar pérdidas de energía durante la pirólisis de la biomasa (Cha *et al.*, 2016). Sin embargo, la carbonización hidrotermal permite el procesamiento de residuos húmedos como lodos residuales o residuos sólidos municipales. Debido al diferente proceso termoquímico de la biomasa, el pirocarbón (biocarbón producto de pirólisis) presenta mayor recalcitrancia y área superficial que el hidrocarbón (biocarbón producto de carbonización hidrotermal), por lo que la estabilidad, porosidad y capacidad de intercambio iónico del segundo generalmente es menor (Sun *et al.*, 2014; Gronwald *et al.*, 2016; Wang *et al.*, 2018). La integración de distintos esquemas de procesamiento de residuos orgánicos como los mencionados puede repercutir en: i) mayor facilidad de manejo de residuos, ya que el volumen de éstos disminuye considerablemente (30-50%), ii) eliminación de compuestos tóxicos que son destruidos durante el compostaje, la pirólisis o la carbonización hidrotermal, y iii) reducción de la contaminación ambiental en zonas con problemas de exceso de residuos orgánicos como las grandes ciudades (Lehmann, 2007).

Los efectos de las enmiendas orgánicas en el suelo dependen tanto de las características específicas de cada abono como del tipo de suelo (Fischer & Glaser, 2012; Sun *et al.*, 2014; Buss *et al.*, 2015). Sin embargo, la aplicación de materia orgánica requiere atender los posibles efectos negativos al suelo como: i) inmovilización de nutrientes (NH₄⁺ y NO₃⁻), ii) toxicidad (*e.g.*, adición de dioxinas, hidrocarburos aromáticos policíclicos, metales pesados, patógenos, etc.), iii) aumento en la tasa de descomposición de la materia orgánica del suelo (efectos *priming*, *sensu* Kuzyakov *et al.*, 2000), iv) emisión de gases de efecto invernadero (GEI), entre otros (Forghani, 2007; Lakhdar *et al.*, 2009; Clough *et al.*, 2013; Ouni *et al.*, 2013; Thangarajan *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2014; Buss *et al.*, 2015; de Souza *et al.*, 2015; Luo *et al.*, 2018; Leogrande & Vitti, 2019).

Además de la adición de materia orgánica, es importante considerar el efecto del aporte de sales por ascenso capilar asociado a mantos freáticos poco profundos (< 2 m) (George *et al.*,

1997; Hillel, 2000; Fujimaki *et al.*, 2006; Guo *et al.*, 2006; Rengasamy, 2006; Chandio *et al.*, 2011). Al respecto, el diseño de barreras ha sido implementado en algunos estudios con el fin de evitar el ascenso capilar, y con esto, el ensalitramiento del suelo o sustrato usado. La construcción de estas barreras se ha hecho con granulometrías, espesores y materiales diversos, y los resultados han sido contrastantes (Cuadro 1). Sin embargo, el uso de materiales de desecho y un espesor de la barrera de aproximadamente la mitad de la profundidad del suelo por encima de ésta (*e.g.*, 20 y 40 cm, respectivamente) podrían ser efectivos para inhibir el ascenso capilar (Stark & Redente, 1986; Akudago *et al.*, 2009; Lee *et al.*, 2014).

Cuadro 1. Antecedentes de barreras para impedir ascenso capilar del agua salina. Se muestra el diseño de la barrera, el tipo de experimento y los resultados principales con respecto al ascenso capilar.

Autor	Material y granulometría del mismo	Profundidad (distancia a la superficie del sustrato)	Diseño de la barrera y espesor	Experimento	Resultado
Stark & Redente, 1986	Grava y guijarros. Granulometría no indicada.	60 cm	10 cm de grava sobre una capa de 20 cm de guijarros. Espesor: 30 cm.	En campo, con un suelo arcilloso.	Previno la migración ascendente de sales y sodio.
McFarland <i>et al.</i> , 1992	Caliza. Granulometría no indicada.	90 cm	30 cm de caliza. Espesor: 30 cm.	En campo, con un suelo franco arcilloso y un suelo franco arcillo limoso	Migración de sales en el suelo tipo franco arcilloso, pero no en el suelo franco arcillo limoso
McFarland <i>et al.</i> , 1994	Caliza. Granulometría no indicada.	90 cm	30 cm de caliza. Espesor: 30 cm.	En campo, con un suelo franco arcilloso y suelo franco arcillo limoso	La barrera redujo la migración de sales, pero tuvo poco efecto en el suelo tipo franco arcilloso.
Rooney <i>et al.</i> , 1998	Grava de diámetros: 2-6.3 mm, 6.3-7.9 mm, > 7.9 mm ≤ 2 mm	30 cm	79.9% con 2-6.3 mm de diámetro, 18.7% con diámetro de 6.3-7.9 mm, 1% de diámetro mayor a 7.9 mm y 0.4% de diámetro ≤ 2 mm. Espesores: 8, 15, 23 y 30 cm.	En columnas, con un suelo arcillo arenoso. Cuatro tipos de barrera (por espesor).	Las barreras no inhibieron por completo el ascenso de agua salina. Concluyen que una barrera de ≥8 cm de espesor disminuye la migración de la salinidad, lo cual permite el establecimiento de la vegetación
Guo <i>et al.</i> , 2006	Grava de 9 mm de diámetro.	16 o 40 cm	10 cm de grava. Espesor: 10 cm.	En columnas, con un suelo pseudogleico y un suelo arenoso. Dos tipos de barrera (por profundidad).	Las barreras disminuyeron el ascenso de sales al interceptar la solución de Na ₂ CO ₃ .
Akudago <i>et al.</i> , 2009	Grava de diámetros: 2-4.7 mm y 9.5-19 mm	50 cm	- 20 cm de grava de 2-4.7 mm, - 10 cm con grava de 2-4.7 mm, seguidos de 5 cm con grava de 9.5-19 mm y luego 5 cm con grava de 2-4.7 mm, - 10 cm con grava de 9.5-19 mm, en medio de dos capas de 5 cm con grava de 2-4.7 mm Espesor: 20 cm.	En columnas, con arenas como sustrato. Tres tipos de barrera (por diseño).	Los diseños con grava de 9.5-19 mm de grosor mostraron mayor reducción del ascenso capilar, siendo la tercera barrera (mencionada en la columna de diseño) la más efectiva.
Lee <i>et al.</i> , 2014	Piedra, conchas, cenizas, cáscaras de arroz y astillas de madera.	40 cm	20 cm de cada material puro (sin mezclar entre ellos). Espesor: 20 cm.	En campo, con un suelo franco de zonas de marea. Seis tipos de barrera (por material).	La barrera hecha con residuos de concha probó ser la más efectiva para reducir el ascenso capilar.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El compostaje ha sido un medio para disminuir los desechos orgánicos de zonas urbanas y para producir abonos que se aplican en áreas verdes o zonas agrícolas aledañas (Michler, 2013; Tetra Tech ES Inc, 2013). Sin embargo, la fácil degradación de la composta y sus posibles repercusiones en la calidad del aire ponen en duda al compostaje como la mejor opción de manejo de residuos (He *et al.*, 2003; Michler, 2013; Chaganti & Crohn, 2015; Bass *et al.*, 2016). Por lo que es necesario explorar alternativas que presenten las ventajas del compostaje sin sus posibles efectos negativos en el ambiente. Al respecto, la producción de biocarbón, a través de la pirólisis o de la carbonización hidrotermal, podría ser una opción para generar abonos estables y disminuir la cantidad de residuos orgánicos. Sin embargo, el efecto del pirocarbón, del hidrocarbón y de la composta como mejoradores de suelos ha sido investigado por separado, por lo que son escasos los estudios que comparen los tres abonos simultáneamente (Ro *et al.*, 2016).

La aplicación de biocarbón y composta es, potencialmente, una alternativa prometedora para rehabilitar suelos degradados por sales de zonas áridas y semiáridas (Lakhdar *et al.*, 2009; Saifullah *et al.*, 2018; Arfaoui *et al.*, 2019). Sin embargo, la mayoría de los estudios, sobre el efecto de estas enmiendas orgánicas se ha centrado en suelos ácidos o suelos de zonas tropicales y templadas (Amlinger *et al.*, 2007; Verheijen *et al.*, 2010; Córdova *et al.*, 2011; Fischer & Glaser, 2012; Pardo *et al.*, 2018; Arfaoui *et al.*, 2019). Cuando se han realizado en suelos afectados por sales, los estudios han sido llevados a cabo en invernadero, por periodos cortos de monitoreo (desde un par de semanas a algunos meses), y sobre todo, con concentraciones salinas bajas a moderadas (pH 8 - 9; $CE_e < 80 \text{ dS m}^{-1}$; $RAS < 50$; Qadir *et al.*, 2000; Lakhdar *et al.*, 2009; Saifullah *et al.*, 2018; Leogrande & Vitti, 2019). Debido a esto, se desconocen los efectos que tiene la adición de materia orgánica con diferente complejidad estructural sobre la concentración de sales, el establecimiento de vegetación, el secuestro de C y la emisión potencial de GEI en suelos con alta salinidad y sodicidad de zonas áridas y semiáridas.

Por otra parte, en zonas afectadas por un continuo aporte de sales, como es el ascenso capilar de agua salina, la rehabilitación (definida en esta tesis como el mejoramiento de las características físicas y químicas de los suelos que permiten proveer un ambiente adecuado para la vegetación) implica no sólo la adición de materia orgánica, sino que también es necesario interrumpir el ascenso capilar por medio de una barrera física. Sin embargo, los estudios que abordan este tema han sido desarrollados *ex situ*, en suelos sin problemas de salinidad o sin la presencia de vegetación (Stark & Redente, 1986; McFarland *et al.*, 1992, 1994; Rooney *et al.*, 1998; Guo *et al.*, 2006; Akudago *et al.*, 2009), siendo escasos los estudios que han instalado barreras en suelos afectados por sales (Lee *et al.*, 2014). Por lo que la instalación de barreras y su efecto sobre las propiedades fisicoquímicas de suelos salino-sódicos y el establecimiento de la vegetación, a pesar de su gran importancia, ha sido un campo poco explorado.

Considerando un posible aumento en la salinización y la sodificación de los suelos por aumento del ascenso capilar asociado a las fluctuaciones del clima (Kang *et al.*, 2009; INECC, 2014; Karmakar *et al.*, 2016) y debido a la importancia del ex lago de Texcoco y a su alta salinidad por efecto de una mayor evapotranspiración que precipitación (Cruickshank, 2007), este sitio representa una zona ideal de estudio para probar: i) el efecto de tres abonos con características de materia orgánica lábil (composta), recalcitrante (pirocabón) e intermedia (hidrocarbón) y ii) el efecto de la instalación de una barrera que interrumpa el ascenso capilar del agua freática en el mejoramiento de suelos altamente salino-sódicos y para permitir el establecimiento de una cobertura vegetal.

HIPÓTESIS

1. La adición de materia orgánica aumentará la retención de agua y la concentración de nutrientes y disminuirá la salinidad (expresada a través de: pH, CE y RAS) en la zona radical. Debido a que el biocarbón es más recalcitrante, se espera que los efectos de éste sean mayores y perduren por más tiempo respecto de la composta.
2. La principal fuente de salinidad en los suelos del ex lago de Texcoco proviene del ascenso capilar. Por lo que se espera que la instalación de una barrera física de granulometría gruesa, respecto a los sedimentos del ex lago de Texcoco, interrumpa el ascenso del agua y detenga el aporte de sales al suelo superficial, lo cual se reflejará en la disminución de la humedad y de la salinidad (pH, CE y RAS) en la zona radical.
3. Si la interrupción del ascenso capilar evita el ensalitramiento de la zona radical, y la adición de biocarbón o de composta aumentan la retención de humedad y los nutrientes del suelo, se espera que tanto la barrera como los abonos permitan el establecimiento y desarrollo de *Distichlis spicata* debido a una menor salinidad (pH, CE y RAS) y mayor disponibilidad de agua y de nutrientes, aunque la supervivencia y cobertura serán mayores a largo plazo con la adición de materia orgánica recalcitrante (biocarbón) y menores con la adición de materia orgánica lábil (composta).
4. La constitución química del pirocarbón, el hidrocarbón y la composta es altamente contrastante, esto a su vez influye en su persistencia en el suelo y en la emisión de GEI. Debido a que estos abonos varían en su recalcitrancia, se espera que la adición del pirocarbón aumente el almacén de C de los suelos y se registre menor emisión de GEI a la atmósfera comparado con la adición de hidrocarbón y composta. Mientras que la adición de composta aumentará las emisiones de GEI en el corto plazo y su efecto en el almacén de C del suelo no será significativo. Por otra parte, la barrera, al disminuir la cantidad de agua y la salinidad de la zona radical, alterará la actividad microbiana reflejada en la emisión de CO₂.

OBJETIVOS

General

Evaluar el efecto de la adición de abonos orgánicos y de la instalación de una barrera que interrumpa el ascenso del agua salina sobre propiedades físicas y químicas de suelos salino-sódicos del ex lago de Texcoco y su efecto sobre el establecimiento y desarrollo de *Distichlis spicata* (L.) Greene.

Específicos

1. Evaluar el efecto de la adición de biocarbón (pirocarbón e hidrocarbón) y composta sobre propiedades físicas y químicas (retención de humedad, concentración iónica, pH, CE y RAS) de la zona radical de un suelo altamente salino-sódico.
2. Evaluar el efecto de la instalación de una barrera física, en forma de material de granulometría gruesa respecto a los sedimentos lacustres del ex lago de Texcoco, para disminuir el contenido de humedad, el pH, la CE y la RAS en el suelo por encima de la barrera.
3. Evaluar el efecto de la disminución de la humedad y de la salinidad en el sustrato superficial (por efecto de la inhibición del ascenso capilar) y de la adición de materia orgánica de composición contrastante (pirocarbón, hidrocarbón y composta) sobre la supervivencia y la cobertura de *Distichlis spicata* (L).
4. Cuantificar la cantidad de C acumulado en el suelo y la emisión de GEI en un suelo salino-sódico adicionado con pirocarbón, hidrocarbón y composta y bajo la presencia de una barrera física.

ÁREA DE ESTUDIO

El ex lago de Texcoco es la parte más baja de la cuenca endorreica perteneciente al Valle de México (Figura 3). Tiene una superficie aproximada de 14 500 ha y se localiza entre los 19° 26' - 19° 35' Norte y los 99° 01' - 98° 55' Oeste, a una altitud media de 2 200 m (SRH, 1971; Cruickshank, 2007). El clima es del tipo BS₁Kw(w)(1'), que corresponde a semiseco con verano fresco y lluvioso (García, 1988). La temperatura media anual es de 15.6 °C, mientras que las temperaturas medias mínima y máxima anuales son de 6.8 y 24.4 °C, respectivamente. La precipitación total anual varía entre 444 y 834 mm, siendo la precipitación media anual de 558.7 mm y la evaporación total anual de 2 059.8 mm (SMN, 2014). La temporada de lluvias corresponde a los meses de mayo a octubre (Figura 4) y las mayores pérdidas por evaporación se presentan de marzo a mayo (Cruickshank, 2007; SMN, 2014).

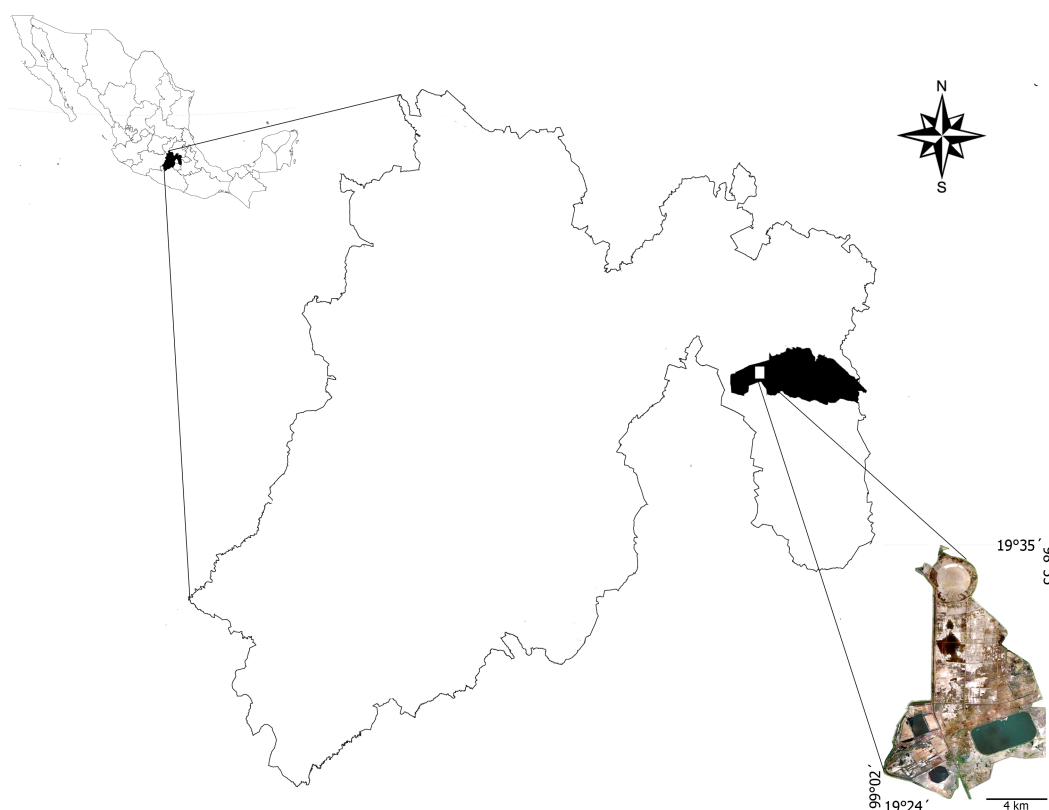


Figura 3. Localización del ex lago de Texcoco, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, México.

El material parental de los suelos del ex lago es principalmente aluvial y lacustre, con depósitos alternados de arena, limo y arcilla no consolidados, con influencia de materiales de origen ígneo intrusivo y extrusivo (SRH, 1971; SARH, 1981). Estos materiales han sido transformados en un material tixotrópico, arcilloso y sobre-hidratado, localmente llamado jaboncillo, sobre el cual se desarrolla el suelo (Gutiérrez-Castorena *et al.*, 2005; Fernández-Buces *et al.*, 2006). La mayoría de los suelos son salino-sódicos (SRH, 1971), clasificados como Solonchaks sódicos o Solonetz sálidos (FAO-ISRIC-IUSS, 2006). La principal fuente de salinidad proviene del acuífero subsuperficial (a *ca.* 30-200 cm de profundidad), cuya CE se encuentra entre 6 000 y 10 000 dS m⁻¹. Las sales dominantes (NaCl y Na₂CO₃) ascienden por

capilaridad formando costras en la superficie del suelo (Luna-Guido *et al.*, 2000; Fernández-Buces *et al.*, 2006).

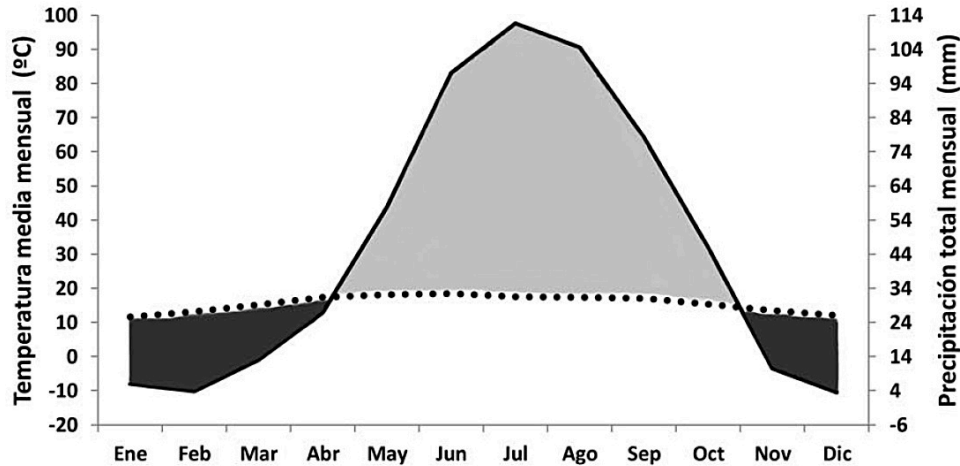


Figura 4. Diagrama ombrotérmico de la estación Lago Nabor Carrillo localizada en el Mpio. de Atenco, Edo. de México. Con línea intermitente se presenta la temperatura (T) y con línea continua la precipitación (P). También se representa la temporada seca (T > P; sombreado oscuro) y húmeda (P > T; sombreado claro). Datos correspondientes al periodo: 1951-2010. Coordenadas: 19.4722, -98.9917. Altitud: 2,234 m (SMN, 2014).

El ex lago de Texcoco se puede dividir en tres zonas en función de su cobertura: pastizales (principalmente de *D. spicata*), agrícola y sin vegetación (SRH, 1971). Tanto en los pastizales como en la zona sin vegetación la mayoría de los suelos son salino-sódicos, con valores altos de CE ($> 50 \text{ dS m}^{-1}$), PSI (> 20) y pH (> 8), además se caracterizan por presentar un drenaje interno deficiente (SRH, 1971). En las zonas con vegetación predominan las plantas herbáceas en una comunidad de halófitas de *Distichlis spicata* y *Suaeda torreyana* S. Waston (Fernández-Buces *et al.*, 2006). Aunque también es posible encontrar áreas forestadas con *Casuarina equisetifolia* L., *Tamarix chinensis* Lour. y *T. Aphylla* (L.) H. Karst, así como zonas con *Kochia scoparia* (L.) Schrad. y *Eragrostis obtusiflora* Scribn. y especies del género *Thypha* sp. en las orillas de los canales y zanjas (SRH, 1971; SARH, 1981; Anaya-Garduño, 2004).

Distichlis spicata (L.) Greene es una especie perenne, con rizomas de varios metros de longitud, los cuales forman extensas colonias incluso en ambientes altamente estresantes por condiciones de salinidad y sequía. Además, tolera un amplio rango de pH de 6.8 a 9.2(-10.5); CE de < 5 a ca. 250 dS m^{-1} ; y RAS de 8 a ca. 300. La raíz presenta cavidades (aerénquima) que le permiten realizar intercambio gaseoso bajo condiciones de anegación del suelo. Las hojas tienen glándulas para la excreción de sal y aunque puede reproducirse por semilla, frecuentemente lo hace por rizomas (Cluff *et al.*, 1963; Hansen *et al.*, 1976; Brotherson, 1987; Fuller & Richardson, 1986; Rzedowski & Rzedowski, 2005; Fernández-Buces, 2006; Hauser, 2006; Lazarus *et al.*, 2011; Conabio, 2014).

En cuanto a la fauna, existen varias especies de insectos (Orden Hemiptera), peces como el mexclapique (nativo) y anfibios como ajolotes (*Ambystoma* sp.) y ranas (*Hyla eximia* Baird, *Rana* sp.). En cuanto a los reptiles se encuentran culebras (*Pitiophis deppei* Duméril y *Thamnophis* sp.), además de lagartijas (*Scalaris* sp.). Existe una pequeña comunidad de mamíferos que habita los pastizales como roedores (*Microtus mexicanus* Saussure, *Peromyscus maniculatus* Wagner y *Reithrodontomys magalotis* Baird), conejos (*Sylvilagus floridanus* J. A. Allen) y liebres (*Lepus californicus* Gray). Dentro del grupo de las aves, la comunidad se integra de especies residentes y migratorias. Estas últimas constituyen casi el 80% de la avifauna y proceden de Canadá y Estados Unidos (SRH, 1971; Cruickshank, 2007).

MÉTODO

El diseño experimental evaluó dos factores (barrera física y abono orgánico), con dos niveles para la barrera (presencia y ausencia), tres para cada tipo de abono (pirocarbón, hidrocarbón y composta) y tres dosis de materia orgánica para cada uno (0, 20 y 40 t ha⁻¹, respectivamente). El diseño tuvo una distribución espacial de bloques al azar, con cuatro réplicas para cada tratamiento (parcelas de 1 m² en superficie). Los tratamientos en campo se designaron con las siguientes claves: testigo (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), 20 o 40 t ha⁻¹ de hidrocarbón (2H o 4H) y 20 o 40 t ha⁻¹ de composta (2C o 4C). Las parcelas con barrera se designaron con las mismas letras con una B extra: TB, 2PB, 4PB, 2HB, 4HB, 2CB y 4CB.

La instalación del experimento en campo abarcó una semana (28/marzo al 1/abril de 2016) y durante la instalación, todas las parcelas fueron delimitadas mediante 4 estacas con plástico (ca. 4 m x 30 cm; ca. 15 cm quedaron debajo de la superficie del suelo) para disminuir la erosión del suelo. El monitoreo incluyó 2 épocas secas y 2 de lluvias (abril/2016 – abril/2018) para la medición de tensión del agua, contenido de humedad volumétrica, CE, cationes, aniones, C total, C inorgánico (CI), C orgánico (CO), N total, RAS y pH del suelo, así como registro de supervivencia y cobertura de *D. spicata*. El Cuadro 2 muestra la frecuencia de las mediciones y la profundidad a la cual se llevaron a cabo.

Cuadro 2. Propiedades evaluadas durante el monitoreo de las parcelas experimentales, tanto del suelo como del pasto *Distichlis spicata* (*). Se observa la frecuencia del monitoreo, así como la profundidad del suelo en la cual se midió o tomaron muestras para cada variable.

Variable	Frecuencia	Profundidad (cm)
Tensión del agua en el suelo	30 min	5-6
% de humedad en el suelo	mensualmente	10
Supervivencia*		-
Cobertura*		-
pH	bimestralmente	10
CE		10
Cationes	cuatrimestralmente	10
Aniones		10
RAS		10
Flujo de gases del suelo	semestralmente	-
C total, orgánico, inorgánico	anualmente	10
N total		10

Adición de biocarbón y composta

Para evaluar el efecto de la adición de biocarbón y composta sobre propiedades físicas y químicas de la zona radical (hipótesis y objetivo 1), en parcelas de 1 m² en superficie se adicionó uno de los siguientes abonos hechos con residuos sólidos orgánicos: i) pirocarbón composteado con residuos vegetales, ii) hidrocarbón composteado con un sustrato tipo peat moss y iii) composta de la planta Bordo Poniente, Edo. de México. El compostaje de los biocarbones se realizó para degradar sustancias tóxicas y aumentar la capacidad de intercambio iónico de éstos (Borchard *et al.*, 2014; Wiedner *et al.*, 2015). Cada abono (humedad de ca. 50%) se colocó y se mezcló con los primeros 10 cm del suelo de cada parcela como se indica en la Figura 5.

El pirocarbón se produjo a partir de cáscaras de naranja y piña. Se examinaron características físicas y químicas del pirocarbón solo y del pirocarbón composteado (densidad real y aparente; porosidad; retención de humedad; contenido de C, N, H y O; pH; CE; metales y

P extractables; cationes intercambiables; análisis de espectros mediante FT-IR y toxicidad). De igual forma, el hidrocarbón y la composta fueron caracterizados para determinar contenido de C y N, pH, CE, nutrimentos, metales extractables, cationes intercambiables y toxicidad. Los resultados se muestran en los apéndices: Caracterización del pirocarbón y Caracterización del hidrocarbón y la composta.

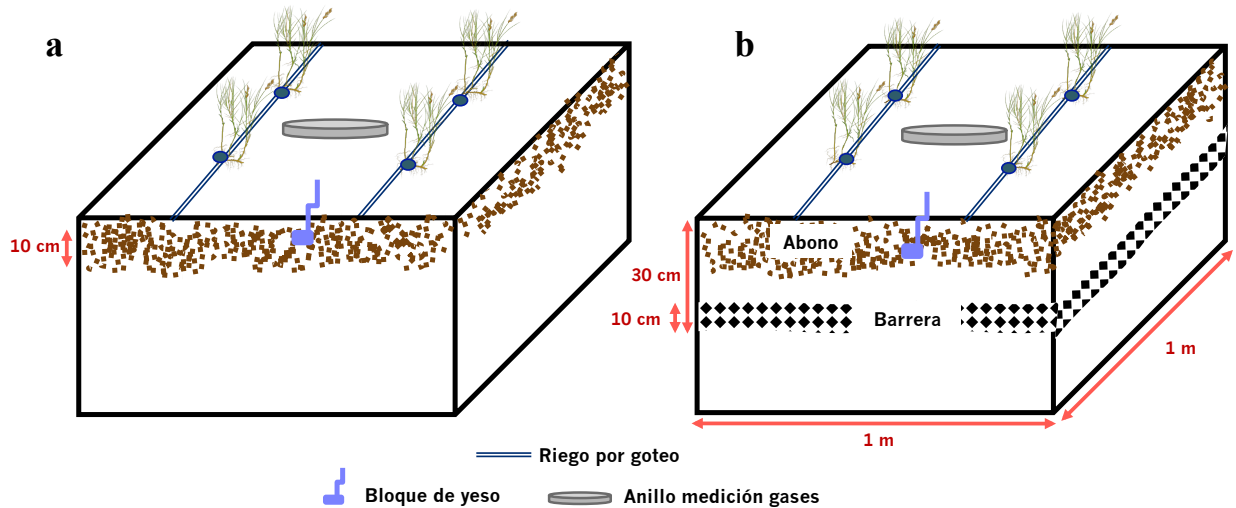


Figura 5. Diseño de dos parcelas experimentales: sin barrera (a) y con barrera (b). Se representa el arreglo del sistema de riego por goteo, los cepellones de pasto, la barrera para evitar el ascenso capilar del agua salina, el abono y la instalación de instrumentos para el monitoreo.

Instalación de una barrera física

Con el fin de evaluar el efecto de la instalación de una barrera física para disminuir el contenido de humedad y el ensalitramiento del suelo superficial, en febrero de 2016 comenzaron los trabajos para la instalación de una barrera de 10 cm de grosor, la cual se colocó a 20 cm de profundidad (Figura 5b), ya que un grosor de la mitad de la profundidad del suelo por encima de la barrera puede ser efectivo para inhibir el ascenso capilar (Stark & Redente, 1986; Lee *et al.*, 2014).

El material para la barrera fue concreto triturado libre de sustancias tóxicas y basura (*e.g.*, papel, madera, plástico o textiles), el cual fue donado por Concretos Recicladados S.A. de C.V. Se eligió una granulometría del cascajo de 1 y 1/2" (1:1) debido a que la empresa mencionada maneja estas dimensiones y porque son las que presentan la menor cantidad de material fino (< 1/2") que podría tapar los poros y limitar la función de la barrera.

Previo a la instalación de la barrera, se eliminó la costra de sal del suelo (*ca.* los primeros 3 cm) con el fin de evitar que esta capa altamente salina se mezclara con el suelo para los tratamientos. La barrera se instaló en un área uniforme de 5 x 34 m (Figura 6a) para evitar posibles flujos preferenciales de agua en los bordes de las parcelas de 1 m² (debido a la formación de posibles grietas al colocar el cascajo). Para esto, se retiraron los primeros 30 cm del suelo, que se colocaron a un lado de esta zona, luego se distribuyó el cascajo en una franja de 9 ± 2 cm de grosor. Posteriormente el suelo que se había retirado se colocó sobre el cascajo y se instalaron los diferentes tratamientos dejando espacios de 0.5 y 2 m entre cada parcela (Figura 6b).

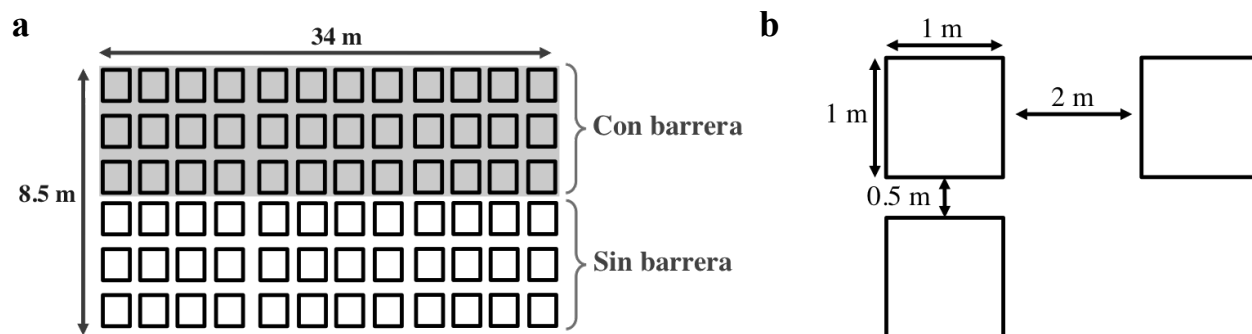


Figura 6. Arreglo de la zona con o sin barrera (a) y de las parcelas experimentales (b).

Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre *Distichlis spicata*

Para evaluar el efecto tanto de la instalación de una barrera como de la adición de pirocarbón, hidrocarbón y composta sobre la supervivencia y la cobertura de *Distichlis spicata* (hipótesis y objetivo 3), a finales de junio de 2016, en cada parcela se colocaron 4 cepellones de pasto (*sensu* Font Quer, 2001) colectados de los bancos de pasto usados por la Dirección de Infraestructura Hidroagrícola de la CONAGUA. El tamaño de los cepellones fue de *ca.* 15 x 15 cm y la distancia entre los cepellones fue de *ca.* 20 cm, para poder contar con el mayor número de éstos en un área de 1 m² (Figura 5).

Con el fin de aumentar el establecimiento de las plantas introducidas en la primer temporada seca (FAO, 2015), en el centro de cada cepellón se instaló un gotero para regar las plantas como normalmente lo hace la Dirección de Infraestructura Hidroagrícola (Figura 5). Los goteros fueron instalados a finales de octubre de 2016, una vez que la temporada de lluvias había terminado. Las plantas fueron regadas cerca de 2 horas y 2 veces por semana, con un gasto por gotero de 1 a 3 litros por hora dependiendo de la presión del tanque de agua aledaño a las parcelas. El periodo de riego fue de 8 meses (noviembre/2016 - junio/2017).

Para el monitoreo de la tensión del agua (*i.e.*, potencial mátrico del suelo), el 7/abril/2016 se colocó un bloque de yeso marca Watermark 900M (*ca.* 5 cm de profundidad) en el centro de las parcelas con dosis baja (0 t ha⁻¹) y alta (40 t ha⁻¹). Los bloques fueron conectados a monitores Watermark, dispositivos que se programaron para registrar la información cada 30 min. Estos datos fueron promediados por día y los promedios fueron utilizados en los análisis estadísticos. Cabe señalar que en octubre y noviembre de 2017 los monitores dejaron de guardar la tensión. Este error pudo deberse a fallas en el modelo usado, ya que la memoria de los dispositivos se vaciaba frecuentemente para evitar saturación de datos y antes de ese error ya se habían detectado fallas en el registro de datos por periodos cortos (algunas horas).

Las mediciones de contenido de humedad volumétrica de los primeros 10 cm del suelo se realizaron entre las 10:00 y las 12:00 h (tiempo local), cerca de cada cepellón mediante un sensor de humedad tipo ML2 (AT Delta Devices). El principio de operación de este sensor depende de la constante dieléctrica del suelo, misma que varía no sólo en función del contenido de agua, sino también de las sales solubles y la composición de la fase sólida del suelo (ThetaProbe, 1999). Lo anterior señala la importancia de la calibración del sensor mediante la humedad gravimétrica y la densidad aparente del suelo con el fin de averiguar si existen desviaciones en los valores de humedad. Al respecto, se realizó una calibración con 2 réplicas de 3 muestras compuestas (6 pruebas en total) de las parcelas de estudio (CE_(1:2.5): 25 a 80 dS m⁻¹) para verificar el funcionamiento del sensor comparando la humedad volumétrica con la obtenida

por gravimetría. Como resultado de la comparación anterior se obtuvo que para los suelos de este estudio, el contenido de humedad por parte del sensor ML2 es subestimado (1 %) cuando la humedad es menor a 10% y sobreestimado (0.2 - 1.3%) en suelos con 25 a 40% de humedad. Estas desviaciones presentaron una diferencia menor al 2%, misma que se consideró despreciable.

Las mediciones de CE, cationes, aniones, C total, C inorgánico, C orgánico, N total, RAS y pH se realizaron por medio de la toma de muestras compuestas de suelo de todas las parcelas y su posterior análisis en laboratorio (la metodología se presenta a detalle en el apéndice: Artículo de requisito). Las muestras de suelo y las mediciones de humedad del inicio del experimento se tomaron el 7/abril/2016. A la par se analizó una muestra de cascajo:agua destilada (1:2.5) para evaluar posibles efectos de la barrera en los iones solubles del suelo (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Cl^- , SO_4^{2-} , CO_3^{2-} y HCO_3^-).

La supervivencia de *D. spicata* se analizó por medio del recuento mensual de los cepellones vivos, mientras que la cobertura se determinó mediante un cuadro de 1 m² dividido en secciones de 10 x 10 cm de todas las parcelas (Cuadro 2). El método consiste en colocar un cuadro sobre la parcela para determinar el porcentaje de cobertura de las plantas. Se consideró este método debido a que *D. spicata* crece clonalmente por medio de rizomas, los censos son más homogéneos y se tiene menos impacto de borde en comparación a muestreos con transectos (Mos & Fredericksen, 2000).

Los resultados del experimento se abordan a detalle en Chávez-García y Siebe (2019) (apéndice: Artículo de requisito).

Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI

Para cuantificar la concentración de C en el suelo (hipótesis y objetivo 4) se tomaron muestras compuestas de suelo al comienzo del experimento (2016) y posteriormente al año (2017) y a los dos años (2018) de iniciado el monitoreo. Para la medición del flujo de GEI (hipótesis y objetivo 4), en las parcelas se colocó un anillo (20 cm Ø) por parcela, el cual quedó inserto en el suelo (ca. 8 cm por debajo de la superficie) (Figura 9). Sobre éste se embonó una cámara estática cerrada, cuyas dimensiones son las siguientes: diámetro: 19.5 cm; altura: 15 cm; área: 300 cm²; volumen: 4479 cm³ (Figura 14). La cámara y el anillo fueron hechos de PVC debido a que es un material de bajo costo, inerte y recomendable para evitar el calentamiento del interior de la cámara que podría subestimar o sobreestimar los datos durante el muestreo (Parkin & Venterea, 2010; Clough *et al.*, 2012; Sapkota *et al.*, 2014).

Los muestreos se realizaron en dos días consecutivos, entre 11:00 a.m. y 4:00 p.m. (hora local) para disminuir la variación de la temperatura del suelo y su influencia en la emisión de los gases. El primer muestreo (al inicio del experimento) se realizó el 6 y 7/abril/2016.

La cámara se conectó a un FTIR portátil tipo Gasmeter™ DX4040 mediante mangueras de teflón. El tiempo de medición fue de 10 min por anillo. Durante este periodo se registró el flujo de gases cada 20 s. Este tiempo fue corroborado en pruebas preliminares y por otros autores que han empleado el mismo equipo de medición (Stewart *et al.*, 2012; Rõõm *et al.*, 2014), en las que 10 min mostraron ser apropiados para ajustar un modelo lineal. De cada medición se utilizaron únicamente los datos entre el minuto 3 y 10 (7 min para el análisis del flujo), debido a que la colocación de la cámara sobre el anillo puede descompensar la presión de gases en el suelo y provocar un error en la medición (Davidson *et al.*, 2002; Stewart *et al.*, 2012).

El flujo de gases se calculó trazando el cambio en la concentración en función del tiempo y ajustando una regresión lineal (Davidson *et al.*, 2002) Se tomaron únicamente los flujos cuyo coeficiente de correlación (r^2) fuera ≥ 0.80 . Las regresiones no significativas o

negativas ($r^2 \leq 0.80$) se interpretaron como flujo cero (Stewart *et al.*, 2012). Únicamente se analizaron los datos provenientes de la emisión del CO₂ y del NH₃ debido a que la mayoría de las concentraciones registradas para el N₂O y el CH₄ estaban por debajo de la concentración mínima detectable por el equipo (0.007 y 0.040 ppm, respectivamente) o las regresiones fueron no significativas.

Las correcciones de temperatura y presión de aire fueron hechas automáticamente por el software Gasmeter Dx-4040. El cálculo del flujo de CO₂ (mgC-CO₂ m⁻² h⁻¹) y del NH₃ (mgN-NH₃ m⁻² h⁻¹) se obtuvo mediante la ecuación 3 (Modificado de Lambert & Fréchet, 2005).

$$Flujo = \frac{(Pendiente * PM_1 / PM_2) * F_1 * F_2 * V}{A} \quad (3)$$

donde:

Flujo = se denota en mgC-CO₂ m⁻² h⁻¹ o en mgN-NH₃ m⁻² h⁻¹

Pendiente = pendiente de la concentración del CO₂ o del NH₃ en la cámara vs. el tiempo (ppm min⁻¹)

PM₁ = Peso molecular del C (12.0107 g mol⁻¹) o del N (14.0067 g mol⁻¹)

PM₂ = Peso molecular del CO₂ (44.0095 g mol⁻¹) o del NH₃ (17.03052 g mol⁻¹)

F₁ = Factor de conversión de ppm a mg m⁻³ a 25 °C y a 1 atm: 0.49093 para C y 0.57252 para N

F₂ = Factor de conversión de minutos a horas (60)

V = Volumen de la cámara de gases (m³)

A = Área de la cámara de gases (m²)

Análisis de datos

Se evaluó si existían diferencias significativas entre tratamientos para las variables de respuesta pH, CE, humedad superficial, CO₂, supervivencia y cobertura del pasto a través de un análisis de varianza (ANOVA) de dos o tres vías o mediante pruebas t de Student, previa transformación logarítmica para cumplir con el supuesto de homocedasticidad y normalidad (Zar, 2010). Cuando se determinaron diferencias significativas ($p < 0.05$) se utilizó la prueba post-hoc de Tukey.

Las variables de respuesta RAS, tensión del agua, C total, N total, CO, CI y NH₃ fueron analizadas mediante pruebas no paramétricas de Mann-Whitney-Wilcoxon y de Kruskal-Wallis (Zar, 2010). Cuando se determinaron diferencias significativas ($p < 0.05$) se utilizó la prueba post-hoc de Conover mediante el paquete PMCMR (Pohlert, 2014).

Para evaluar la relación entre la CE, la humedad del suelo y el contenido de C y N con respecto a la emisión de GEI, se utilizó la prueba de correlación por rangos de Spearman. Todos los análisis estadísticos fueron hechos en el programa R (R Core Team 2015). Las bases de datos y los análisis se encuentran en los apéndices.

RESULTADOS

Efecto de la adición de materia orgánica sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos

Los abonos aplicados en sus distintas dosis no mostraron efecto significativo sobre el pH y la RAS (apéndice: Cuadros 6 y 7). En el caso de la CE, los tratamientos tuvieron menor conductividad que los controles. Sin embargo, las diferencias no fueron significativas (apéndice: Cuadro 7).

Se registró una alta variación de concentración de iones a lo largo del monitoreo (Figura 7). Sin embargo, no se identificaron diferencias significativas por la aplicación de los abonos, a excepción de las parcelas con biocarbón que presentaron mayor concentración de Ca^{2+} y las parcelas con composta e hidrocarbón que presentaron mayor concentración de PO_4^{3-} en la época de lluvias del primer año de monitoreo.

Los suelos con mayor humedad correspondieron a las parcelas testigo y con dosis intermedia (20 t ha^{-1}) tanto en la zona con barrera como sin ésta ($p < 0.05$; apéndice: Cuadro 25). Los valores de tensión del agua en el suelo mostraron un patrón similar al de la humedad volumétrica superficial, ya que los tratamientos presentaron mayor tensión (menor humedad; $p < 0.05$) con valores entre 10 y 60 kPa, durante el primer año, y entre 40-80 kPa, durante el segundo año en la zona con barrera. En la zona sin barrera, los tratamientos presentaron valores entre 5 y 15 kPa a lo largo del monitoreo. Las parcelas sin abono mantuvieron una tensión del agua en el suelo $< 15 \text{ kPa}$ en la zona sin barrera y $< 30 \text{ kPa}$ en la zona con barrera.

Efecto de la barrera sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos

Las parcelas de la zona con barrera presentaron un aumento gradual de pH (0.1 a 0.4 unidades; $p < 0.05$). Por el contrario, la zona con barrera presentó una $\text{CE}_{(1:2.5)}$ significativamente menor (con barrera: $20\text{-}60 \text{ dS m}^{-1}$; sin barrera: $30\text{-}100 \text{ dS m}^{-1}$). Durante la época de lluvias la CE disminuyó en todas las parcelas, mientras que en la temporada seca aumentó ($p < 0.05$).

En general, las parcelas de la zona con barrera tuvieron menor concentración de Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Cl^- , SO_4^{2-} , carbonatos y bicarbonatos solubles ($p < 0.05$). Sin embargo, en la época de lluvias el efecto de la barrera desapareció (excepto para el Cl^-), ya que la concentración de iones disminuyó en todas las parcelas. En el caso de la RAS, los valores fueron significativamente menores en la zona con barrera (< 1500 unidades) durante el primer año. Durante el segundo año, no hubo diferencias significativas entre zona con o sin barrera y los valores oscilaron entre 1400 y 2600 unidades (Figura 7).

La humedad volumétrica disminuyó significativamente por efecto de la barrera en la temporada seca, durante la cual, la zona sin barrera presentó 25-35% de humedad, mientras que la zona con barrera tuvo entre 15-25% de humedad. En la temporada de lluvias, la humedad de la superficie del suelo se mantuvo en un rango de 20-45%. Sin embargo, la zona con barrera presentó 0.5-4% más humedad que la zona sin barrera ($p < 0.05$).

La tensión del agua en el suelo se asoció a la precipitación registrada en la zona de estudio. En la temporada seca se observaron valores entre 10 y 30 kPa para la zona sin barrera y entre 30 y 80 kPa para la zona con barrera. Durante la época de lluvias la tensión disminuyó y se observaron valores $< 5 \text{ kPa}$ tanto en la zona con barrera como sin ésta.

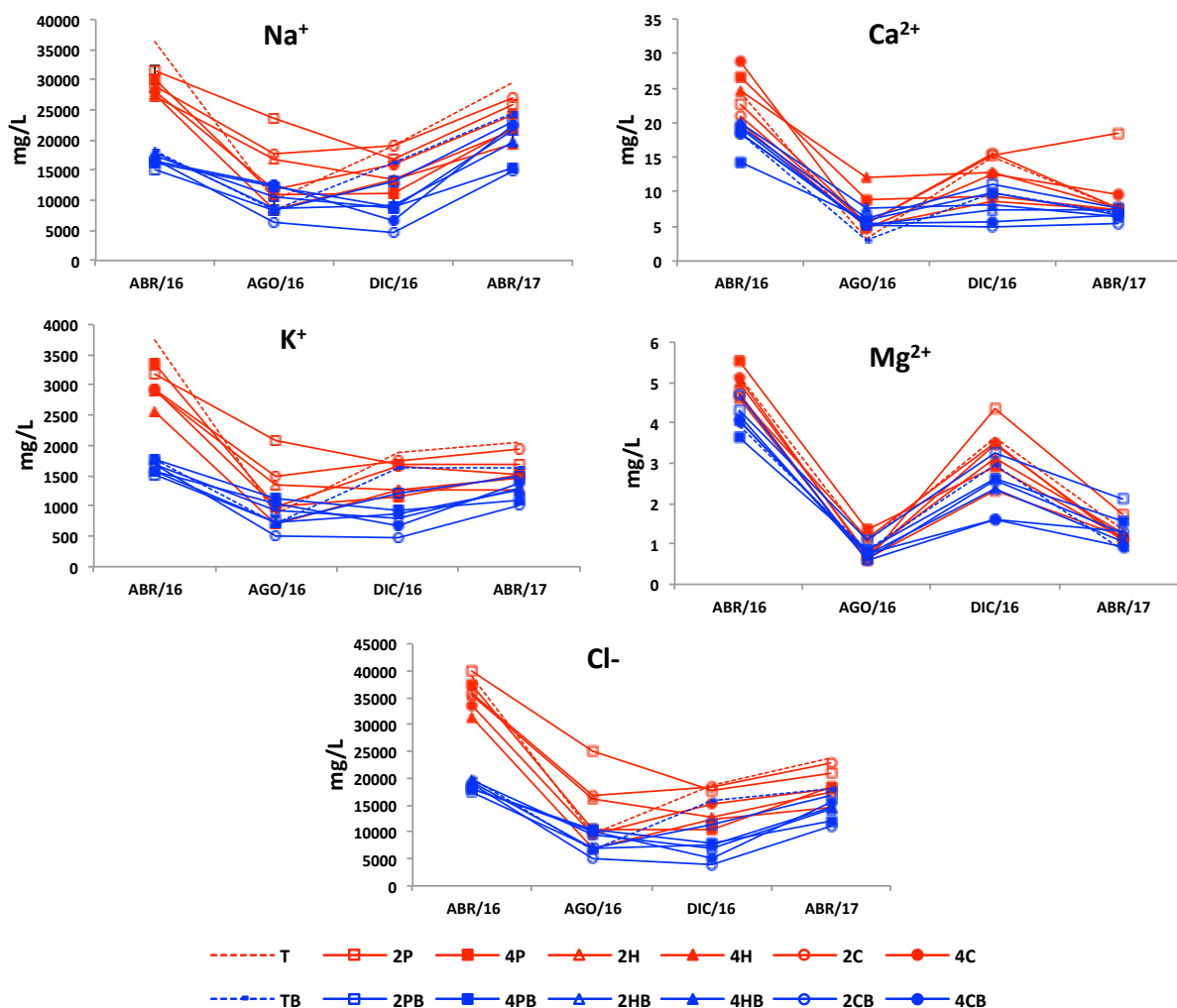


Figura 7. Concentraciones de iones solubles de los tratamientos de este estudio. Muestras de abril, agosto y diciembre de 2016 y abril de 2017. En rojo los tratamientos sin barrera, en azul los tratamientos con barrera (B): control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C). Media (n=4).

Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre *Distichlis spicata*

La supervivencia de *D. spicata* fue alta a lo largo del monitoreo (Figura 8a). A dos años de iniciado el experimento, la mayor supervivencia (100%) se presentó en tratamientos con pirocarbón y con dosis intermedia de abono (20 t ha⁻¹). No se encontraron diferencias en la supervivencia de las plantas entre zona con o sin barrera. Sin embargo, la supervivencia fue mayor en presencia de biocarbón y composta ($p < 0.01$) en la zona con barrera mientras que en la zona sin barrera no se encontraron diferencias entre los tratamientos.

La cobertura del pasto fue de alrededor de 30% al momento de la introducción de los cepellones. A dos años de iniciado el experimento, la cobertura en la zona sin barrera fue significativamente menor (ca. 40%) que en la zona con barrera (70%) (Figura 8b). Se observó un incremento de cobertura vegetal en los tratamientos: de 5-25% en la zona sin barrera y de 20-40% en la zona con barrera. En los casos donde hubo diferencias significativas por abonos, las parcelas con composta (zona con barrera) o con hidrocarbón (zona sin barrera) presentaron la mayor cobertura vegetal y los controles el menor crecimiento ($p < 0.05$). En el caso de las dosis aplicadas, en la zona sin barrera los tratamientos con dosis alta (40 t ha⁻¹) presentaron menor

cobertura con respecto a los tratamientos con la dosis intermedia (20 t ha⁻¹). En la zona con barrera no se observaron diferencias por dosis de abono aplicado.

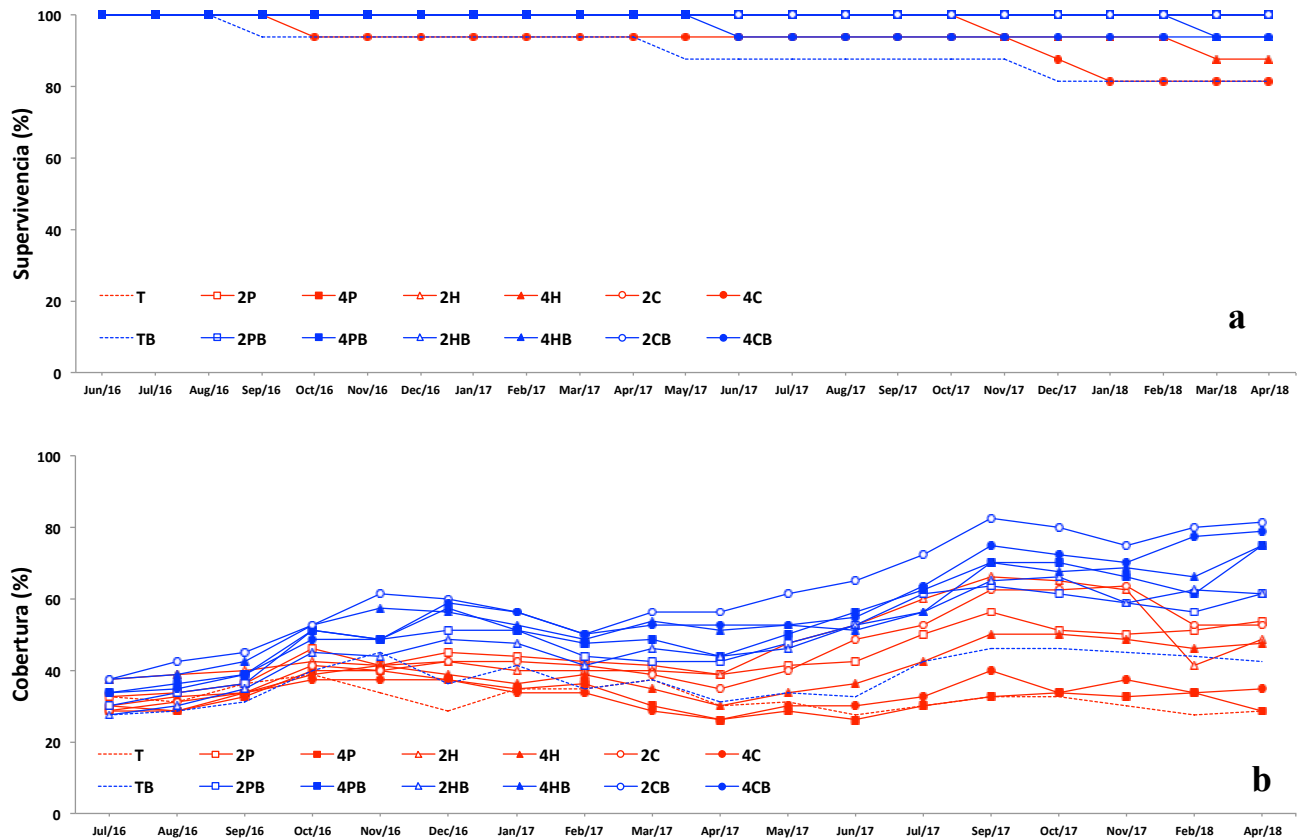


Figura 8. Supervivencia (a) y cobertura vegetal (b) de *D. spicata* en la zona sin barrera y con ésta durante el monitoreo. En rojo los tratamientos sin barrera, en azul los tratamientos con barrera (B): control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P, 4P), hidrocarbón (2H, 4H) o composta (2C, 4C). Media (n=4).

Durante la primer temporada de lluvias se registró el establecimiento de nuevas especies vegetales en las parcelas, principalmente en la zona con barrera (Figura 9a). La densidad de individuos fue mayor en los tratamientos que en los controles y en el caso de la zona sin barrera, se encontró mayor densidad de plantas en tratamientos con dosis intermedia (20 t ha⁻¹) respecto a la dosis alta (40 t ha⁻¹).

Las nuevas especies pertenecen en su mayoría a *Suaeda torreyana*, y en menor proporción a *Kochia scoparia* y *Sonchus oleraceus* L. De las especies registradas, únicamente *S. torreyana* es nativa y perenne, mientras que *K. scoparia* y *S. oleraceus* son exóticas y anuales (Figura 9b), por ello se observó la disminución de las dos últimas en la temporada seca (Rzedowski y Rzedowski, 2005; Conabio, 2017a, b, c).

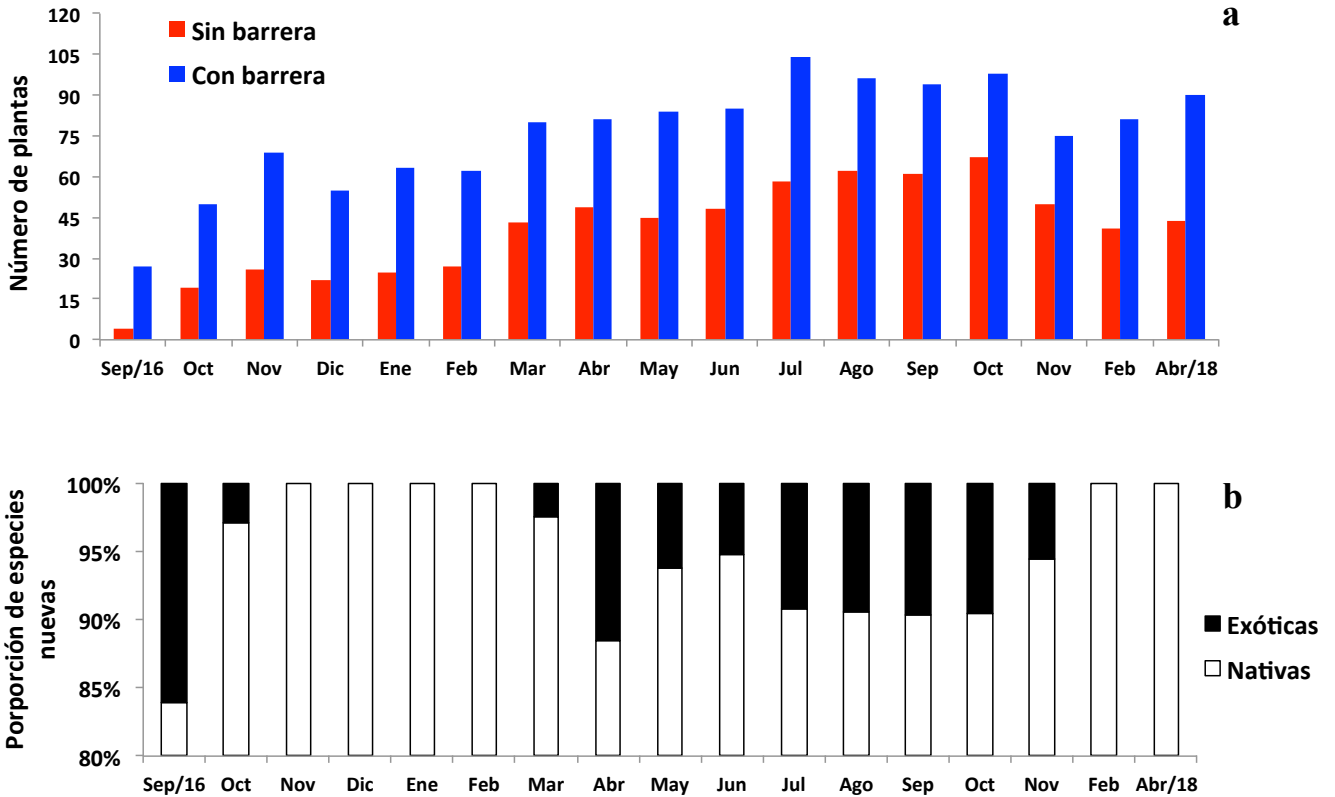


Figura 9. Plantas nuevas en el sitio de estudio: a) número de plantas en zona con o sin barrera; b) porcentaje de especies exóticas (*Kochia scoparia* y *Sonchus oleraceus*) y nativas (*Suaeda torreyana*) a lo largo del monitoreo.

Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI

Al inicio del experimento, el contenido de C y N totales de los tratamientos aumentó en el suelo con la adición de los abonos en proporción a la dosis aplicadas (Figura 10). Sin embargo, las parcelas con pirocarbón presentaron mayor contenido de C total, CO y CI ($p < 0.05$), y las parcelas con dosis altas de alguno de los abonos (40 t ha^{-1}) presentaron mayor contenido de N total ($p < 0.05$).

Los tratamientos con composta tuvieron una relación C/N menor (Figura 10e). Un año después de iniciado el experimento (2017), se observó la disminución del C y N totales y del CO en la mayoría de los tratamientos con respecto al año anterior (Figura 21a y b). Dos años después (2018), el C total y el CO disminuyeron en la mayoría de los tratamientos ($p < 0.001$), en cambio el N total y la relación C/N aumentaron ($p < 0.001$) con respecto a 2017 (Figura 10a-e).

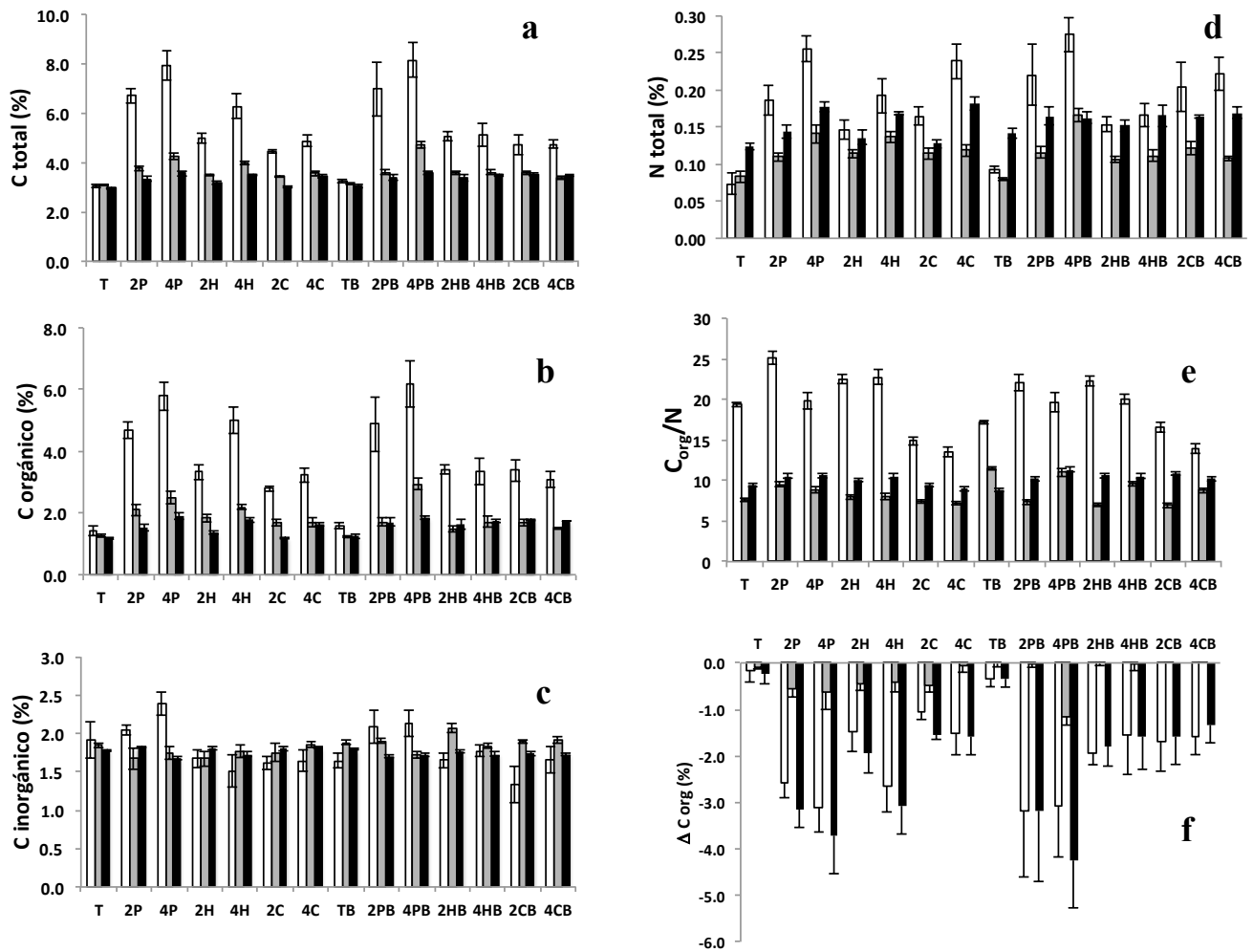


Figura 10. Concentración de C y N en los tratamientos de este estudio: a-c) C total, orgánico, inorgánico, d) N total y e) relación Corg/N. Muestras de abril de 2016 (barras blancas), de 2017 (barras grises) y de 2018 (barras negras). f) ΔC orgánico en: 2016-2017 (barras blancas), 2017-2018 (barras grises), y 2016-2018 (barras negras). Tratamientos: control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C), con barrera (B). Media (n=8) \pm error estándar.

Con respecto al cambio del CO (ΔCO ; Figura 10f), no se observaron diferencias entre zona con o sin barrera, pero sí entre abonos. Los tratamientos con pirocarbón perdieron más CO durante el experimento (*ca.* 3.2-3.7%), mientras que los controles perdieron menos del 1% de CO ($p < 0.05$). En los dos años de monitoreo (2016 – 2018), la pérdida de CO se comportó en la siguiente secuencia: pirocarbón (65-70%) > hidrocarbón (50-65%) > composta (45-60%) > testigo (10-20%) ($p < 0.05$).

Al inicio del experimento (Figura 11a) se registró una mayor concentración de CO (*ca.* 60-80%) con respecto al CI en todos los tratamientos ($p < 0.05$). Las parcelas con dosis alta de abono (40 t ha⁻¹) tuvieron mayor contenido de CO que las parcelas con dosis intermedia (20 t ha⁻¹; $p < 0.05$). Para el segundo año (Figura 11b), la cantidad de CO disminuyó y al final del experimento, el CO llegó a una proporción cercana al 50% con respecto al CI en todos los tratamientos (Figura 11c). El CO de los controles con o sin barrera se mantuvo entre 50 y 60% a lo largo del experimento.

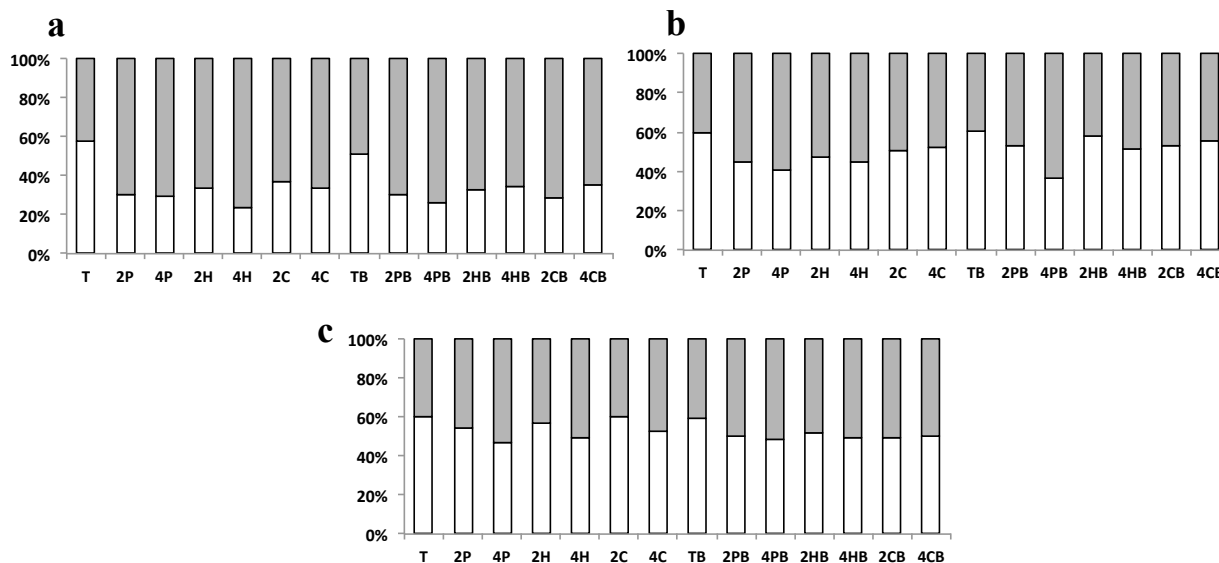


Figura 11. Proporción de C orgánico (barras grises) e inorgánico (barras blancas) de los tratamientos de este estudio para abril de 2016 (a), de 2017 (b) y de 2018 (c). Tratamientos: control (T), 20 o 40 t ha⁻¹ de pirocarbón (2P o 4P), hidrocarbón (2H o 4H) o composta (2C o 4C), con barrera (B). Media (n=8).

La emisión de NH₃ se registró únicamente al inicio del experimento ya que a partir del segundo muestreo la emisión de amoníaco fue imperceptible (Cuadro 3). La zona sin barrera y las parcelas con composta emitieron más NH₃ ($p < 0.05$). Se observó una correlación significativa y negativa entre la emisión de NH₃ y la proporción C/N al inicio del experimento ($\rho = -0.395$, $p = 0.002$). No se identificó correlación entre la CE o la humedad del suelo con la emisión de NH₃.

En el primer año se registraron menores emisiones de CO₂ en la zona con barrera respecto de la zona sin barrera ($p < 0.001$; Cuadro 3). No se observaron diferencias significativas entre abonos o dosis. Durante el segundo año no se observaron efectos de la barrera, los abonos o las dosis sobre las emisiones de CO₂.

El flujo de CO₂ al final de la temporada de lluvias (octubre: 6.5-8.7 mg C-CO₂/m² h) fue mayor que durante la estación seca (abril: 4.5 - 6.5 mg C-CO₂/m² h) en ambos años ($p < 0.05$). Se identificó una correlación significativa y positiva entre la emisión de CO₂ y la CE del suelo durante el primer año (abril: $\rho = 0.43$, $p < 0.001$; octubre: $\rho = 0.59$, $p < 0.001$). También se observó una correlación significativa y positiva entre la emisión de CO₂ y la humedad del suelo en octubre/2016 ($\rho = 0.45$, $p < 0.001$). No se encontró correlación significativa entre el CO₂ y la cantidad de C y N.

Cuadro 3. Flujo de NH₃ (mg N-NH₃/m² h) y de CO₂ (mg C-CO₂/m² h) de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Abr/16	Oct/16	Abr/17	Oct/17
		NH ₃	CO ₂			
<i>Zona sin barrera</i>	T	0.000±0.00	3.8±1.5	8.7±1.6	5.4±1.4	10.0±3.4
	2P	0.002±0.00	8.2±1.9	12.1±1.4	9.0±0.6	7.7±0.0
	4P	0.014±0.01	7.9±1.8	8.9±2.0	5.9±1.1	7.8±4.1
	2H	0.021±0.02	6.8±1.4	12.8±2.3	8.4±3.4	11.5±5.1
	4H	0.106±0.07	8.5±1.4	7.8±1.8	4.5±2.1	2.8±2.1
	2C	0.274±0.11	6.0±0.7	11.3±2.5	4.9±0.8	9.4±5.6
	4C	1.405±0.54	8.1±1.5	9.8±2.3	6.7±2.4	9.0±6.0
<i>Zona con barrera</i>	TB	0.000±0.00	2.2±0.9	4.6±1.8	7.0±3.0	10.0±2.7
	2PB	0.000±0.00	1.4±0.6	3.6±1.5	6.1±3.3	5.8±1.9
	4PB	0.000±0.00	5.3±2.2	2.7±1.1	5.7±1.7	7.7±5.1
	2HB	0.000±0.00	2.7±1.1	3.9±0.6	9.3±1.9	6.3±1.6
	4HB	0.059±0.05	0.6±0.6	3.8±1.5	6.9±2.7	14.4±2.0
	2CB	0.224±0.13	4.9±1.6	4.4±1.5	3.9±2.3	2.9±2.2
	4CB	0.085±0.08	1.9±0.4	1.7±0.6	4.2±2.7	8.1±2.4

DISCUSIÓN

Efecto de la adición de materia orgánica sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos

Contrario a lo esperado, no se observó efecto de los tratamientos sobre el pH, la salinidad y la sodicidad del suelo. Por una parte, es probable que haya existido interferencia del pH ligeramente alcalino de los abonos aplicados. Este efecto ha sido descrito anteriormente, ya que se han reportado incrementos de pH y de CE proporcionales a la tasa de aplicación de composta (Ouni *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2014; Qayyum *et al.*, 2015) y por liberación de nutrientes en forma de sales solubles por parte del biocarbón (Smider y Singh, 2014). Sin embargo, en los tratamientos usados no se observó un incremento en la concentración de iones por efecto del biocarbón o la composta.

Por otra parte, es posible que las dosis aplicadas no fueran suficientes para tener un efecto significativo, ya que es posible que en suelos con alta salinidad, las superficies de intercambio de la materia orgánica se saturen (Thomas *et al.*, 2013; Ippolito *et al.*, 2014). Por lo tanto, el efecto de los tratamientos sobre la RAS y la CE fue nulo. Liu & Zhang (2012) indican que suelos salinos con alto contenido de carbono orgánico tuvieron una disminución significativa del pH. Por lo que sería de esperar que dosis mayores a las aplicadas en este estudio tuvieran un efecto significativo en la disminución de las sales.

Al igual que con las propiedades químicas, se esperaba una mayor retención de agua por efecto de la adición de materia orgánica. Sin embargo, la hipótesis planteada no se cumplió. Las parcelas con mayor contenido de materia orgánica presentaron menor humedad. La mayor humedad de los suelos control podría ser resultado de una menor transpiración del pasto, ya que estas parcelas presentaron una menor cobertura vegetal y por tanto menor superficie foliar. Por otra parte, las plantas en los suelos sin abono pudieron sufrir de deficiencias nutrimentales que les impidieron tener un mayor aprovechamiento del agua y por tanto presentaron menores tasas de transpiración como lo señala Kowaljew *et al.* (2017), quienes observaron que la aplicación de 40 t ha⁻¹ de composta a un suelo arenoso aumentó la disponibilidad de nutrientes y, en consecuencia, la biomasa y el consumo de agua.

La evaporación en la superficie de los suelos sin abono pudo disminuir por el desarrollo de costras de sal que incrementan la resistencia de la difusión del vapor de agua (Fujimaki *et al.*, 2006; Zhang *et al.*, 2013; Nachshon & Weisbrod, 2015). Es probable que el biocarbón y la composta hayan fomentado la porosidad del suelo (Lakhdar *et al.*, 2009; Saifullah *et al.*, 2018), permitiendo la evaporación del agua, mientras que los controles, al presentar mayor CE, pudieron ser más propensos a la formación de costras aumentando la retención de humedad. Por otra parte, la presencia de compuestos hidrófobos en los abonos pudo haber contribuido a la menor humedad observada, debido a la posible creación de flujos preferenciales en las parcelas (Doerr & Thomas, 2003; Mataix-Solera & Doerr, 2004; Bayer & Schaumann, 2007; Kinney *et al.*, 2012; Zornoza *et al.*, 2016; Dorostkar *et al.*, 2016; Beck-Broichsitter *et al.*, 2018).

Efecto de la barrera sobre las propiedades químicas y físicas de los suelos

De acuerdo con lo planteado, la instalación de una barrera hecha con concreto triturado demostró ser una herramienta eficaz para reducir el aporte de sales. Este resultado corresponde con lo reportado por Guo *et al.* (2006), quienes registraron disminución del pH en un experimento de columnas. Así mismo, McFarland *et al.* (1992, 1994), Rooney *et al.* (1998), Guo *et al.* (2006) y Lee *et al.* (2014) observaron disminución de la salinidad y la sodicidad ($\geq 50\%$ la CE_e y el PSI originales) después de la instalación de barreras hechas de diferentes materiales como conchas o astillas de madera y con diferentes espesores (8-30 cm).

En cuanto a la humedad, los resultados de la época seca corresponden con lo observado por Guo *et al.* (2006) quienes registraron mayor humedad superficial (33-35%) en el control y reducción de la misma (*ca.* 20%) con la instalación de una barrera debido a la interrupción del ascenso capilar. En la época de lluvias, la instalación de la barrera aumentó la humedad del suelo por un posible impedimento o retardo de la infiltración del agua. Por lo que sería importante evaluar la conductividad hidráulica de la barrera bajo diferentes condiciones de precipitación y los posibles efectos de la acumulación del agua en procesos biogeoquímicos y el desarrollo de la vegetación.

El uso de cascajo para la formación de barreras capilares en suelos afectados por sales presenta ventajas como i) la utilización de un material resistente a la degradación, ii) la revalorización de un residuo pocas veces utilizado que generalmente es desechado clandestinamente, y iii) el posible aporte de Ca^{2+} ya que cerca del 70% del concreto está hecho de caliza (PAOT, 2010; CANACEM, 2014). Sin embargo, a largo plazo la interrupción del ascenso capilar podría perderse: i) al disminuir la granulometría de la barrera por la degradación del concreto o ii) por el taponamiento de los poros gruesos entre las gravas del concreto por partículas finas de suelo iluviadas dentro de la barrera. La presencia de residuos peligrosos o de materia orgánica en el cascajo podría ocasionar problemas de contaminación, emisión de malos olores y atracción de fauna nociva (PAOT, 2010), por lo que el uso de materiales libres de sustancias tóxicas o basura debe ser primordial. Asimismo, el cascajo podría aportar carbonatos, aumentando la alcalinidad del suelo como se observó al inicio del experimento, donde el incremento del pH en la zona con barrera posiblemente se debió al pH del cascajo (10.9; apéndice: Cuadro 8).

Efecto de la barrera y de la adición de materia orgánica sobre *Distichlis spicata*

La barrera no aumentó la supervivencia de *Distichlis spicata*, pero sí permitió un mayor crecimiento, cumpliendo parcialmente la hipótesis planteada. La instalación de la barrera disminuyó la humedad y el espacio radical, lo que pudo afectar negativamente la supervivencia del pasto. Sin embargo, lo opuesto se observó para la cobertura vegetal, que incrementó a casi el doble en presencia de la barrera, indicando que la disminución de la salinidad (*ca.* $\leq 60 \text{ dS m}^{-1}$) permitió el crecimiento.

La mayor supervivencia de *D. spicata* se presentó por adición de materia orgánica, especialmente pirocarbón. Sin embargo, el efecto del pirocarbón no se observó en el crecimiento del pasto, ya que únicamente los tratamientos con composta (zona con barrera) o hidrocarbón (zona sin barrera) presentaron la mayor cobertura vegetal, cumpliendo parcialmente la hipótesis sobre la adición de materia orgánica y específicamente sobre el biocarbón. Al respecto, es probable que el pirocarbón presentara mayor área superficial que el hidrocarbón y la composta (Gronwald *et al.*, 2015), induciendo un estrés nutricional en la vegetación como lo señalan Biederman *et al.* (2017), Ohsowski *et al.* (2018) y Ramlow *et al.* (2018), quienes relacionaron la baja cobertura vegetal de sus tratamientos con la adsorción de nutrientes a las superficies de los biocarbonos usados.

El alto porcentaje de supervivencia registrado ($> 80\%$) podría atribuirse a varios factores como la introducción durante la estación lluviosa (que disminuyó la CE en la zona radical), el riego durante la primera temporada seca y la adición de biocarbón y composta. Opuesto a los resultados de este experimento, González-Vicente (1982) y Salo *et al.* (1997) indican que la supervivencia de *D. spicata* fue cercana a 35% debido a las condiciones de sequía y salinidad extrema en el ex lago de Texcoco (González-Vicente, 1982) y a la alta CE de los sustratos con estiércol (Salo *et al.*, 1997).

Los resultados de cobertura vegetal de este experimento son similares a lo reportado por la mayoría de los autores que han usado composta como fertilizante en condiciones de campo. Por ejemplo, Norland & Veith (1995) señalan que la adición de 40 t ha⁻¹ de composta incrementó la cobertura a > 80% después de 4 años de su aplicación en una zona afectada por residuos mineros. Larchevêque *et al.* (2005) y Kowaljow & Mazzarino (2007) mencionan que la adición de composta de lodos residuales (40-100 t ha⁻¹) mejoró la cobertura vegetal hasta en 100% en un bosque mediterráneo y en una zona semiárida afectada por incendios. Tejada *et al.* (2006a,b) y Corrêa *et al.* (2010) señalan que el uso de composta incrementó la cobertura a ca. 60%, observándose una respuesta lineal entre el crecimiento y las dosis usadas en un suelo urbano (19-76 t ha⁻¹) y uno afectado por sales (5-10 t ha⁻¹).

La presencia de barrera y el aporte de materia orgánica permitieron el establecimiento de especies vegetales menos tolerantes a la salinidad que *D. spicata* (Fernández-Buces, 2006). La llegada de especies vegetales también ha sido reportada por otros autores después de adicionar composta a suelos degradados (Kowaljow & Mazzarino, 2007; Baldantoni *et al.*, 2015; Pardo *et al.*, 2018). Por lo que únicamente la aplicación de abonos puede favorecer el establecimiento de vegetación (Cordova *et al.*, 2011), prescindiendo de la introducción de semillas o plantas que pueden aumentar los costos de la rehabilitación de suelos. Además, existe la ventaja de que especies locales pueden ser más tolerantes a las condiciones ambientales que plantas introducidas (Bakker *et al.*, 1996; Cordova *et al.*, 2011). Sin embargo, se corre el riesgo de que algunas especies exóticas se vuelvan invasoras (*sensu* SEMARNAT, 2018 y ISSG, 2019) afectando procesos ecosistémicos, la economía del lugar e inclusive el bienestar de habitantes aledaños (Aguirre-Muñoz *et al.*, 2009; ISSG, 2019).

La concentración de sales y sodio, incluso en cantidades bajas, es un factor de estrés abiótico en el suelo que puede determinar la dinámica vegetal (*e.g.*, cambios de estructura y composición) en tiempos y espacios relativamente cortos (Castellanos *et al.*, 2005; Fernández-Buces, 2006; Karlin *et al.*, 2011; Bui, 2013; Bai *et al.*, 2015; Ma *et al.*, 2015). Lo anterior indica que la proporción de plantas exóticas y nativas puede modificarse debido a cambios en la salinidad del suelo. Por lo que estudios sobre colonización e invasión en suelos salino-sódicos bajo esquemas de rehabilitación pueden ofrecer un panorama sobre los mecanismos que favorecen tanto a especies nativas como a especies exóticas.

Por otra parte, aunque el riego puede ser fundamental para la supervivencia y desarrollo de plantas en zonas con escasa precipitación (FAO, 2015), es importante mencionar que no se observó efecto del mismo sobre la salinidad o la humedad del suelo. Por lo anterior, al considerar el costo-beneficio de esta estrategia, únicamente la instalación de una barrera y la adición de biocarbón podrían ser suficientes para el establecimiento de vegetación.

Concentración de C y N en el suelo y emisión de GEI

Al inicio del monitoreo la adición de los abonos incrementó la cantidad de materia orgánica del suelo (C total y CO), siendo mayor con la aplicación de pirocarbón, y proporcional a las dosis empleadas. Por otra parte, los abonos contribuyeron al aporte de N al suelo. Sin embargo, la proporción C/N de la composta indicó que es de fácil degradación con respecto a los biocarbones, limitando su uso en condiciones de alta alcalinidad por posibles emisiones de NH₃, al menos durante los primeros días o semanas después de su aplicación, ya que el amoniaco no se volvió a detectar en los siguientes monitoreos. Al respecto, se ha informado que aproximadamente el 25% del NH₄ aplicado se puede volatilizar en menos de 24 h en suelos del ex lago (pH > 9 y EC ≥ 56 dS m⁻¹) (Vega-Jarquín *et al.*, 2003; Dendooven *et al.*, 2010). Las bajas emisiones de NH₃ por los tratamientos con pirocarbón e hidrocábón podrían deberse a la

adsorción de NH_4^+ a las superficies de los biocarbones (Taghizadeh-Toosi *et al.*, 2012) y a la mayor recalcitrancia de estos abonos en comparación con la composta.

La adición de biocarbón y composta no influyó en las emisiones de CO_2 , probablemente debido a las bajas dosis empleadas que no pudieron promover la actividad microbiana del suelo o el crecimiento de las raíces bajo condiciones de alta salinidad y sodicidad (Rietz & Haynes, 2003; Oertel *et al.*, 2016; Singh, 2016). Por ejemplo, Ikkonen *et al.* (2018) registraron menos de $15 \text{ mg C-CO}_2/\text{m}^2 \text{ h}$ en un pastizal de *D. spicata* debido a la baja densidad de raíces relacionada con la alta salinidad del suelo. Esto implica que la influencia de la barrera en la disminución de la humedad y la cantidad de sales del suelo fue el factor principal que aminoró las emisiones de CO_2 , aunque las correlaciones entre estas variables fueron bajas. Al respecto, se ha observado que la humedad del suelo promueve la actividad metabólica de los microorganismos (Singh, 2016; Ikkonen *et al.*, 2018) y que, bajo condiciones estresantes (*e.g.*, alta salinidad y sodicidad), la respiración puede incrementarse como reflejo del uso ineficiente del C (Rietz & Haynes, 2003).

La barrera también tuvo efecto en la disminución de las emisiones de amoníaco, posiblemente debido a la reducción de la humedad. Al respecto, Sigunga *et al.* (2002) registraron mayor emisión de NH_3 por una mejor disolución del fertilizante en el agua del suelo. Sin embargo, también se han registrado relaciones negativas entre la producción de este gas y el contenido de humedad del suelo como lo señala Bouwmeester *et al.* (1985).

Los resultados del contenido de C en los suelos concuerdan parcialmente con lo esperado debido a que el pirocarbón y el hidrocábón efectivamente adicionaron mayor contenido de C. Sin embargo, ambos biocarbones perdieron mayor proporción de CO que la composta, posiblemente por su mayor contenido de C (apéndices: Caracterización del pirocarbón, del hidrocábón y la composta). Los resultados del monitoreo de gases concuerdan parcialmente con lo planteado debido a que la diferente recalcitrancia de los abonos se reflejó en la emisión de NH_3 como se esperaba. Sin embargo, la constitución química de los abonos no influyó en la emisión de CO_2 , ya que el contenido de humedad y conductividad eléctrica determinaron la formación de este gas.

Los análisis abarcan solo dos años de monitoreo, por lo que únicamente en un periodo de tiempo mayor, y con posibles reapiques de los abonos, podría dilucidarse el efecto del biocarbón y de la composta en el secuestro de C y la emisión de GEI de suelos altamente salino-sódicos. Sin embargo, debido a la longevidad calculada para el biocarbón (Glaser *et al.*, 2001; Downie *et al.*, 2011), a la no influencia del pirocarbón y del hidrocábón en la emisión de GEI, por su mayor aporte al C y N de los suelos y por la alta supervivencia y cobertura de *D. spicata* en presencia de estos abonos, se puede inferir que los biocarbones pueden mejorar la productividad de suelos afectados por sales y el almacenamiento de C a largo plazo.

CONCLUSIONES

La aplicación de los abonos no contribuyó a disminuir la salinidad y sodicidad ni a incrementar la concentración de nutrientes como Ca^{2+} o Mg^{2+} , atribuido a las bajas dosis aplicadas y a la alta concentración de sales en los suelos bajo estudio. El efecto del biocarbón y la composta en la retención de humedad mostró efectos opuestos a los esperados, ya que la evapotranspiración, y posiblemente la hidrofobicidad, fueron los factores determinantes en la disminución del contenido de agua de los suelos.

La instalación de una barrera hecha de cascajo triturado probó ser una herramienta efectiva en el mejoramiento de suelos altamente salino-sódicos. El efecto fue especialmente efectivo para disminuir la conductividad eléctrica y la concentración de sodio. Sin embargo, la barrera aumentó ligeramente la alcalinidad del suelo al inicio del experimento. La humedad de la zona radical cambió dependiendo de la temporada por efecto de la barrera, mostrando un menor contenido de agua en la época seca y un efecto opuesto en la época de lluvias.

La instalación de la barrera mejoró la cobertura vegetal de *Distichlis spicata*, mientras que la supervivencia fue similar con o sin barrera. La barrera también permitió el establecimiento de nuevas especies vegetales que podrían aminorar los costos de la introducción de vegetación. Los tres abonos favorecieron la supervivencia (en especial el pirocarbón) y la cobertura (en especial el hidrocarbón y la composta) de *D. spicata*.

La adición de biocarbón y composta aumentó el contenido de C y N en los suelos sin afectar la emisión de CO_2 , a pesar de las pérdidas de C orgánico. Lo anterior señala la posibilidad de mejorar el almacenamiento de C en suelos afectados por sales con la reaplicación de biocarbón o el uso de dosis mayores 40 t ha^{-1} . El uso de composta favoreció las emisiones de NH_3 , por lo que su aplicación en suelos con alta alcalinidad no es recomendable por cuestiones de calidad del aire. La influencia de la barrera en la producción de estos gases fue significativa. La emisión de CO_2 estuvo determinada por la humedad y la conductividad eléctrica del suelo. La emisión de NH_3 fue afectada por la humedad del suelo asociada a la barrera.

LITERATURA CITADA

- Aguirre-Muñoz, A., *et al.* 2009. Especies exóticas invasoras: impactos sobre las poblaciones de flora y fauna, los procesos ecológicos y la economía, en Capital natural de México, vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio. CONABIO, México, 277-318 p.
- Akudago, J.A., M. Nishigaki, L.P. Chegbeleh, M. Komatsu. Md.A. Alim. 2009. Capillary cut design for soil-groundwater salinity control. *Journal of the Faculty of Environmental Science and Technology* 14(1): 17-22.
- Amlinger, F., Peyr, S., Geszti, J., Dreher, P., Karlheinz, W., Nortcliff, S. 2007. Beneficial effects of compost application on fertility and productivity of soils. Literature Study, Federal Ministry for Agriculture and Forestry, Environment and Water Management, Austria. En: www.umwelt.net.at/filemanager/download/20558/ [consulta: 3 de mayo de 2014].
- Anaya-Garduño, M. (Coord.). 2004. Proyecto: siembra aérea de *Kochia scoparia* en la Zona Federal del ex-Lago de Texcoco. Reporte técnico. Comisión Nacional del Agua-Colegio de Postgraduados. 27 pp.
- Arfaoui, A., K. Ibrahim, F. Trabelsi. 2019. Biochar application to soil under arid conditions: a bibliometric study of research status and trends. *Arabian Journal of Geosciences* 12 (45): 1-9.
- Bai, Z., Y. Gao, F. Xing, S. Sun, D. Jiao, X. Wei, C. Mu. 2015. Responses of two contrasting saline-alkaline grassland communities to nitrogen addition during early secondary succession. *Journal of Vegetation Science* 26: 686–696.
- Bakker, J.P., P. Poschod, R.J. Strykstra, R.M. Bekker, K. Thompson. 1996. Seed banks and seed dispersal: important topics in restoration ecology. *Acta Bot. Neerl.* 45(4): 461-490.
- Baldantoni, D., A. Bellino, L. Morra, A. Alfani. 2015. Compost Amendment Enhances Natural Revegetation of a Mediterranean Degraded Agricultural Soil. *Environmental Management* 56: 946–956.
- Bass, A.M., M.I. Bird, G. Kay, B. Muirhead. 2016. Soil properties, greenhouse gas emissions and crop yield under compost, biochar and co-composted biochar in two tropical agronomic systems. *Science of the Total Environment* 550: 459–470
- Bayer, J. V., Schaumann, G.E., 2007. Development of soil water repellency in the course of isothermal drying and upon pH changes in two urban soils. *Hydrol. Process.* 21: 2266–2275.
- Beck-Broichsitter, S., Fleige, H., Horn, R., 2018. Compost quality and its function as a soil conditioner of recultivation layers - A critical review. *Int. Agrophysics* 32: 11–18.
- Bharadwaj, A., V. Khandelwal, P. Choudhary, A. K. Bhatia. 2011. Comparative studies of organic enrichers in the improvement of physico-chemical and microbiological characteristics of saline/usar soils. *J. Chem. Pharm. Res.* 3: 997-1003
- Biederman, L.A., J. Phelps, B.J. Ross, M. Polzin, W.S. Harpole. 2017. Biochar and manure alter few aspects of prairie development: A field test. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 236: 78–87.
- Brady, N.C., R.R. Weil. 2002. The nature and properties of soils. Prentice Hall. USA. 960 p.
- Bresler, E., E.L. McNeal, D.L. Carter. 1982. Saline and sodic soils. Principles-dynamics-modeling. Berlin. Springer-Verlag. 236 pp.
- Brotherson, J.D. 1987. Plant community zonation in response to soil gradients in a saline meadow near Utah Lake, Utah County, Utah. *The Great Basin Naturalist* 47(2): 322-333.
- Borchard N., Spokas K., Prost K., Siemens J. 2014. Greenhouse Gas Production in Mixtures of Soil with Composted and Noncomposted Biochars Is Governed by Char-Associated Organic Compounds. *J. Environ. Qual.* 43, 971.
- Bouwmeester, R.J.B., Vlek, P.L.G., Stumpe, J.M., 1985. Effect of Environmental Factors on Ammonia Volatilization from a Urea-Fertilized Soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 49: 376–381.
- Bui, E.N. 2013. Soil salinity: A neglected factor in plant ecology and biogeography. *Journal of Arid Environments* 92: 14-25.
- Buss, W., O. Masek, M. Graham, D. Wüst. 2015. Inherent organic compounds in biochar - Their content, composition and potential toxic effects. *Journal of Environmental Management* 156: 150-157
- CANACEM (Cámara Nacional del Cemento). 2014. Procesos de Producción del cemento. En: <http://canacem.org.mx/procesos-de-produccion/> [consulta: 6 de octubre de 2014].
- Castellanos, A.E., M.J. Martínez, J.M. Llano, W.L. Halvorson, M. Espiricueta, I. Espejel. 2005. Successional trends in Sonoran Desert abandoned agricultural fields in northern Mexico. *Journal of Arid Environments* 60: 437–455.
- Carranza, C. 2005. Evaluación de tres métodos físicos (bordos, canales y surcos) en el mejoramiento de los suelos salino-sódicos de la Zona Federal del exLago de Texcoco. Tesis de Licenciatura, UNAM. México, D.F. 79 p.
- Cha J.S., Park S.H., Jung S.-C., Ryu C., Jeon J.-K., Shin M.-C., Park Y.-K. 2016. Production and utilization of biochar: A review. *Journal of Industrial and Engineering Chemistry* 40, 1–15.

- Chaganti, V.N., Crohn, D.M. 2015. Evaluating the relative contribution of physiochemical and biological factors in ameliorating a saline-sodic soil amended with composts and biochar and leached with reclaimed water. *Geoderma* 259–260: 45–55.
- Chandio, F.A., A.G. Soomro, A.H. Memon, M.A. Talpur. 2011. Influence of Watertable Depth on Soil Sodicity and Salinity. *International Scholarly and Scientific Research & Innovation* 5(8): 416-420.
- Chávez, O.E., E. Suárez (Coords.). 1998. Reporte del estado ambiental y de los recursos naturales en la Frontera Norte de México. Instituto Nacional de Ecología- Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México. 349 p.
- Clough, T.J., P., Rochette, S.M., Thomas, M., Pihlatie, J.R. Christiansen, R.E. Thorman. 2012. Chamber Design. En: C.A.M. de Klein, M.J. Harvey (Eds.). *Nitrous Oxide Chamber Methodology Guidelines*. Pp. 19-33.
- Clough, T.J., L.M. Condron, C. Kammann, C. Müller. 2013. A Review of Biochar and Soil Nitrogen Dynamics. *Agronomy* 3: 275-293.
- Cluff, G.J., R.A. Evans, J.A. Young. 1983. Desert Saltgrass Seed Germination and Seedbed Ecology. *Journal of Range Management* 36(4): 419-422.
- CONAGUA (Comisión Nacional del Agua), UACH (Universidad Autónoma Chapingo). 2004. Plan de Consolidación del Rescate Hidroecológico de la Zona Federal del ex Lago de Texcoco. Segunda parte: Evaluación y diagnóstico de acciones 1971-2003. Gerencia Regional de Aguas del Valle de México y Sistema Cutzamala Gerencia de Programación. 173 p.
- Conabio (Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad). 2014. Malezas de México: *Distichlis spicata*. En: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/poaceae/distichlis-spicata/fichas/ficha.htm> [consulta: 3 de marzo de 2014].
- Conabio (Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad). 2017a. Malezas de México: *Kochia scoparia*. En: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/kochia-scoparia/fichas/ficha.htm> [consulta: 8 de junio de 2017].
- Conabio (Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad). 2017b. Malezas de México: *Sonchus oleraceus*. En: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/asteraceae/sonchus-oleraceus/fichas/ficha.htm> [consulta: 8 de agosto de 2017].
- Conabio (Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad). 2017c. Malezas de México: *Suaeda torreyana*. En: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/chenopodiaceae/suaeda-torreyana/fichas/ficha.htm> [consulta: 8 de junio de 2017].
- Córdova, S., A. Neaman, I. González, R. Ginocchio, P. Fine. 2011. The effect of lime and compost amendments on the potential for the revegetation of metal-polluted, acidic soils. *Geoderma* 166: 135–144
- Corrêa, R.S., L.C.R. Silva, G.M.M. Baptista, P.F. dos Santos. 2010. Fertilidade química de um substrato tratado com lodo de esgoto e composto de resíduos domésticos. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental* 14(5): 538–544
- Cram, S., H. Cotler, L.M. Morales, I. Sommer, E. Carmona. 2008. Identificación de los servicios ambientales potenciales de los suelos en el paisaje urbano del Distrito Federal. *Investigaciones Geográficas* 66: 81-104. Boletín del Instituto de Geografía, UNAM.
- Cruikshank, G. 2007. Proyecto lago de Texcoco: rescate hidroecológico. Comisión Nacional del Agua-SEMARNAT. México. 140 p.
- Cruz, R., Plasencia, J. 2013 Estrés abiótico. En *Biología de Angiospermas* (Márquez, J. *et al.*, Eds.), pp. 376-385, Las Prensas de Ciencias, UNAM.
- Davidson, E.A., K. Savage, L.V. Vercho, R. Navarro. 2002. Minimizing artifacts and biases in chamber-based measurements of soil respiration. *Agricultural and Forest Meteorology* 113: 21–37.
- Dendooven, L., Alcántara-Hernández, R.J., Valenzuela-Encinas, C., Luna-Guido, M., Perez-Guevara, F., Marsch, R. 2010. Dynamics of carbon and nitrogen in an extreme alkaline saline soil: A review. *Soil Biol. Biochem.* 42: 865-877.
- Díaz-Nigenda, E., J. Tatarko, A.D. Jazcilevich, A.R. García, E. Caetano, L.G. Ruíz-Suárez. 2010. A modeling study of Aeolian erosion enhanced by surface wind confluences over Mexico City. *Aeolian Research*: 143-157.
- D’Odorico, P., A. Bhattachan, K. F. Davis, S. Ravi, C. W. Runyan. 2013. Global desertification: Drivers and feedbacks. *Advances in Water Resources* 51: 326-344.
- Doerr, S.H., Thomas, A.D., 2003. Soil moisture: a controlling factor in water repellency? En: Ritsema, C.J., Dekker, L.W. (Eds.). *Soil Water Repellency*. Elsevier. Pp. 137–149.
- Dorostkar, V., Afyuni, M., Khoshgofarmanesh, A.H., Mosaddeghi, M.R., Rejali, F., 2016. Subcritical soil hydrophobicity in the presence of native and exotic arbuscular mycorrhizal species at different soil salinity levels. *Arch. Agron. Soil Sci.* 62: 429–443.
- Downie, A.E., L. Van Zwieten, R.J. Smernik, S. Morris, P.R. Munroe. 2011. Terra Preta Australis: Reassessing the carbon storage capacity of temperate soils. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 140: 137–147.

- EBC (European Biochar Certificate). 2017. Guidelines for a sustainable production of biochar. European Biochar Foundation, Arbaz, Switzerland. En: <http://www.europeanbiochar.org/en/download> [consulta: 15 de octubre de 2017].
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2015. Global guidelines for the restoration of degraded forests and landscapes in drylands: building resilience and benefiting livelihoods, by Berrahmouni, N., Regato, P. & Parfondry, M. Forestry Paper No. 175. Rome, Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO-ISRIC-IUSS. 2006. Grupo de Trabajo WRB. Base Referencial Mundial del Recurso Suelo. Primera actualización 2007. Informes sobre Recursos Mundiales de Suelos No. 103. FAO, Roma.
- Fernández-Buces, N. 2006. Variabilidad espacial de la salinidad y su efecto en la vegetación en el ex Lago de Texcoco: implicaciones para su monitoreo por percepción remota. Tesis de Doctorado, Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM. México, D.F. 210 p.
- Fernández-Buces, N., C. Siebe, S. Cram, J.L. Palacio. 2006. Mapping soil salinity using a combined spectral response index for bare soil and vegetation: A case study in the former lake Texcoco, Mexico. *Journal of Arid Environments* 65: 644-667.
- Fernández-Buces, N., C. Siebe, J.L. Palacio-Prieto, R. Webster. 2009. Mapping Soil Salinity from Sample Data and Remote Sensing in the Former Lake Texcoco, Central Mexico. En: Metternicht, G., J.A. Zinck (Eds.). *Remote Sensing of Soil Salinization Impact on Land Management*. CRC Press: 291-304.
- Fischer, D., B. Glaser. 2012. Synergisms between Compost and Biochar for Sustainable Soil Amelioration. En: Kumar S., A. Bharti (Eds.). *Management of Organic Waste*. InTech. 198 p.
- Font Quer, P. 2001. *Diccionario de Botánica*. Barcelona. Ediciones Península. 1244 p.
- Forghani, A., 2007. Ammonia Volatilization from Different Soils Amended with Organic Materials. *Asian J. Chem.* 19: 4347-4352.
- Fujimaki, H., T. Shimano, M. Inoue, K. Nakane. 2006. Effect of a salt crust on evaporation from a bare saline soil. *Vadose Zone J.*, 5(4), 1246-1256.
- Fuller, R.D., C.J. Richardson. 1986. Aluminate toxicity as a factor controlling plant growth in bauxite residue. *Environmental Toxicology and Chemistry* 5(10): 905-915.
- Galantini, J.A., L. Suñer. 2008. Las fracciones orgánicas del suelo: análisis en los suelos de la Argentina. *AgriScientia XXV* (1): 41-55
- García, E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la Republica Mexicana). Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- George, R., D. McFarlane, B. Nulsen. 1997. Salinity threatens the viability of agriculture and ecosystems in Western Australia. *Hydrogeology Journal* 5(1): 6-21.
- Ghosh, S., Ow, L.F., Wilson, B., 2014. Influence of biochar and compost on soil properties and tree growth in a tropical urban environment. *Int. J. Environ. Sci. Technol.* 12: 1303-1310.
- Glaser, B., Haumaier, L., Guggenberger, G., Zech, W. 2001. The Terra Preta phenomenon – A model for sustainable agriculture in the humid tropics, *Naturwissenschaften* 88: 37-41.
- González-Vicente, C.E., 1982. Una alternativa de cobertura vegetal en el vaso del ex Lago de Texcoco. *Rev. Cienc. For.* 40: 3-22.
- Gronwald, M., A. Don, B. Tiemeyer, M. Helfrich 2015. Effects of fresh and aged chars from pyrolysis and hydrothermal carbonization on nutrient sorption in agricultural soils. *SOIL* 1: 475-489.
- Gronwald, M., C. Vos, M. Helfrich, A. Don. 2016. Stability of pyrochar and hydrochar in agricultural soil - a new field incubation method. *Geoderma* 284: 85-92.
- Guo, G., K. Araya, H. Jia, Z. Zhang, K. Ohomiya, J. Matsuda. 2006. Improvement of Salt-affected Soils, Part 1: Interception of Capillarity. *Biosystems Engineering* 94(1): 139-150.
- Gutiérrez-Castorena, Ma. del C., G. Stoops, C. A. Ortiz-Solorio, G. López-Avila. 2005. Amorphous silica materials in soils and sediments of the Ex-Lago de Texcoco, Mexico: An explanation for its subsidence. *Catena* 60: 205-226.
- Hansen, D.J., P. Dayanandan, P.B. Kaufman, J.D. Brotherson. 1976. Ecological adaptations of salt marsh grass, *Distichlis spicata* (Gramineae), and environmental factors affecting its growth and distribution. *American Journal of Botany* 63(5): 635-650.
- Hauser, A.S. 2006. *Distichlis spicata*. Fire Effects Information System. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Fire Sciences Laboratory (Producer). En: <http://www.fs.fed.us/database/feis/> [consulta: 6 de abril de 2014].
- He, Z.L., D.V. Calvert, A.K. Alva, Y.C. Li, P.J. Stoffella, D.J. Banks. 2003. Nitrogen Transformation and Ammonia Volatilization From Biosolids and Compost Applied to Calcareous Soil, *Compost Science & Utilization* 11: 81-88.

- Henry, C.L., R.B. Harrison. 1996. Carbon fractions in compost and compost maturity tests. En: F.R. Magdoff, M.A. Tabataba, E.A. Hanlon, Jr. (Ed.). Soil organic matter: Analysis and interpretation. S.S.S.A. Special Publication no. 46. Madison, Wisconsin, USA. Pp: 51-67.
- Hillel, D. 2000. Salinity Management for Sustainable Irrigation: Integrating Science, Environment, and Economics. World Bank, Washington, DC. 92 p.
- Ikkonen, E.N., García-Calderón, N.E., Ibáñez-Huerta, A., Etchevers-Barra, J.D., Krasilnikov, P.V. 2018. Seasonal dynamics of soil CO₂ concentration and CO₂ fluxes from the soil of the former Lake Texcoco, Mexico. *Eurasian Soil Sci.* 51: 674–681.
- IBI (International Biochar Initiative). 2015. Standardized product definition and product testing guidelines for biochar that is used in soil. v. 2.1. 61 p.
- INECC (Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático). 2014. Estudio para la incorporación de nuevas variables en los escenarios de cambio climático para México utilizados en la Quinta Comunicación Nacional. Parte I: Análisis de Variables Atmosféricas (Históricas y Escenarios de Cambio Climático). 59 p.
- ISSG (Invasive Species Specialist Group). 2019. About Invasive Species. En: http://www.issg.org/about_is.htm. [consulta: 3 de marzo de 2019].
- Ippolito, J.A., Stromberger, M.E., Lentz, R.D., Dungan, R.S., 2014. Hardwood Biochar Influences Calcereous Soil Physicochemical and Microbiological Status. *J. Environ. Qual.* 43: 681–689.
- Kang, Y., S. Khan, X. Ma. 2009. Climate change impacts on crop yield, crop water productivity and food security – a review. *Progress in Natural Science* 19 (12):1665–74.
- Karmakar, R., I. Das, D. Dutta, A. Rakshit. 2016. Potential Effects of Climate Change on Soil Properties: A Review. *Science International* 4: 51-73.
- Karlin, M.S., O.A. Bachmeier, A.Dalmasso, J.M. Sayago, R. Sereno. 2011. Environmental Dynamics in Salinas Grandes, Catamarca, Argentina, *Arid Land Research and Management* 25(4): 328-350.
- Kinney, T.J., Masiello, C.A., Dugan, B., Hockaday, W.C., Dean, M.R., Zygourakis, K., Barnes, R.T. 2012. Hydrologic properties of biochars produced at different temperatures. *Biomass and Bioenergy* 41: 34–43.
- Kowaljow, E., M.J. Mazzarino. 2007. Soil restoration in semiarid Patagonia: Chemical and biological response to different compost quality. *Soil Biology & Biochemistry* 39: 1580–1588.
- Kowaljow, E., M. Gonzalez-Polo, M.J. Mazzarino. 2017. Understanding compost effects on water availability in a degraded sandy soil of Patagonia. *Environ Earth Sci.* 76: 255.
- Kuzyakov, Y., Friedel J.K., Stahr K. 2000. Review of mechanisms and quantification of priming effects. *Soil Biol Biochem* 32: 1485–1498.
- Lakhdar, A., M. Rabhi, T. Ghnaya, F. Montemurro, N. Jedidi C. Abdelly. 2009. Effectiveness of compost use in salt-affected soil. *Journal of Hazardous Materials* 171: 29-37.
- Lal, R. 2004. Soil Carbon Sequestration Impacts on Global Climate Change and Food. *Science* 304 (5677): 1623-1627.
- Lambert, M., J.-L. Fréchet. 2005. Analytical techniques for measuring fluxes of CO₂ and CH₄ from hydroelectric reservoirs and natural water bodies. En: Tremblay, A., Varfalvy, L., Roehm, C., Garneau, M. (Eds.). *Greenhouse Gas Emissions-Fluxes and Processes: Hydroelectric Reservoirs and Natural Environments*. Springer, New York. Pp: 37–60.
- Larchevêque, M., N. Montès, V. Baldy, S. Dupouyet. 2005. Vegetation dynamics after compost amendment in a Mediterranean post-fire ecosystem. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 110: 241–248.
- Lazarus, B.E., J.H. Richards, P.E. Gordon, L.R. Oki, C.S. Barnes. 2011. Plasticity tradeoffs in salt tolerance mechanisms among desert *Distichlis spicata* genotypes. *Funct. Plant Biol.* 38: 187–198.
- Lee, S., S. Lee, H. Bae, J. Lee, Y. Oh, T. Noh, G. Lee. 2014. Effect of Capillary Barrier on Soil Salinity and Corn Growth at Saemangeum Reclaimed Tidal Land. *Korean Journal of Soil Science and Fertilizer* 47(6): 398-405. (En Coreano con Abstract en Inglés).
- Lehmann, J. 2007. Bio-Energy in the Black. *Frontiers in Ecology and the Environment* 5(7): 381-387.
- Leogrande R., C. Vitti. 2019. Use of organic amendments to reclaim saline and sodic soils: a review. *Arid Land Research and Management* 33(1): 1-21.
- Liang, C., G. Gascó, S. Fu, A. Méndez, J. Paz-Ferreiro. 2016. Biochar from pruning residues as a soil amendment: effects of pyrolysis temperature and particle size. *Soil & Tillage Research* 164: 3-10.
- Liu, X.H., Zhang, X.C., 2012. Effect of biochar on pH of alkaline soils in the loess plateau: results from incubation experiments. *Int. J. Agric. Biol.* 14: 745–750.
- Luna-Guido, M.L., R.I. Beltrán-Hernández, N.A. Solís-Ceballos, N. Hernández-Chávez, F. Mercado-García, V. Olalde-Portugal, J.A. Catt, L. Dendooven. 2000. Chemical and biological characteristics of alkaline saline soils from the former lake Texcoco as affected by artificial drainage. *Biology and Fertility of Soils* 32: 102-108.

- Luo, Y., Q. Lin, M. Durenkamp, Y. Kuzyakov. 2018. Does repeated biochar incorporation induce further soil priming effect? *J Soils Sediments* 18: 128–135
- Ma, H., Yang H., Liang Z., Ooi M.K.J. 2015 Effects of 10-Year Management Regimes on the Soil Seed Bank in Saline-Alkaline Grassland. *PLoS ONE* 10(4): e0122319.
- Maas, E. V. 1994. Testing crops for salinity tolerance. Salinity Laboratory U.S., USDA-ARS, Riverside, CA.
- Malik, K.A., E.A. Farooq. 1979. Effect of salinity on carbon and nitrogen transformations in soil. *Pakistan Journal of Botany* 11(2): 113-122.
- Mataix-Solera, J., Doerr, S.H. 2004. Hydrophobicity and aggregate stability in calcareous topsoils from fire-affected pine forests in Southeastern Spain. *Geoderma* 118: 77–88.
- McFarland, M.L., S. Hartmann, D.N. Ueckert, F.M. Hons. 1992. Selective-Placement Burial of Drilling Fluids: I. Effects on Soil Chemical Properties. *Journal of Environmental Quality* 21(1): 135-139.
- McFarland, M. L., D. N. Ueckert, F. M. Hons, S. Hartmann. 1994. Selective-placement burial of drilling fluids: Effects on soil properties, buffalograss and fourwing salt-bush after 4 years. *Journal of Range Management* 47: 475-480.
- Michler, L. 2013. Assessment of Compost Produced from Organic Urban Residues by the Processing Plant of Mexico City. Bachelor Thesis. University of Hohenheim and Universidad Nacional Autónoma de México. 55 p.
- Mos, B., T.S. Fredericksen. 2000. Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal. Proyecto BOLFOR. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia. 87 pp.
- Nachshon, U., N. Weisbrod. 2015. Beyond the Salt Crust: On Combined Evaporation and Subflorescent Salt Precipitation in Porous Media. *Transp Porous Med.* 110: 295–310.
- Norland, M.R., D.L. Veith. 1995. Revegetation of coarse taconite iron ore tailing using municipal solid waste compost. *Journal of Hazardous Materials* 41: 123-134.
- Oertel, C., Matschullat, J., Zurba, K., Zimmermann, F., Erasmi, S., 2016. Greenhouse gas emissions from soils — A review. *Chemie der Erde* 76: 327–352.
- Oh, T.-K., Y. Shinogi, J. Chikushi, Y.-H. Lee, B. Choi. 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.
- Ohsowski, B.M., K. Dunfield, J.N. Klironomos, M.M. Hart. 2018. Plant response to biochar, compost, and mycorrhizal fungal amendments in post-mine sandpits. *Restoration Ecology* 26(1): 63–72.
- Ouni, Y., Lakhdar, A., Scelza, R., Scotti, R., Abdelly, C., Barhoumi, Z., Rao, M.A., 2013. Effects of two composts and two grasses on microbial biomass and biological activity in a salt-affected soil. *Ecol. Eng.* 60: 363–396.
- Pardo, J., P. Mondaca, J.L. Celis-Diez, R. Ginocchio, C. Navarro-Villaruel, A. Neaman. 2018. Assessment of revegetation of an acidic metal(loid)-polluted soils six years after the incorporation of lime with and without compost. *Geoderma* 331: 81–86.
- Parida, A.K., A.B. Das. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 60: 324–349.
- Parkin, T.B., R.T. Venterea. 2010. Sampling Protocols. Chapter 3. Chamber-Based Trace Gas Flux Measurements. En: R.F. Follett (Ed.). *Sampling Protocols*. Pp. 3-1 to 3-39.
- Pohlert, T., 2014. The Pairwise Multiple Comparison of Mean Ranks Package (PMCMR). R package.
- Porta, J., M. López-Acevedo, R.M. Poch 2008. Introducción a la Edafología. Uso y protección del suelo. Mundiprensa. Madrid. 451 p.
- PAOT (Procuraduría Ambiental y del Ordenamiento Territorial del D.F.). 2010. Estudio de zonas impactadas por tiraderos clandestinos de residuos de la construcción en el Distrito Federal. 124 p.
- Qadir, M., A. Ghafoor, G. Murtaza. 2000. Amelioration strategies for saline soils: a review. *Land Degradation & Development* 11: 501-521.
- Qayyum, M.F., Abid, M., Danish, S., Saeed, M.K., Ali, M.A., 2015. Effects of co-composting of farm manure and biochar on plant growth and carbon mineralization in an alkaline soil. *Pakistan J. Agric. Sci.* 51: 977–982.
- R Core Team. 2015. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <http://www.R-project.org/>.
- Ramlow, M., C.C. Rhoades, M.F. Cotrufo. 2018. Promoting revegetation and soil carbon sequestration on decommissioned forest roads in Colorado, USA: A comparative assessment of organic soil amendments. *Forest Ecology and Management* 427: 230–241.
- Ranal, M.A., Santana, D.G.D. 2006. How and why to measure the germination process? *Revista Brasileira de Botanica* 29(1): 1–11.
- Rengasamy, P. 2006. World salinization with emphasis on Australia. *Journal of Experimental Botany* 57(5): 1017-1023.

- Richards, L. A. (Ed.). 1954. Diagnosis and improvement of saline and alkaline soils. United States Department of Agriculture (USDA). Agriculture Handbook No. 60. Washington.
- Rietz, D.N., R.J. Haynes. 2003. Effects of irrigation-induced salinity and sodicity on soil microbial activity. *Soil Biol Biochem* 35:845–854.
- Ro, K.S., J.M., Novak, M.G., Johnson, A.A., Szogi, J.A., Libra, K.A., Spokas, S., Bae. 2016. Leachate water quality of soils amended with different swine manure-based amendments. *Chemosphere* 142: 92–99.
- Rojas-Oropeza, M., L. Dendooven, L. Garza-Avendaño, V. Souza, L. Philippot, N. Cabirol. 2010. Effects of biosolids application on nitrogen dynamics and microbial structure in a saline–sodic soil of the former Lake Texcoco (Mexico). *Bioresource Technology* 101: 2491–2498.
- Rõõm, E.-I., P. Nõges, T. Feldmann, L. Tuvikene, A. Kisand, H. Teearu, T. Nõges. 2014. Years are not brothers: Two-year comparison of greenhouse gas fluxes in large shallow Lake Võrtsjärv, Estonia. *Journal of Hydrology* 519: 1594–1606.
- Rooney, D.J., K.W. Brown, J.C. Thomas. 1998. The effectiveness of capillary barriers to hydraulically isolate salt contaminated soils. *Water, Air, and Soil Pollution* 104: 403–411.
- Rzedowski, G.C. de, J. Rzedowski. 2005. Flora fanerogámica del Valle de México. INECOL, A.C. y CONABIO. Michoacán. 1406 p.
- Saifullah, S. Dahlawi, A. Naeem, Z. Rengel, R. Naidu. 2018. Biochar application for the remediation of salt-affected soils: Challenges and opportunities. *Science of the Total Environment* 625: 320–335.
- Salo, L.F., Artiola, J.F., Goodrich-Mahoney, J.W., 1997. Selected species and amendments for revegetating saline flue gas desulfurization sludge: Greenhouse study. *J. Environ. Qual.* 26: 1176–1181.
- Sapkota, T.B., M., Rai, L.K., Singh, M.K., Gathala, M.L., Jat, J.M., Sutaliya, D., Bijarniya, M.K., Jat, R.K., Jat, C.M., Parihar, P., Kapoor, H.S., Jat, R.S., Dadarwal, P.C., Sharma, D.K. Sharma. 2014. Greenhouse Gas Measurement from Smallholder Production Systems: Guidelines for Static Chamber Method. International Maize and Wheat Improvement Center (CIMMYT) and Indian Council of Agricultural Research (ICAR), New Delhi, India. 18 p.
- SARH (Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos). 1981. Estudio de factibilidad del manejo de las aguas residuales mediante sistemas de plantas acuáticas en el Lago de Texcoco. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Comisión Lago de Texcoco. Dirección de Saneamiento Ambiental. 171 pp.
- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2013. Informe de la Situación del Medio Ambiente en México. Compendio de Estadísticas Ambientales. Indicadores Clave y de Desempeño Ambiental. Edición 2012. SEMARNAT. México, D.F. 361 p.
- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2018. Ley General de Vida Silvestre: Nueva Ley publicada en el Diario Oficial de la Federación el 3 de julio de 2000. TEXTO VIGENTE. Última reforma publicada DOF 19-01-2018. Cámara de Diputados del H. Congreso de la Unión. México. 72 p.
- SRH (Secretaría de Recursos Hidráulicos). 1971. Estudio Agrológico Especial del ex Lago de Texcoco, Estado de México. Secretaría de Recursos Hidráulicos, Dirección General de Irrigación y Control de Ríos. Serie de estudios No. 2. México. 145 p.
- SMN (Servicio Meteorológico Nacional). 2014. Estaciones Meteorológicas del Estado de México. Estación: 15383-Lago Nabor Carrillo. Periodo: 1951-2010. En: <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/Normales5110/NORMAL15383.TXT> [consulta: 3 de febrero de 2014].
- Siebe, C., R. Jahn, K. Stahr. 2006. Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo A.C., Chapingo, México. 70 pp.
- Sigunga, D.O., Janssen, B.H., Oenema, O., 2002. Ammonia volatilization from Vertisols. *Eur. J. Soil Sci.* 53: 195–202.
- Singh, K., 2016. Microbial and enzyme activities of saline and sodic soils. *L. Degrad. Dev.* 718: 706–718.
- Smider, B., B. Singh. 2014. Agronomic performance of a high ash biochar in two contrasting soils. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 191: 99-107.
- Smith, J.L., H.P. Collins. 2007. Management of Organisms and Their Processes in Soils. En: Paul, E.A. (Ed.). *Soil Microbiology, Ecology, and Biochemistry* (3rd edition). Academic Press, Burlington, Massachusetts. Pp: 483-486.
- de Souza, P.F., D.C. F. S. Graziotti, P.H. Graziotti, L.A. Fernandes, E. de B. Silva, A.M.M. Gandini. 2015. Growth of eucalyptus rooted cuttings in toxic organic waste compost of textile industry. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental* 19(9): 829–834.
- Stark, J.M., E.F. Redente. 1986. Trace Element and Salt Movement in Retorted Oil Shale Disposal Sites. *Journal of Environmental Quality* 15(3): 282-288.
- Stewart, K. J., M. E. Brummell, R. E. Farrell, S. D. Siciliano. 2012. N₂O flux from plant-soil systems in polar deserts switch between sources and sinks under different light conditions. *Soil Biology & Biochemistry* 48: 69-77.

- Sun, Y., B. Gao, Y. Yao, J. Fang, M. Zhang, Y. Zhou, H. Chen, L. Yang. 2014. Effects of feedstock type, production method, and pyrolysis temperature on biochar and hydrochar properties. *Chemical Engineering Journal* 240: 574-578.
- Taiz, L., E. Zeiger. 2006. *Fisiología vegetal*. V. II. Universitat Jaume. 1338 p.
- Taghizadeh-Toosi, A., Clough, T.J., Sherlock, R.R., Condon, L.M., 2012. Biochar adsorbed ammonia is bioavailable. *Plant Soil* 350: 57–69.
- Tejada, M., C. Garcia, J.L. Gonzalez, M.T. Hernandez. 2006a. Use of organic amendment as a strategy for saline soil remediation: Influence on the physical, chemical and biological properties of soil. *Soil Biology & Biochemistry* 38: 1413–1421.
- Tejada, M., M. T. Hernandez, C. Garcia. 2006b. Application of Two Organic Amendments on Soil Restoration: Effects on the Soil Biological Properties. *J. Environ. Qual.* 35: 1010–1017.
- ThetaProbe. 1999. Soil Moisture Sensor. Type ML2x. User manual. En: <https://www.labima.unifi.it/2Fupload%2Fsub%2FStrumentazione%2FManuali%2FML2x%2520ThetaProbe%2520User%2520Manual%2520v1.21.pdf&usg=AOvVaw0ZvDNLy3VjVKPbe5qaSeWS>.
- Tetra Tech ES Inc. 2013. Experiencias internacionales en el composteo de residuos sólidos orgánicos. Programa para el Desarrollo Bajo en Emisiones de México (MLED). 83 p.
- Thangarajan, R., S. Chowdhury, A. Kunhikrishnan, N. Bolan. 2014. Interactions of Soluble and Solid Organic Amendments with Priming Effects Induced by Glucose. *Vadose Zone Journal*. 13(7): vj2014.01.0002.
- Thomas, D.S.G., N.J. Middleton. 1993. Salinization: new perspectives on a major desertification issue. *Journal of Arid Environments* 24(1): 95-105.
- Thomas, S.C., S. Frye, N. Gale, M. Garmon, R. Launchbury, N. Machado, S. Melamed, J. Murray, A. Petroff, C. Winsborough. 2013. Biochar mitigates negative effects of salt additions on two herbaceous plant species. *Journal of Environmental Management* 129: 62-68.
- Vega-Jarquín, C., M. García-Mendoza, N. Jablonowski, M. Luna-Guido, L. Dendooven. 2003. Rapid immobilization of applied nitrogen in saline-alkaline soils. *Plant and Soil* 256: 379–388.
- Verheijen, F., S. Jeffery, A.C. Bastos, M. van der Velde, I. Diafas. 2010. Biochar Application to Soils. A Critical Scientific Review of Effects on Soil Properties, Processes and Functions. European Commission. 166 p.
- Wang, L., Sun, X., Li, S., Zhang, T., Zhang, W., Zhai, P., 2014. Application of Organic Amendments to a Coastal Saline Soil in North China: Effects on Soil Physical and Chemical Properties and Tree Growth. *PLoS One* 9, e89185.
- Wang, T., Y. Zhai, Y. Zhu, C. Li, G. Zeng. 2018. A review of the hydrothermal carbonization of biomass waste for hydrochar formation: Process conditions, fundamentals, and physicochemical properties. *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 90: 223–247.
- Weil, R. R., Magdoff, F. 2004. Significance of soil organic matter to soil quality and health. En: Magdoff, F., R.R. Weil (Eds.). *Soil Organic Matter in Sustainable Agriculture*. CRC Press. Pp: 1-43.
- Wicke, B., E. Smeets, V. Dornburg, B. Vashev, T. Gaiser, W. Turkenburg, A. Faaij. 2011. The global technical and economic potential of bioenergy from salt-affected soils. *Environmental Science* 4: 2669-2681.
- Wiedner K., Fischer D., Walther S., Criscuoli I., Favilli F., Nelle O., Glaser B. 2015. Acceleration of Biochar Surface Oxidation during Composting? *J. Agric. Food Chem.* 63, 3830–3837.
- Wong, V.N.L., R.S.B. Greene, B. Murphy, R. Dalal. 2004. The effects of salinity and sodicity on soil carbon turnover. 3rd Australian New Zealand Soils Conference, 1-8.
- Wong, V.N.L., R.S.B. Greene, R. Dalal, B. Murphy. 2010. Soil carbon dynamics in saline and sodic soils: a review. *Soil Use Manage.* 26: 2–11
- Zar, J.H. 2010. *Biostatistical Analysis*. Prentice-Hall, Inc. Upper Saddle River, NJ. USA. 718 p.
- Zhang, J.G., X.W. Xu, J.Q. Lei, S.Y. Li, R.L. Hill, Y. Zhao. 2013. The effects of soil salt crusts on soil evaporation and chemical changes in different ages of Taklimakan Desert Shelterbelts. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition* 13(4): 1019-1028.
- Zheng, H., Z. Wang, X. Deng, S. Herbert, B. Xing. 2013. Impacts of adding biochar on nitrogen retention and bioavailability in agricultural soil. *Geoderma* 206: 32-39.
- Zornoza, R., Moreno-Barriga, F., Acosta, J.A., Muñoz, M.A., Faz, A. 2016. Stability, nutrient availability and hydrophobicity of biochars derived from manure, crop residues, and municipal solid waste for their use as soil amendments. *Chemosphere* 144: 122–130.

APÉNDICES



ELSEVIER

Contents lists available at ScienceDirect

Soil & Tillage Research

journal homepage: www.elsevier.com/locate/still

Rehabilitation of a highly saline-sodic soil using a rubble barrier and organic amendments



Elizabeth Chávez-García^{a,b,*}, Christina Siebe^b

^a Posgrado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico

^b Instituto de Geología, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico

ARTICLE INFO

Keywords:

Construction debris
Pyrochar
Hydrochar
Compost
Plant succession
Gas emissions

ABSTRACT

The application of biochar and compost is a promising alternative to recover salt-degraded soils. However, in areas where the main source of salinity comes from the groundwater, it is also necessary to restrict the capillary rise of salts by means of a barrier. In this study, we show results of a field experiment, in which we tested the effect of a rubble barrier and the addition of biochar and compost on the establishment of a salt-tolerant grass (*Distichlis spicata*) in a highly saline-sodic soil. Our results showed that the capillary barrier: i) diminished the electrical conductivity and the CO₂ fluxes by about one third to one half the values without barrier for both variables, ii) decreased the topsoil moisture (without barrier ca. 25–35%; barrier-zone ca. 15–25%), and iii) promoted the plant growth. Organic amendments did not show any effect. However, high-dose treatments had lower moisture content than the unamended ones (ca. 3–6% less water). Arrival of new plant species occurred preferably in the barrier-zone. We conclude that the barrier is an effective tool to decrease the soil salinity, but irrigation is needed to overcome smaller soil moisture during the dry season. Pyrochar was the most recommendable amendment to be used. However, biochar and compost doses were insufficient for the rehabilitation of this highly saline-sodic soil. The natural emergence of plant species (*Suaeda torreyana*, *Kochia scoparia* and *Sonchus oleraceus*) can improve the rehabilitation activities in an effective and inexpensive way. Urban residues can effectively be used to establish a plant cover in saline-sodic soils.

1. Introduction

Saline and sodic soils have limited agricultural productivity in most semiarid and some coastal regions around the world (Rengasamy, 2006; Wicke et al., 2011; D'Odorico et al., 2013). High concentrations of soluble salts and sodium limit growth of most plants due to osmotic stress and toxicity (Richards, 1954; Hillel, 1998; Rengasamy, 2006; Karlin et al., 2011; D'Odorico et al., 2013). Additionally, the excess of exchangeable Na⁺ contributes to break up soil aggregates, diminishing aeration and hydraulic conductivity (Bronick and Lal, 2005), two variables that also affect the evaporation and wettability of the soil (Fujimaki et al., 2006; Tadayonnejad et al., 2017).

The recovery of salt-affected soils has focused on activities such as salt leaching and application of different kinds of amendments as gypsum, sulfuric acid and organic materials (Bronick and Lal, 2005; Cruickshank, 2007; D'Odorico et al., 2013). The addition of organic

matter (OM) may be the most efficient practice because of its low cost, wide availability and the convenience of recycling organic waste (Corrêa et al., 2010; Fischer and Glaser, 2012; Wang et al., 2014).

There are several organic amendments (e.g., manure, vermicompost, biochar, biosolids, etc.; He et al., 2003; Bharadwaj et al., 2011; Kambo and Dutta, 2015; Oo et al., 2015) that can increase the contents of soil organic matter (SOM), among which compost is one of the most widely used. Compost is a product of the biological degradation of organic materials (Amlinger et al., 2007; Fischer and Glaser, 2012). It replenishes nutrients to the soil and also favors aeration and moisture retention (Amlinger et al., 2007; Fischer and Glaser, 2012). However, compost may be degraded by soil microorganisms in a couple of weeks or months (He et al., 2003; Forghani, 2007). This mineralization mainly emits CO₂ but also other greenhouse gases (GHG), hindering soil aggregation and soil structure in the medium to long-term (Fischer and Glaser, 2012; Chaganti and Crohn, 2015).

Abbreviations: BD, bulk density; C/N, carbon to nitrogen ratio; CEC, cation exchange capacity; EC, electrical conductivity; ECE, electrical conductivity in the saturation extract; ESP, Exchangeable Sodium Percentage; IC, inorganic carbon; OC, organic carbon; OM, organic matter; SAR, sodium adsorption ratio; SOM, soil organic matter; TC, Total C; TN, total N

* Corresponding author at: Posgrado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico.

E-mail address: eliza@ciencias.unam.mx (E. Chávez-García).

<https://doi.org/10.1016/j.still.2019.01.003>

Received 3 October 2018; Received in revised form 7 January 2019; Accepted 7 January 2019

0167-1987/ © 2019 Elsevier B.V. All rights reserved.

Recently, also biochar is being considered an effective organic ameliorant for degraded areas, especially for deeply weathered, acid soils, but with almost no experience in the rehabilitation of highly saline-sodic soils (with $EC_e > 100 \text{ dS m}^{-1}$ and $RAS > 100$; Fernández-Buces, 2006; Fischer and Glaser, 2012; Lorenz and Lal, 2014; Ding et al., 2016; Saifullah et al., 2018). Biochar is a carbon-rich solid produced from the thermal decomposition of biological wastes (International Biochar Initiative (IBI), 2015). It can act as a soil fertilizer, soil pH buffer and it can also contribute to the soil C sequestration and the reduction of GHG emissions from soils due to its recalcitrant nature (Lorenz and Lal, 2014; Ding et al., 2016). Typically, biochar is produced in a dry carbonization process like pyrolysis (Fischer and Glaser, 2012; Kambo and Dutta, 2015). However, many organic residues such as urban domestic wastes have large moisture contents, so hydrothermal carbonization has proven to be a well-suited process for wet biomass combustion (Kambo and Dutta, 2015).

It is worth mentioning that the addition of OM, such as compost or biochar, can affect the water retention and infiltration into the soil due to the presence of different hydrophobic components (Kinney et al., 2012; Zornoza et al., 2016; Beck-Broichsitter et al., 2018). However, hydrophobicity can be short-lasting and seasonal, as it depends on OM addition, soil properties (i.e., texture and pH) and the rainy season that can maintain the soil moisture above a critical threshold for hydrophilic conditions (Doerr and Thomas, 2003; Bayer and Schaumann, 2007).

In areas where the main source of salinity comes from the groundwater (e.g., Mongolia, Black Dragon and Jilin provinces in China, the Yellow Sea in South Korea or the Piceance Basin and Edwards Plateau in the USA; Stark and Redente, 1986; McFarland et al., 1992; Guo et al., 2006; Lee et al., 2014), it is necessary to restrict the salinity source before implementing any other rehabilitation technique. Based on this idea, the design of barriers that cut off the capillary rise has been implemented using different particle sizes, thickness and materials (Stark and Redente, 1986; McFarland et al., 1992; McFarland et al., 1994; Rooney et al., 1998; Guo et al., 2006; Akudago et al., 2009; Lee et al., 2014). A decrease of soil surface salinity and the establishment of vegetation have been shown in several studies (Stark and Redente, 1986; McFarland et al., 1992; McFarland et al., 1994; Guo et al., 2006; Akudago et al., 2009). However, also reports on the failure of such barriers in lowering salinization exist (McFarland et al., 1992; Rooney et al., 1998; Lee et al., 2014).

An example of a highly saline-sodic soil is the former lake Texcoco, which was desiccated at the beginning of the 20th century to avoid flooding of Mexico City (Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH, 1971; Cruickshank, 2007). This led to a flat bare surface of 60 km^2 with a highly saline ($54,000 \text{ ppm}$) groundwater table at $0.3\text{--}2 \text{ m}$ depth (Fernández-Buces, 2006; Cruickshank, 2007). The exposed sediments were prone to wind erosion during the dry season, thus measurements to reduce the emission of particulate matter were implemented in the early 1970s (Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH, 1971; Cruickshank, 2007). However, these activities changed the salt concentration and its spatial distribution, compromising the rehabilitation success (Fernández-Buces et al., 2009). Although these measures continue, there are still extensive areas (ca. 5000 ha) of bare land (Fernández-Buces, 2006). Furthermore, plant cover is needed to protect the soil from wind erosion and avoid air pollution in Mexico City with suspended particles (Jazcilevich et al., 2015).

This study aims to contribute to sustainable urban management by using two kinds of urban residues (rubble and organic residues) to rehabilitate highly saline and sodic soils. The rubble was used to implement a capillary cut barrier to avoid salt emergence into the rooting zone; while the organic residues (either composted or charred) were used to evaluate if the application of organic amendments fosters plant growth while limiting GHG emissions. We hypothesized that: i) the installation of a physical barrier will interrupt the capillary rise of the saline groundwater, decreasing the salts and sodium concentration of the topsoil; ii) the addition of organic amendments will increase the

water retention while decreasing the soil salinity and sodicity; and iii) the seashore saltgrass (*D. spicata*, the most salt-tolerant native species) will grow better under both variables (barrier and amendment); iv) the addition of organic matter, particularly that of compost, will cause an increase in the GHG flux; and v) the different recalcitrance of the organic amendments (compost and biochar) will show differential results in all the measured variables (laboratory data: pH, EC, SAR, TC, TN; field data: topsoil moisture, soil water tension, GHG emission, survival and coverage of the saltgrass).

To test these hypotheses we conducted a field experiment in the former lake Texcoco in a bare area that could not be either forested or pasture-covered by the usual rehabilitation activities implemented by the Mexican government. We monitored the experiment over two years (2016–2018).

2. Materials and methods

2.1. Study area

The former lake Texcoco has an area of approximately $14,500 \text{ ha}$ northeast of Mexico City ($19^{\circ}26' - 19^{\circ}35'$ North; $99^{\circ}01' - 98^{\circ}55'$ West) (Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH, 1971; Cruickshank, 2007). The climate is semi-dry temperate, with rainy summers (García, 1988). The area has a negative water balance: the annual average evaporation rates (2059.8 mm) exceed the total annual average precipitation (558.7 mm). Soils derive from lake sediments and volcanic ashes, and have large clay and silt contents (Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH, 1971; Cruickshank, 2007). The high salinity and sodicity ($EC_e > 50 \text{ dS m}^{-1}$ and $\text{pH} > 9$) is the result of the capillary rise of saline water from the subsurface aquifer (Fernández-Buces, 2006; Cruickshank, 2007). By 1999, approximately 60% of the area was mainly covered by a halophytic grassland of *Distichlis spicata* and *Suaeda torreyana* (Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH, 1971; Fernández-Buces, 2006; Cruickshank, 2007).

2.2. Experimental design

In April 2016, 56 field plots of 1 m^2 size were placed either on a $8.5 \times 34 \text{ m}$ area with and without a capillary barrier. The experiment consisted of 4 treatments (control, pyrochar, hydrochar and compost), 2 doses (20 or 40 t ha^{-1}) and 4 replicates. A randomized, complete block experimental design per zone (with and without barrier) was employed.

In July 2016, once the rainy season was well established, four-rhizome sections of *D. spicata* (ca. $25 \times 25 \text{ cm}$) per plot were transplanted. In the center of each rhizome, a dropper was installed to irrigate the plants from late October 2016, once the rainy season was over. The plants were watered 2 times a week for about 2 h ($1\text{--}3$ liters per hour) during the dry season. After June 2017, irrigation was stopped to register amendment effects under natural field conditions.

We also made a detailed soil description of one profile near the plots on March 20th, 2015 (Siebe et al., 1996). From each described horizon a disturbed sample was collected for immediate laboratory analyses and two undisturbed core samples were collected from selected soil horizons with 100 cm^3 cylinders for bulk density determinations. In the laboratory a portion of the sample was air-dried and the rest was kept refrigerated at field moisture. Samples were sieved ($< 2 \text{ mm}$) and the following determinations were made by routine methods (van Reeuwijk, 1992). Texture was determined by the sieve and pipette method. Particle density was determined with pycnometers. Total C (TC) and total N (TN) were determined with a CNHS autoanalyzer (Perkin Elmer 2400 Series II). Sample aliquots were pretreated with HCl to eliminate carbonates. On these samples, total organic C (OC) was determined using the same instrument. The pH was determined in deionized water and in CaCl_2 , in a soil: solution ratio of 1:2.5 with a Conductronic pH120 potentiometer. Electrical conductivity in the saturation extract (briefly: soil samples are saturated with distilled water

and the pore water is then extracted applying negative pressure; Richards, 1954) was determined using a Hanna benchtop conductivity meter HI 4321 (Hanna Instruments). The extractable phosphorous content was analyzed in NaHCO_3 extracts according to the Olsen method. Exchangeable cations (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) were extracted with ammonium acetate at pH 7, and Ca^{2+} and Mg^{2+} were determined by atomic absorption spectrophotometry (Perkin Elmer 3110), while K^+ and Na^+ were analyzed by flame spectrophotometry (Sherwood Scientific 360). Exchangeable Sodium Percentage (ESP) was calculated by Eq. (1), considering the concentrations of exchangeable cations:

$$\text{ESP}(\%) = (\text{Na}^+/\text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+}, \text{K}^+, \text{Na}^+) * 100 \quad (1)$$

Si, Al, Fe and Mn in short range order minerals were extracted with ammonium oxalate at pH 3.25 in the dark for 4 h, and quantified by atomic absorption spectrophotometry (Perkin Elmer 3110). Concentrations of the major cations (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) and anions (Cl^- , NO_3^- , PO_4^{3-} , SO_4^{2-} , CO_3^{2-} , HCO_3^-) were determined by ion chromatography with conductimetric detection.

2.3. Capillary barrier

The capillary barrier was installed in an area of 5×34 m, where the first 20 cm of the soil were removed and stored at the side of the plot, later 10 cm of rubble were distributed, and then the removed soil was placed back and the different treatments were installed, leaving spaces of 0.5 and 2 m between the 1 m^2 plots (Fig. 1). The aforementioned was done to avoid possible preferential flows of water at the edges of the 1 m^2 plots. The capillary barrier was made of rubble with a particle size distribution of 2.5 and 1.3 cm in a ratio 1:1. This rubble size was chosen because it contained the least amount of fine particles (< 10 mm) that could plug the pores and limit the effectiveness of the barrier. The thickness of the barrier was 9 ± 2 cm and it was installed at 20 cm depth. Previous studies have shown that a thickness of half the depth above the barrier can be effective to inhibit the capillary rise of water (Stark and Redente, 1986; Akudago et al., 2009; Lee et al., 2014).

Prior to the removal of the soil for the installation of the barrier, the salt crust was removed (ca. the first 3 cm in the same area of the barrier) in order to prevent mixing of this highly saline layer with the topsoil. The soil without the salt crust was later mixed with the organic amendments. The salt crust was also removed in each of the plots in the area without barrier before mixing the soil with the organic amendments.

2.4. Amendments

In the following, we refer to the biochar derived from pyrolysis as ‘pyrochar’ and to the solid product derived from hydrothermal carbonization as ‘hydrochar’. The feedstock for the pyrochar was orange and pineapple peels (1:1), while for the hydrochar, biodegraded municipal

organic waste was used. Kitchen and pruning waste from Mexico City was used to produce the compost.

We produced the pyrochar at 200–250 °C in a stainless steel tube for ca. 80–90 min. Afterwards, it was composted to eliminate toxicants and increase its reactivity through the formation of oxygen-containing functional groups (Borchard et al., 2014; Wiedner et al., 2015). Hydrochar received a similar pretreatment by SmartCarbon (Jettingen, Germany), the company that supplied this amendment. Bordo Poniente (Estado de México, Mexico), the biggest compost plant in Mexico, donated the compost. Main characteristics of the three amendments are shown in Table 2.

2.5. Laboratory analyses and field sampling

For laboratory analyses, composite samples of disturbed material (ca. 200 g) were randomly collected from the topsoil (0–10 cm) in all plots at the beginning of the experiment (April 2016) and every two months for 14 months in total. Samples were air-dried, sieved (≤ 2 mm) and then used for the physical and chemical analyses. The pH and EC were determined in 1:2.5 water extracts, using a Conductronic pH120 potentiometer and a Hanna benchtop conductivity meter HI 4321 (Hanna Instruments), respectively (van Reeuwijk, 1992). The EC in saturation extracts was estimated by Eq. (2) according to Siebe et al. (1996):

$$\text{EC}_e = \text{EC}_{1:2.5} \times 250 \times \text{BD}/\text{FC} \quad (2)$$

Where:

- EC_e = electric conductivity in a saturated paste extract (dS m^{-1})
- EC_{1:2.5} = electric conductivity in a soil:water extract 1:2.5 (dS m^{-1})
- BD = Bulk density (0.5 g cm^{-3})
- FC = Field capacity ($36.5 \text{ cm}^3 \text{ cm}^{-3}$)

BD is information from the nearby soil profile (see Table 1), while FC was obtained from field measurements according to Siebe et al. (1996).

Sodium adsorption ratio (SAR) was determined based on Richards (1954), following the Eq. (3):

$$\text{SAR} = \text{Na}^+ \sqrt{\text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+}/2} \quad (3)$$

where Na^+ , Ca^{2+} and Mg^{2+} refer to the concentrations of the soluble cations expressed in milliequivalents per liter (meq l^{-1}). SAR is dimensionless.

Concentrations of the major cations (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) and anions (Cl^- , NO_3^- , PO_4^{3-} , SO_4^{2-} , CO_3^{2-} , HCO_3^-) were determined using 1:2.5 water extracts by ion chromatography with conductimetric detection. These analyses were done in composite soil samples got every four months (April 2016 to April 2017). TC and TN were determined (in April 2016 and one year after) with a CNHS autoanalyzer (Perkin Elmer 2400 Series II). Sample aliquots were pretreated with HCl to eliminate

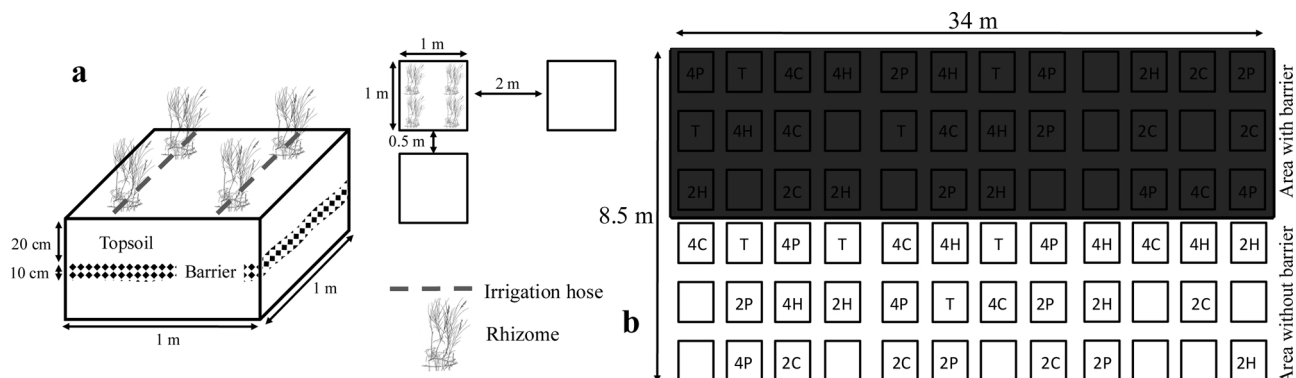


Fig. 1. Experimental design. Arrangement of the a) barrier and b) plots. Treatments were designated as follows: control (T), 20 or 40 t ha⁻¹ of pyrochar (2P or 4P), hydrochar (2H or 4H), or compost (2C or 4C). Empty plots were not used in the experiment.

Table 1
 Characteristics of the soil at the study site (data from an excavated soil pit at 20 m distance from the field experiment). Mean (2 replicates per treatment) ± Standard deviation. Abbreviations: electrical conductivity in the saturation extract (ECe), Exchangeable Sodium Percentage (ESP), inorganic carbon (IC), organic carbon (OC), Total C (TC), total N (TN).

Depth (cm)	Texture	Sand (wt %)	Silt (wt %)	Clay (wt %)	Bulk density (g cm ⁻³)	Particle density (g cm ⁻³)	Porosity (vol %)	TC (%)	IC (%)	OC (wt %)	TN (wt %)	pH (H ₂ O)	pH (CaCl ₂)	ECe (dS m ⁻¹)	P-Olsen mg kg ⁻¹	
0 to 3	Clay loam	21.3	41.3	37.4	0.5	2.7 ± 0.00	81.3	3.36 ± 0.01	0.27	3.09	0.09 ± 0.001	10.2 ± 0.01	10.19 ± 0.05	217	31.2 ± 0.5	
3 to 45	Silty clay	6.9	50.5	43.4	0.5	2.8 ± 0.01	82.1	3.23 ± 0.00	0.52	2.71	0.11 ± 0.001	10.6 ± 0.06	10.64 ± 0.01	312	70.5 ± 1.2	
Depth (cm)	Exchangeable cations (cmol _c kg ⁻¹)		ESP (%)		NH ₄ -oxalate extraction (mg g ⁻¹)		Na ⁺ NH ₄ ⁺ K ⁺ Ca ²⁺ Mg ²⁺ NO ₃ ⁻ PO ₄ ³⁻ SO ₄ ²⁻ HCO ₃ ⁻ Cl ⁻									
	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺	Si	Al	Fe	Mn								
	(meq l ⁻¹)															
0 to 3	21.3 ± 1.0	0.8 ± 0.02	59.0 ± 3.8	239.5 ± 1.5	74.7	3.09 ± 0.01	1.53 ± 0.04	1.90 ± 0.06	0.09 ± 0.00	3947	1.85	11.7	1.18	ND	1864.1	2979.8
3 to 45	21.0 ± 0.4	0.9 ± 0.01	54.0 ± 2.2	206.7 ± 1.5	73.1	2.96 ± 0.13	2.01 ± 0.06	1.64 ± 0.00	0.10 ± 0.00	3583	1.06	10.8	1.05	ND	287.7	874.4

Table 2
 Physical and chemical characterization of the amendments used in this study. Mean (3 replicates per treatment) ± Standard deviation. Abbreviations: carbon to nitrogen ratio (C/N), electrical conductivity (EC), Total C (TC), total N (TN).

Amendment	Feedstock	Highest production temperature (°C)	Yield (%)	TC (%)	TN (%)	C/N	pH (H ₂ O)	EC (dS m ⁻¹)	Exchangeable cations (cmol _c kg ⁻¹)			
									Ca	Mg	K	
Pyrochar	Orange and pineapple peels	250	40	42.0 ± 0.6	1.8 ± 0.6	23.78	8.8 ± 0.02	5.5 ± 0.1	31.4 ± 1.4	10.3 ± 0.5	1.5 ± 0.1	30.8 ± 0.2
Hydrochar	Municipal organic residues	210	65	29.9 ± 0.8	1.3 ± 0.03	23.03	7.2 ± 0.04	2.4 ± 0.2	39.2 ± 1.1	10.7 ± 3.4	1.2 ± 0.1	16.3 ± 6.9
Compost	Municipal organic residues	65	20	26.3 ± 0.8	2.4 ± 0.1	10.89	7.7 ± 0.18	48 ± 1.22	38.7 ± 0.3	14.2 ± 0.1	10.4 ± 0	21.7 ± 0.9

carbonates, and on these total organic C was determined using the same instrument.

We also registered monthly soil moisture content (in the first 10 cm) by a portable ML2 sensor (AT Delta Devices) in all the plots. Soil water tension (matric potential) was measured daily, with a gypsum block (Watermark sensor, IRRONETER Company, California, USA) placed in the control and the high-dose plots (0 and 40 t ha⁻¹) at ca. 6 cm depth. Survival of *D. spicata* was analyzed by counting living plants (with photosynthetic material), while coverage was measured using a 1 m² quadrant divided into sections of 10 × 10 cm (Mos and Fredericksen, 2000).

In the case of the amendments, one compound sample of 500 g of pyrochar, hydrochar and compost was used for triplicate analyses, respectively. The yield was calculated using the following Eq. (4):

$$\text{Yield (\%)} = [Wb/Wf] \times 100 \quad (4)$$

Where:

Wb = amendment mass (g)

Wf = dry mass of the feedstock (g)

The C and N analyses were performed with an elemental analyzer CNHS/O Perkin Elmer 2400 series II equipped with a thermic conductivity detector and using helium as carrier gas, and setting combustion temperature at 975 °C and reduction temperature at 640 °C. The results were used to calculate the elemental ratio C/N.

The pH and EC were analyzed using a 1:20 dilution for the biochars (International Biochar Initiative (IBI, 2015) and 1:2.5 water extracts for the compost (van Reeuwijk, 1992). The pH was measured using a Conductronic pH120 potentiometer and for the EC we used a Hanna benchtop conductivity meter HI 4321 (Hanna Instruments). The exchangeable cations (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ and K⁺) were extracted with ammonium acetate and quantified using atomic absorption spectroscopy (Ca²⁺ and Mg²⁺) or flame atomic absorption spectroscopy (K⁺ and Na⁺) (Bower et al., 1952; van Reeuwijk, 1992).

2.6. Gas flux

For the quantification of the gas flux, we installed a collar (20 cm Ø) in the middle of each plot (ca. 8 cm below the surface). Over the collar, we placed a closed static chamber (area: 300 cm²; volume: 4479 cm³). The chamber and the collar were made with white PVC because it is an inexpensive, inert and recommended material to avoid heating the inside of the chamber (Davidson et al., 2002; Sapkota et al., 2014). Sampling was conducted between 11:00 a.m. and 4:00 p.m. (local time) to decrease the variation of soil temperature and its influence on gas flux emission (Davidson et al., 2002; Sapkota et al., 2014). The chamber was connected to a Gasmeter™ DX4040 Portable FTIR using teflon hoses that detects CO₂, NH₃, CH₄ and N₂O simultaneously. However, in our case, only the first two gases were registered. From each measurement only the data between minute 3 and 10 were used because the placement of the chamber can decompensate the gas pressure in the soil and cause an error (Davidson et al., 2002; Stewart et al., 2012). Gas flux was calculated by plotting the change in concentration as a function of time and adjusting a linear regression (Davidson et al., 2002) to determine the slope of the cumulative gas curve in the chamber. Non-significant regressions (r² ≤ 0.80) were interpreted as zero flux (Stewart et al., 2012). Calculation of the gas flux was obtained by Eq. (5) (Modified from Lambert and Fréchet, 2005).

$$\text{Flux} = \frac{(\text{Slope} * W1/W2) * F1 * F2 * V}{A} \quad (5)$$

where:

Flux = mg C-CO₂ m⁻² h⁻¹ or mg N-NH₃ m⁻² h⁻¹

Slope = slope of CO₂ or NH₃ concentration in the chamber vs. the time (ppm min⁻¹)

W1 = Carbon (12.0107 g mol⁻¹) or Nitrogen (14.0067 g mol⁻¹) molecular weight

W2 = CO₂ (44.0095 g mol⁻¹) or NH₃ (17.03052 g mol⁻¹) molecular weight

F1 = Conversion factor from ppm to mg m⁻³ (0.49093 for C or 0.57252 for N)

F2 = Conversion factor from minutes to hours (60)

V = Volume of air trapped in the chamber (m³)

A = Gas chamber area (m²)

2.7. Statistical analyses

Data (pH, EC, topsoil moisture, GHG emission, survival and coverage of the saltgrass) were subjected to two or three-way analysis of variance or student's *t*-test with logarithmic transformations to account for heteroscedasticity. Tukey's post-hoc test was used (Zar, 2010) when significant differences were determined (p < 0.05). RAS, water tension, TC, TN, OC, IC and NH₃ data were analyzed with Kruskal-Wallis and Conover post-hoc tests (Zar, 2010), using the PMCMR package (Pohlert, 2014). RAS, topsoil moisture, TC, TN, OC, IC and NH₃ data were also analyzed with the Mann-Whitney-Wilcoxon test. Spearman's rank correlation test was employed (ρ) to evaluate the TC, TN and OC with the GHG emissions. Analyses were performed using the software R version 3.5.0 (R Development Core Team, 2018).

3. Results

3.1. Soil characteristics

The soil was classified as endogleyc salic calcic Solonetz (Table S1, Supplementary material). It is a soil (150 cm) with deficient drainage and loam dominant texture. There is a discontinuity in the parent material due to several volcanic ash layers at 77 cm depth. At the surface a salt crust is formed. The profile has cracks of variable width (1–3 mm) from topsoil down to 76 cm. The profile has prismatic and angular blocky structure of moderate to weak development grade. From 76 cm downward the structure is massive. The profile has high porosity in which the vesicular and tubular pores dominate. There are only fine roots in the first horizon, clay illuviation in the first 72 cm and the formation of silicic acid concretions in the last horizon.

3.2. Salinity and sodicity

Neither the barrier nor the fertilizers showed any statistically significant effect on pH values (Fig. 2). Further, when comparing pH between 2016 and 2017, no significant differences were found.

The treatments of the barrier-zone had smaller EC and therefore less soluble salts than the plots without barrier (Fig. 2). Amendments did not show any effect on EC, although treatments with any amendment had lower values than the control plots.

In the case of the SAR, values are larger than 500 units in all treatments due to the high concentration of Na⁺ with respect to Ca²⁺ and Mg²⁺ (Fig. 2). Only in April/2016 (p = 0.005) and in December/2016 (p = 0.008) there were significant differences due to the presence of the barrier. Regarding the amendments addition, in April/2016 and April/2017, unamended soils had slightly larger values of SAR compared with the amended soils. However, none of the differences were statistically significant.

No significant effect of the irrigation was seen on pH, EC or SAR.

3.3. Moisture

Regarding the topsoil moisture (Fig. 3a), there were differences in the treatments with the barrier due to the interruption of the capillary rise (except in June, August and November of 2016), while treatments without the barrier had larger soil moisture. These differences were more evident in the driest months (e.g., October/2016, January, February, April, November of 2017, and April/2018), when the zone

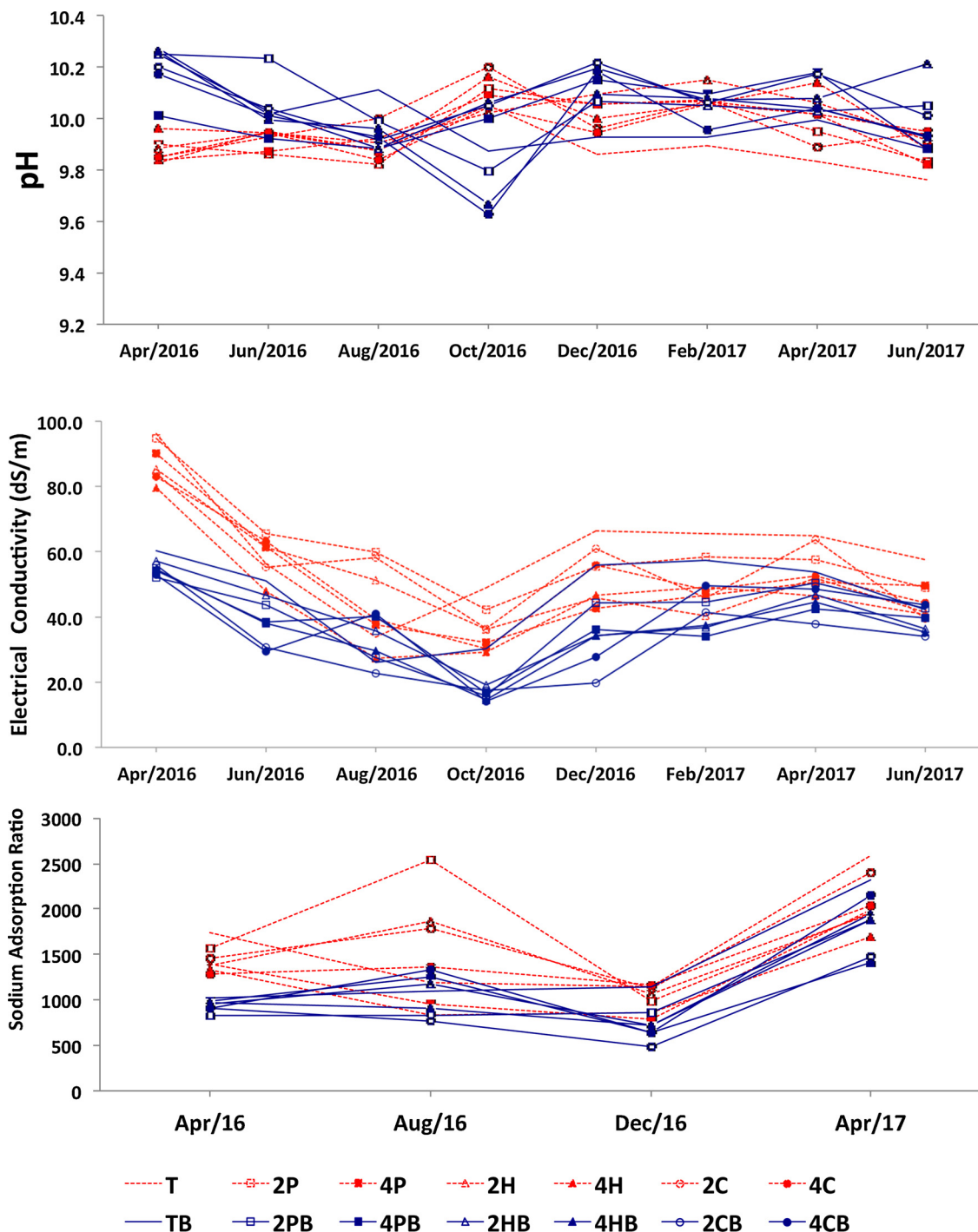


Fig. 2. pH, electrical conductivity and sodium adsorption ratio. In red-dotted lines treatments without barrier, in blue-continued lines treatments with barrier. Treatments were designated as follows: control (T), 20 or 40 t ha⁻¹ of pyrochar (2P or 4P), hydrochar (2H or 4H), or compost (2C or 4C). Treatments in the barrier-zone have a final B.

without barrier presented larger moisture content (ca. 25–35%) than the barrier-zone (ca. 15–25%), while in the rainy season the topsoil moisture was similar in both areas (ca. 30–46%).

Further, the unamended treatments presented the highest topsoil moisture, followed by the low-dose amended ones and then by the high-dose treatments. This means that, regardless the kind of organic amendment (pyrochar, hydrochar or compost), the larger the amendment dose, the lower the soil moisture.

During rainy periods the water tension (Fig. 3b) showed values of < 5 kPa in all treatments. However, during dry days, a larger increase in water tension was observed in the barrier-zone (30–60 kPa)

compared with the zone without a barrier ($p < 2.2^{-16}$). This is consistent with the topsoil moisture records that indicate that the barrier prevents the capillary rise of water. The unamended soils (regardless of the barrier) had smaller water tension (i.e., larger moisture content) than amended soils, regardless the kind of the amendment.

Irrigation significantly increased the topsoil moisture in all treatments ($p < 2.2^{-16}$) during the first dry season compared to the second dry period. This irrigation effect was registered in the lower difference in moisture among treatments from October/2016 to April/2017 compared to the larger difference observed from October/2017 to April/2018 (Fig. 3a).

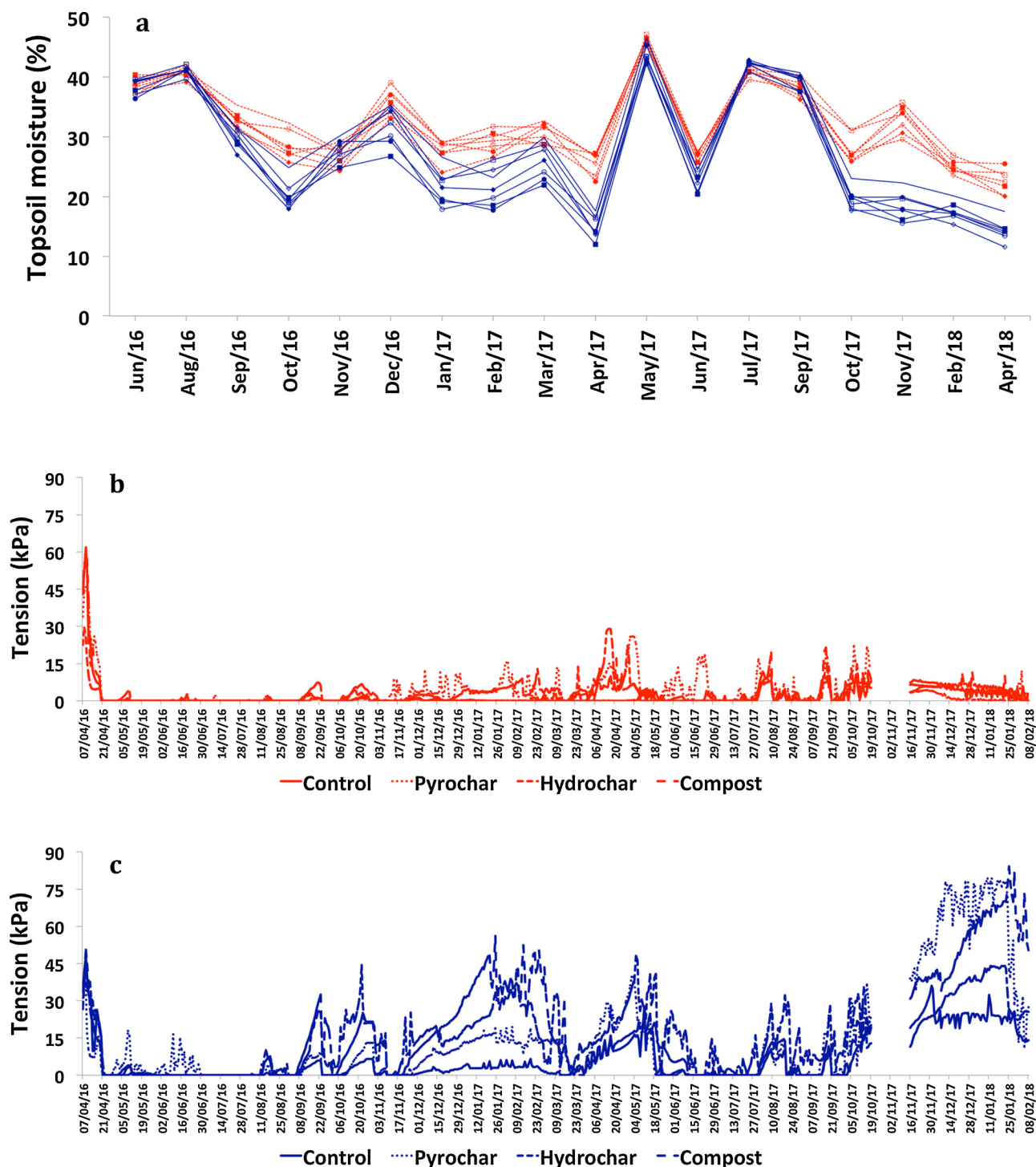


Fig. 3. a) Topsoil moisture. In red-dotted lines treatments without barrier, in blue-continued lines treatments with barrier (B): control (T), 20 or 40 t ha⁻¹ of pyrochar (2P or 4P), hydrochar (2H or 4H), or compost (2C or 4C). b) Topsoil water tension in treatments without barrier and c) in treatments with barrier.

3.4. Plant survival and cover

We did not find differences in the survival of plants in the non-barrier and the barrier zones (Table 3). However, since the topsoil moisture was smaller in the area with barrier, we analyzed the plant survival per zone. Almost 2 years after the grass was planted, we found significant differences in the barrier-zone, where survival was greater in the presence of biochars or compost compared to the controls ($p = 0.006$; Table 3). No differences were found in the non-barrier zone.

Since October/2016 the zone without barrier had significantly smaller plant cover (ca. 41%) in comparison with the barrier-zone (ca. 49%). This indicates that *D. spicata* developed better in soils with small EC ($< 60 \text{ dS m}^{-1}$) despite of the small moisture content (ca. $< 30\%$).

Treatments without organic amendment had lower plant cover than biochars or compost plots either with ($p < 2.0 \cdot 10^{-16}$) or without a barrier ($p = 1.27 \cdot 10^{-11}$; Table 3).

In July/2016, when the grass was planted, the plant cover was ca. 30% in all treatments. Nearly two years after (April/2018), the cover in the area without barrier was ca. 40% and in the barrier-zone it was of

Table 3

Survivorship and plant cover of *Distichlis spicata* and plant density of the new species registered. Data from April 2018, 22 months after *D. spicata* introduction. Mean (4) ± Standard error.

Barrier	Amendment	Dose (t/ha)	Survivorship (%)	Plant cover (%)	Plant density (number of plants/m ²)
Without	Control	0	100	29 ± 11	1.8 ± 1.8
		20	100	54 ± 4	2.0 ± 0.7
	Pyrochar	40	100	29 ± 6	1.0 ± 0.4
		20	100	49 ± 9	1.5 ± 0.6
	Hydrochar	40	88 ± 7	48 ± 3	1.8 ± 0.3
		20	100	53 ± 7	1.8 ± 0.6
Compost	40	81 ± 12	35 ± 10	1.3 ± 0.8	
	20	100	53 ± 7	1.8 ± 0.6	
With	Control	0	81 ± 6	43 ± 9	2.0 ± 0.4
		20	100	61 ± 15	2.3 ± 0.8
	Pyrochar	40	100	75 ± 5	2.5 ± 1.3
		20	100	61 ± 11	3.0 ± 0.7
	Hydrochar	40	94 ± 6	75 ± 13	3.3 ± 0.9
		20	100	81 ± 6	5.0 ± 1.8
Compost	40	94 ± 6	79 ± 8	4.5 ± 1.3	

ca. 70% (Table 3). In April 2018, treatments with organic amendments had an increase of 5–25% with respect to the controls in the area without barrier, while in the barrier-zone, plots with organic amendments presented a plant cover of 20–40% larger than the control treatments (Table 3).

3.5. Establishment of new species

Since September/2016, it was possible to observe the establishment of new species. These plants were preferably distributed in the barrier-zone ($p < 2.0 \times 10^{-16}$; Table 3). The new species belong mostly (> 85%) to *Suaeda torreyana* (native) and in a smaller proportion to *Kochia scoparia* (exotic) and *Sonchus oleraceus* (exotic). These species are less salt-tolerant than *D. spicata* in the former lake of Texcoco (Fernández-Buces, 2006), which explains their greater presence in the barrier-zone, which had a smaller EC (Table 3).

The plant density of these new species (number/m²) was larger in plots with any amendment than in control plots (with barrier $p = 5.93 \times 10^{-13}$; without the barrier $p = 7.85 \times 10^{-6}$; Table 3). Although low-dose treatments had larger plant density than control or high-dose treatments, doses were only significantly different in the zone without a barrier ($p = 0.0005$), possibly due to its larger topsoil moisture and nutrient contents compared to the high-dose treatments and the unamended soils, respectively.

3.6. GHG emissions

NH₃ emissions were recorded only at the beginning of the experiment (Fig. 4a). We found significant differences between amendments ($p = 4.5 \times 10^{-5}$) and due to the barrier ($p = 0.03$). Plots with compost emitted more NH₃ (1.4 mg N-NH₃ m⁻² h⁻¹) in comparison with the control (0.0 mg N N-NH₃ m⁻² h⁻¹; $p = 7.2 \times 10^{-5}$), the pyrochar (0.01 mg N-NH₃ m⁻² h⁻¹; $p = 1.4 \times 10^{-5}$) or the hydrochar (0.11 mg N-NH₃ m⁻² h⁻¹; $p = 0.006$) treatments.

The emissions of CO₂ were lower in the barrier-zone (ca. < 5 mg C-CO₂ m⁻² h⁻¹) than in the area without barrier (ca. 4–13 mg C-CO₂ m⁻² h⁻¹) during the year 2016 (April $p = 8.69 \times 10^{-7}$; October $p = 2.85 \times 10^{-8}$). Although no differences were seen between doses or amendments, unamended soils presented lower emissions (< 8.7 mg C-CO₂ m⁻² h⁻¹) than the rest of the treatments (0.6–12.8 mg C-CO₂ m⁻² h⁻¹). During the year 2017, the barrier zone did no longer produce an effect on the emissions of CO₂, probably due to the lack of irrigation after June/2017 (Fig. 4b). Further, there were no differences between treatments with or without organic amendments. In general, the CO₂ flux at the end of the rainy season (October) was larger (ca. one third to double) than during

the dry season (April) in both years (2016 $p = 0.006$; 2017 $p = 0.04$).

3.7. C and N

At the beginning of the experiment (April 2016), the amendments addition increased the TC, TN and OC in the plots in proportion to the dose added: from 3.14%, 0.08% and 1.51% (unamended soil) to 8.04%, 0.27% and 5.98% (pyrochar high-dose), respectively. There were significant differences due to the larger TC (2016 $p = 1.9 \times 10^{-12}$; 2017 $p = 1.2 \times 10^{-12}$) and TN (2016 $p = 6.6 \times 10^{-7}$; 2017 $p = 1.4 \times 10^{-7}$) in the plots with pyrochar and the lower C/N ratio (2016 $p = 1.9 \times 10^{-9}$; 2017 $p = 0.008$) in treatments with compost. During year 2017, we registered a decrease in TC, TN and OC in all treatments. However, soils with pyrochar lost more OC (ca. 2.6–3.2%), while unamended soils lost the least OC (< 1%). There was a significant correlation between the NH₃ and the C/N ratio ($\rho = -0.395$, $p = 0.002$).

4. Discussion

4.1. Salinity and sodicity

We expected that the soil salinity and sodicity would decrease with the barrier and the addition of organic amendments. However, the barrier contributed much more to the reduction of the salinity, while the doses of the organic amendments were apparently too small to achieve significant effects on soil properties as moisture and water tension, apparently because they fostered vegetation growth and, in turn, evapotranspiration. Eventually, the addition of organic amendments needs to be accompanied by more irrigation to achieve the desired increase of soil organic matter in the long term. Further, the slightly alkaline pH of the amendments (Table 2) could not help to decrease the soil pH.

There are reports of contrasting results after the addition of biochar or compost to salt-affected soils. For instance, Sun et al. (2016) observed that the application of different biochars (5 and 10 g kg by weight) reduced the pH, showing better results with the more acidic amendment. However, Zhang et al. (2013) did not find significant changes, while Qayyum et al. (2015) recorded increases (from 7.35 to 7.75–7.85) in alkalinity after the biochar addition.

The application of biochar has also increased the EC in saline soils (Ghosh et al., 2014; Abrishamkesh et al., 2015), due to the release of some biochar nutrients in the form of soluble salts (Smider and Singh, 2014). In contrast, Ippolito et al. (2014) reported an EC decrease when increasing the biochar doses (1, 2 or 10% by weight), attributed to the salts adsorption on the biochar surface.

Compost additions can decrease the pH and EC in saline-sodic soils due to the presence of Ca²⁺, which displaces Na⁺ from soil cation exchange sites (Chaganti and Crohn, 2015). However, the effects have also been variable. For instance, Lakhdar et al. (2009) and Ouni et al. (2013) detected a soil EC increased proportional to the application rate of compost (from 40 to 150 t ha⁻¹). Similarly, green waste compost (14.2 kg m⁻³) increased the soil pH (ca. 0.3 units) along a 2.5-year field experiment in northern China (Wang et al., 2014). While no differences in pH, EC or the amount of Na⁺, Ca²⁺ or Mg²⁺ were seen (Walker and Bernal, 2008; Wang et al., 2014; Meena et al., 2016).

Biochars can decrease the ESP due to the presence of Ca²⁺ and Mg²⁺ (although in smaller quantities than composts) and to the adsorption of Na⁺. For example, Wu et al. (2014) and Chaganti and Crohn (2015) registered about 40 and 80% reduction in ESP, respectively, due to the biochar high Ca²⁺ content. The highest doses of manure compost (20–25% by weight) decreased the ESP of a saline-sodic soil from 84 (control) to 60–62% (Bharadwaj et al., 2011). In contrast, Walker and Bernal (2008) pointed out that the Na⁺ adsorption remained small despite the contribution of Ca²⁺ and Mg²⁺ by olive waste compost (20.9 and 29.7 g kg⁻¹).

Other studies have seen a capillary rise decrease with salinity effects

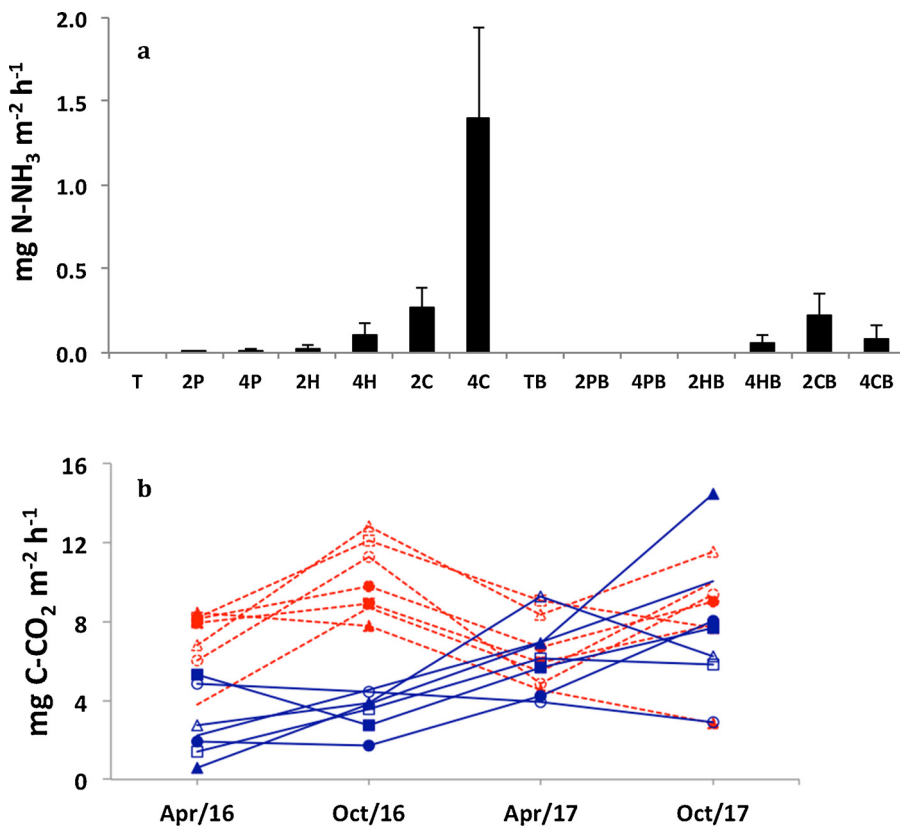


Fig. 4. a) NH₃ (registered only at the beginning of the experiment) and b) CO₂ fluxes in the experimental plots. Mean (4 replicates per treatment) ± standard error. In red-dotted lines treatments without barrier, in blue-continued lines treatments with barrier (B): control (T), 20 or 40 t ha⁻¹ of pyrochar (2P or 4P), hydrochar (2H or 4H), or compost (2C or 4C).

in the topsoil when a barrier is installed. For example, Guo et al. (2006) reported a decrease in the pH (from ca. 10 to 7). McFarland et al. (1992, 1994) registered a decrease in EC and ESP in a silty clay loam soil (ca. 14 to 2 dS m⁻¹ and ca. 15 to 2%) and a clay loam soil (ca. 21 to 10 dS m⁻¹ and ca. 34 to 7%). Rooney et al. (1998); Guo et al. (2006) and Lee et al. (2014) mentioned a decrease in EC (from > 10 to < 1 dS m⁻¹) in barrier treatments made with different materials (e.g., shells and wood chips).

4.2. Moisture

Similar to our results, Guo et al. (2006) reported a decrease in the soil moisture content from 33 to 35% (control treatment) to 20% (barrier treatment) due to the capillary rise interruption. OM addition, either as biochar or compost, increases moisture retention (Deguchi et al., 2009; Wang et al., 2018). However, in our case, treatments with the high dose of these amendments showed lower topsoil moisture. The highest moisture content of the unamended soils could be the result of smaller grass transpiration and the development of a salt crust, which impeded evaporation. It has been reported that under arid conditions, up to 90% of the water extracted by the plant is lost by transpiration (Hillel, 1998). Furthermore, the greater the plant cover, the larger is the transpiration, which in turn decreases the soil moisture. In our case, the plots with amendments had a larger plant cover, which could explain the lower soil moisture. Additionally, plants in the control treatments could suffer from nutritional deficiencies that hinder a better use of water and therefore cause lower transpiration rates as indicated by Kowaljow et al. (2017).

It has been observed that salt crusts reduce evaporation by decreasing the porosity and increasing the diffusion of the water vapor resistance (Fujimaki et al., 2006; Zhang et al., 2013; Nachshon and Weisbrod, 2015). Although we do not have data on the crust formation, it is likely that amendments increased soil porosity and the incipient formation of aggregates (Lakhdar et al., 2009; Saifullah et al., 2018), decreasing the formation of crusts and therefore allowing the

evaporation of water. In addition, although there were no significant differences, unamended soils showed larger EC, so it could be inferred that these are more prone to salt-crust formation.

Finally, it should be mentioned that in addition to evapotranspiration processes, the amendments hydrophobicity could have contributed to the lower moisture observed due to the creation of likely preferential flows (Mataix-Solera and Doerr, 2004; Bayer and Schaumann, 2007). However, saline-sodic soils may be less susceptible because: i) certain hydrophobic compounds are soluble at alkaline pH, ii) there is low input of organic matter and iii) the presence of Na⁺ hinders the bond between soil particles and hydrophobic compounds (Mataix-Solera and Doerr, 2004; Dorostkar et al., 2016).

Another phenomenon to be considered in shrinkage and swelling of the soils, as at the study site, is cracks development during the dry season. Soil cracks increase the hydraulic conductivity by acting as preferential flow paths, but they also foster the evaporation rates (Hardie et al., 2012; Inoubli et al., 2016). The aforementioned can affect the evaporation, infiltration, drainage, runoff and erosion processes but also the plant development (Bronick and Lal, 2005; Hardie et al., 2012; Inoubli et al., 2016). Although scarce information exists about this phenomenon, the cracking dynamics depend on factors such as the crack characteristics (width and depth) and the local environmental conditions (wind velocity, current and past rainfall regimes and soil water table levels) (Ritchie and Adams, 1974; Inoubli et al., 2016).

4.3. Plant survival and cover

Previous studies done with *D. spicata* registered a reduced survival (35%) 12 months after the introduction in the former lake of Texcoco (González-Vicente, 1982). Similar results were found in a greenhouse study (12 weeks) where *D. spicata* had a maximum survival of 35% with or without fertilizers (Salo et al., 1997). The highest percentage was found in the treatments without manure, associated to its high salinity. In our case, the high survival (> 80% in all treatments) could be attributed to factors such as the introduction during the rainy season,

which decreases the EC in the topsoil (Fig. 2), and the irrigation during the first dry season. The effect of the barrier and the amendments probably will be evident in the following years (i.e., in the long-term).

Thomas et al. (2013) indicated that only the maximum biochar dose (50 t ha⁻¹) decreased the effects of salinity in velvetleaf plants (*Abutilon theophrasti*), resulting in a 100% survival. While for the common self-heal (*Prunella vulgaris*), the same biochar dose improved plant survival compared to the control, but it did not reach 100%. The addition of compost increases (Boff et al., 2005; Salleses et al., 2015; Richnau et al., 2016), decreases (Ewing, 2002; de Souza et al., 2015) or has no effects on plant survival (Nie et al., 2009; Núñez-Cruz and Bonfil, 2013). The increases in survival due to compost additions were attributed to the increase in soil moisture and soil structure (Richnau et al., 2016), and to the nutrients supply and the induction of pathogens resistance (Boff et al., 2005). Decrements were attributed to the high pH of compost (de Souza et al., 2015).

Furthermore, the lower *D. spicata* performance in the non-barrier zone could be the result of the osmotic stress due to the large salts concentrations in the soil solution of this area (Fernández-Buces, 2006). The osmotic stress hinders the water absorption by the roots, forcing plants to invest more energy in adjusting their osmotic potential and resulting in lower survival and growth rates (Djanaguiraman and Prasad, 2013).

Our results on plant cover are similar to studies that used compost addition under field conditions. For instance, Norland and Veith (1995) indicate that 40 t ha⁻¹ of compost increased the cover to > 80% after 4 years in a mining area. Larchevêque et al. (2005) mentioned that sewage sludge and plant residues compost (50 and 100 t ha⁻¹) improved the plant cover in a Mediterranean forest. Tejada et al. (2006a, 2006b) also found an increase in plant cover in a range of 4–5 years of monitoring. According to them, the highest percentages were found with the high dose of compost (10 t ha⁻¹: 66%) followed by the low dose (5 t ha⁻¹: 53%) and the control (8%) in a saline soil. Corrêa et al. (2010) also obtained a linear response between the cover and the doses of urban waste compost (19, 38, 57, 76 t ha⁻¹). While, Kowaljow and Mazzarino (2007) found a plant cover increase (> 100% after one year) in a semi-arid area with sludge compost (40 t ha⁻¹).

Although we did not find any differences among amendments, the pyrochar treatments had the highest survivorship. However, biochar could be detrimental for the development of a plant cover. Biederman et al. (2017), for instance, mentioned that biochar and compost behaved as inert materials decreasing plant cover. Ohsowski et al. (2018) registered an increase in plant cover with the use of compost (20 and 40 t ha⁻¹) but not with biochar (2.5 and 40 t ha⁻¹). Authors concluded that the compost could increase the water retention and the soil CEC, while the high exchange capacity of the biochar likely adsorbed the existent nutrients inducing nutritional stress. Similar conclusions were mentioned by Ramlow et al. (2018), whose low plant cover was attributed to the adsorption of the available N on the biochar surfaces.

4.4. Establishment of new species

Regarding the new species arrival, similar results have been found by other authors after adding compost to degraded soils (Kowaljow and Mazzarino, 2007; Pardo et al., 2018). For example, Norland and Veith (1995) recorded the arrival of 13 and 33 new species in two study sites, respectively. Tejada et al. (2006a, 2006b) observed natural emergence of plants one year after the addition of compost to a saline and a non-saline soil. Córdova et al. (2011) also registered the arrival of new plants in a contaminated urban soil, suggesting that the introduction of species is unnecessary and only the application of fertilizers can favor the natural emergence of vegetation. Baldantoni et al. (2015) also indicated that the continued application of compost helped in the arrival of new plant species. Authors recorded more species richness in control treatments but a greater plant density in plots with compost due to a possible greater competition in the amended treatments.

It is important to underline that natural emergence of plants can be a cheaper rehabilitation tool and it has the advantage that local species can be more tolerant to soils under rehabilitation activities (Bakker et al., 1996; Córdova et al., 2011).

Soil concentrations of salts and sodium, even at low levels, are an abiotic stress that determines plant dynamics (e.g., changes in structure and composition) in relatively short time periods and spaces (Fernández-Buces, 2006; Karlin et al., 2011; Bui, 2013; Bai et al., 2015; Ma et al., 2015). For example, Fernández-Buces (2006) indicates that in the former lake of Texcoco the salt increase leads to the colonization of highly tolerant species, such as *D. spicata* and the inkweed (*Suaeda torreyana*), and to the decrease in plant abundance and richness. On the contrary, the decrease in salinity increases the diversity of species such as the lambsquarters (*Chenopodium album*), the hairy beggarticks (*Bidens odorata*), the foxtail barley (*Hordeum jubatum*) and the common dandelion (*Taraxacum officinale*) (Fernández-Buces, 2006). Similar results have been found in saline grasslands and coastal areas (Karlin et al., 2011; Bai et al., 2015; Ma et al., 2015) where biomass, richness and abundance of species were significantly related to the concentration of salts and sodium (Karlin et al., 2011; Ma et al., 2015). However, plant successional changes have been poorly explored under saline-sodic conditions.

4.5. GHG emissions

The barrier affected the ammonia emissions, possibly due to the decrease in the soil moisture content. The moisture effect on the emission of NH₃ has also been described by Bouwmeester et al. (1985) and Sigunga et al. (2002) who observed a linear relation between NH₃ emissions and soil water content, after applications of urea, (NH₄)₂SO₄ or NH₄NO₃.

The alkaline nature of biochars, the amended soil pH and the biochar adsorption of NH₄⁺ can influence the proportion of NH₃ flux in salt-affected soils. For example, Sun et al. (2017) observed that the addition of biochar (pH 9.58) increased the volatilization of NH₃ (between 25–54% compared to the control) due to the amendment alkalinity, which increased the soil pH in proportion to the applied dose. Esfandbod et al. (2017), for instance, registered that the addition of an acid biochar (pH 3.86) decreased the NH₃ flux in bauxite residues (pH 9.5) and retained ca. 70% of the added nitrogen, compared to alkaline biochars (pH 9.58–10.8) that retained less than 25%.

In our case, the NH₃ emissions were minimum under pyrochar and hydrochar treatments, which were attributed to the highly condensed aromatic structure and therefore stability towards microbial decomposition of the materials, compared with the compost. The OM of the compost seems to be more labile and by consequence is degraded faster and in larger quantities releasing more NH₄⁺, which at the alkaline pH is transformed into the volatile NH₃. Further, biochars have larger cation exchange capacity (CEC) and can therefore adsorb NH₄⁺, avoiding its volatilization (Taghizadeh-Toosi et al., 2012; Esfandbod et al., 2017).

The C/N ratio and alkaline nature of composts seem to be important factors in the ammonia volatilization process. For example, He et al. (2003) observed that the application of compost to a calcareous soil (pH 7.9) presented low NH₃ emissions (0.12–3.8%) due to a low N content. While Forghani (2007) found larger ammonia fluxes under compost addition due to its high alkalinity (pH 7.6).

It has been reported that approximately 25% of the applied NH₄⁺ can be volatilized in less than 24 h in soils with extreme salinity (pH > 9 and EC ≥ 56 dS m⁻¹) (Vega-Jarquin et al., 2003; Dendooven et al., 2010). Although we do not have daily measurements, it could be inferred that most of the NH₃ was emitted during the first days of the amendments application, as indicated in previous studies from the former lake (Vega-Jarquin et al., 2003; Rojas-Oropeza et al., 2010; Dendooven et al., 2010).

In the case of the CO₂, it has been stated that soil respiration

depends on factors such as the quality and quantity of OM, the level of soil salinity and sodicity, the soil moisture and root development, among others (Oertel et al., 2016; Singh, 2016). Regarding the C dynamics in the former Lake of Texcoco, mineralization of easily decomposable OM is low due to the extreme salinity and sodicity of the soils ($> 50 \text{ dS m}^{-1}$; $\text{pH} > 10$) (Dendooven et al., 2010). These conditions decrease the soil microbial biomass and inhibit its activity affecting the CO_2 production (Dendooven et al., 2010; Ikkonen et al., 2018).

In our case, neither the addition of biochars nor of compost influenced the CO_2 flux, probably due to the low doses employed which could not promote soil microbial activities or root growth (Singh, 2016). In this last case, although the barrier zone had more above-ground biomass (likely related to a larger root development) and lower electrical conductivity, we did not find a larger soil CO_2 flux in this area. This implies that the influence of the barrier on the topsoil moisture was the principal factor determining the CO_2 emissions since neither the organic amendments nor the salinity conditions influenced the CO_2 flux.

The moisture effect on the CO_2 flux has also been described in areas covered by *D. spicata* from the former lake of Texcoco (Ikkonen et al., 2018). These authors observed that when the soil water content increases, the rate of CO_2 emission from the soil surface increases too.

4.6. C and N

The use of organic amendments in saline soils can increase the soil C storage and contribute significantly to the GHG reduction (Ouni et al., 2013; Wu et al., 2014; Abrishamkesh et al., 2015; Oo et al., 2015; Sun et al., 2016). In our case, the addition of all the amendments increased the amount of SOM (TC and OC), especially with the pyrochar application. The pyrochar increased (by twice or more) the C and N content in the soils when first added, helpful for saline-sodic soils deficient in OM. One year after, the soils with pyrochar continued to have the largest C and N contents, but the mineralization decreased their concentration to almost half the initial values. This could reflect the fast mineralization of labile compounds present in the pyrochar (Fischer and Glaser, 2012; Ding et al., 2016).

However, the narrow C/N ratio of the compost limits its use under high alkalinity conditions due to a faster mineralization compared to amendments with larger C/N ratios.

Based on the lack of CO_2 , N_2O or CH_4 emissions under our treatments, the greater contribution of C and N to the soils with the pyrochar addition and the larger survival of *D. spicata* under this amendment, it can be inferred that the pyrochar could improve the soil productivity and possibly the soil C storage in the long term.

5. Conclusions

We confirmed the hypothesis tested about the interruption of the capillary rise since the implementation of a barrier proved to be an effective tool for rehabilitating these highly saline-sodic soils. Biochars and compost doses seem to be insufficient because of the extreme salt concentrations. However, pyrochar was the most recommendable to be used due to its positive effects on *D. spicata* survival and SOM increase with minimal NH_3 and CO_2 emissions. Therefore, a rehabilitation strategy for highly saline-sodic soils should focus on the use of more than 40 t ha^{-1} , considering possible side effects such as a decrease in soil moisture. To overcome the latter, irrigation might be needed, particularly during the dry season. The different recalcitrance of the compost and biochars support the hypotheses about the GHG emissions. The arrival of new plants can influence key functions of soil recovery (e.g. OM addition) and could represent an effective and inexpensive rehabilitation strategy. However, this area has been poorly explored so future studies should focus on plant succession under saline-sodic conditions. Overall, urban residues, both organic and inorganic can be

effectively used to establish a vegetation cover in the studied area, which in turn will help to reduce wind erosion and air pollution during the dry season.

Acknowledgments

This paper constitutes a partial fulfillment of the requirements of the Posgrado en Ciencias Biológicas of the Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) as part of the doctorate degree of Elizabeth Chávez-García. The study was funded by the PAPIME program (UNAM), project PE 102217. The scholarship granted to Elizabeth Chávez-García during her doctoral degree studies was provided by the National Council of Science and Technology (CONACyT). Kumiko Shimada, Olivia Zamora, Lucy Mora, René Alcalá, and Maricarmen Salazar from the UNAM Institute of Geology helped with the laboratory analyses and the facilities for the field experiment. Javier Aguillón-Martínez from the UNAM Institute of Engineering helped in the pyrochar production. Wolf-Anno Bischoff, Ricardo Estrada and Enrique Granell donated the hydrochar, compost and rubble, respectively. Raúl Solís, Luz Elena Hernández and Edgardo Morales from CONAGUA provided the facilities for the field experiment. Blanca González and Martin Ricker guided data processing. Mario Cayetano, Kathia Lueneberg and Armando Navarrete helped during the field monitoring. We are grateful to Silke Cram and Julio Campo for their useful ideas during the doctoral degree studies of Elizabeth Chávez-García.

Appendix A. Supplementary data

Supplementary material related to this article can be found, in the online version, at doi:<https://doi.org/10.1016/j.still.2019.01.003>.

References

- Abrishamkesh, S., Gorji, M., Asadi, H., Bagheri-Marandi, G.H., Pourbabae, A.A., 2015. Effects of rice husk biochar application on the properties of alkaline soil and lentil growth. *Plant Soil Environ.* 62, 475–482. <https://doi.org/10.17221/117/2015-PSE>.
- Akudago, J.A., Nishigaki, M., Chegbeleh, L.P., Alim, A., 2009. Capillary cut design for soil-groundwater salinity control. *J. Faculty Environ. Sci. Technol.* 14, 17–22.
- Amlinger, F., Peyr, S., Geszti, J., Dreher, P., Karlheinz, W., Nortcliff, S., 2007. Beneficial Effects of Compost Application on Fertility and Productivity of Soils, federal Ministry for Agriculture and Forestry. Environment and water Management, Austria.
- Bai, Z., Gao, Y., Xing, F., Sun, S., Jiao, D., Wei, X., Mu, C., 2015. Responses of two contrasting saline-alkaline grassland communities to nitrogen addition during early secondary succession. *J. Veg. Sci.* 26, 686–696.
- Bakker, J.P., Poschod, P., Strykstra, R.J., Bekker, R.M., Thompson, K., 1996. Seed banks and seed dispersal: important topics in restoration ecology. *Acta Bot. Neerl.* 45, 461–490.
- Baldantoni, D., Bellino, A., Morra, L., Alfani, A., 2015. Compost amendment enhances natural revegetation of a mediterranean degraded agricultural soil. *Environ. Manage.* 56, 946–956. <https://doi.org/10.1007/s00267-015-0539-4>.
- Bayer, J.V., Schaumann, G.E., 2007. Development of soil water repellency in the course of isothermal drying and upon pH changes in two urban soils. *Hydrol. Process.* 21, 2266–2275. <https://doi.org/10.1002/hyp.6759>.
- Beck-Broichsitter, S., Fleige, H., Horn, R., 2018. Compost quality and its function as a soil conditioner of reclamation layers – a critical review. *Int. Agrophys.* 32, 11–18. <https://doi.org/10.1515/intag-2016-0093>.
- Bharadwaj, A., Khandelwal, V., Choudhary, P., Bhatia, A.K., 2011. Comparative studies of organic enrichers in the improvement of physico-chemical and microbiological characteristics of saline/usal soils. *J. Chem. Pharm. Res.* 3, 997–1003.
- Biederman, L.A., Phelps, J., Ross, B.J., Polzin, M., Harpole, W.S., 2017. Agriculture, ecosystems and environment biochar and manure alter few aspects of prairie development: a field test. *Agric. Ecosyst. Environ.* 236, 78–87. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.11.016>.
- Boff, P., Silva, E., Werner, H., 2005. Qualidade e sanidade de mudas de cebola em função da adição de composto termófilo. *Hortic. Bras.* 23, 875–880.
- Borchard, N., Spokas, K., Prost, K., Siemens, J., 2014. Greenhouse gas production in mixtures of soil with composted and noncomposted biochars is governed by char-associated organic compounds. *J. Environ. Qual.* 43, 971–979. <https://doi.org/10.2134/jeq2013.07.0290>.
- Bouwmeester, R.J.B., Vlek, P.L.G., Stumpe, J.M., 1985. Effect of environmental-factors on ammonia volatilization from a urea-fertilized soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 49, 376–381.
- Bower, C.A., Reitemeier, R.F., Fireman, R., 1952. Exchangeable cation analysis of saline and alkali soils. *Soil Sci.* 73, 251–262.
- Bronick, C.J., Lal, R., 2005. Soil structure and management: a review. *Geoderma* 124, 3–22. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2004.03.005>.

- Bui, E., 2013. Possible role of soil alkalinity in plant breeding for salt-tolerance. *Biol. Lett.* <https://doi.org/10.1071/FP09249>. 20130566.
- Chaganti, V.N., Crohn, D.M., 2015. Evaluating the relative contribution of physiochemical and biological factors in ameliorating a saline-sodic soil amended with composts and biochar and leached with reclaimed water. *Geoderma* 259–260, 45–55. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2015.05.005>.
- Córdova, S., Neaman, A., González, I., Ginocchio, R., Fine, P., 2011. The effect of lime and compost amendments on the potential for the revegetation of metal-polluted, acidic soils. *Geoderma* 166, 135–144. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2011.07.022>.
- Corrêa, R.S., Silva, L.C.R., Baptista, G.M.M., Santos, P.F., 2010. Fertilidade química de um substrato tratado com lodo de esgoto e composto de resíduos domésticos. *Rev. Bras. Eng. Agrícola e Ambient* 14, 538–544.
- Cruickshank, G., 2007. Proyecto lago de Texcoco: rescate hidroecológico. Comisión Nacional del Agua-SEMARNAT, México.
- D'Odorico, P., Bhattachan, A., Davis, K.F., Ravi, S., Runyan, C.W., 2013. Global desertification: drivers and feedbacks. *Adv. Water Resour.* 51, 326–344. <https://doi.org/10.1016/j.advwatres.2012.01.013>.
- Davidson, E.A., Savage, K., Verchot, L.V., Navarro, R., 2002. Minimizing artifacts and biases in 20 chamber-based measurements of soil respiration. *Agric. Ecosyst. Environ.* For. Meteorol 113, 21–37. [https://doi.org/10.1016/S0168-1923\(02\)00100-4](https://doi.org/10.1016/S0168-1923(02)00100-4).
- de Souza, P.F., Graziotti, D.C.F.S., Graziotti, P.H., Fernandes, L.A., Silva, E.D.B., Gandini, A.M.M., 2015. Growth of eucalyptus rooted cuttings in toxic organic waste compost of textile industry. *Rev. Bras. Eng. Agrícola e Ambient* 19, 829–834.
- Deguchi, S., Kawamoto, H., Tanaka, O., Fushimi, A., Uozumi, S., 2009. Compost application increases the soil temperature on bare Andosol in a cool climate region. *Soil Sci. Plant Nutr.* 55, 778–782. <https://doi.org/10.1111/j.1747-0765.2009.00420.x>.
- Dendooven, L., Alcántara-Hernández, R.J., Valenzuela-Encinas, C., Luna-Guido, M., Perez-Guevara, F., Marsch, R., 2010. Dynamics of carbon and nitrogen in an extreme alkaline saline soil: a review. *Soil Biol. Biochem.* 42, 865–877. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.02.014>.
- Ding, Y., Liu, Y., Liu, S., Li, Z., Tan, X., Huang, X., Zeng, G., Zhou, L., Zheng, B., 2016. Biochar to improve soil fertility. *A review. Agron. Sustain. Dev.* 36, 1–18. <https://doi.org/10.1007/s13593-016-0372-z>.
- Djanaguiraman, M., Prasad, P.V.V., 2013. Effects of salinity on ion transport, water relations and oxidative damage. In: Parvaiz, A., Azooz, M.M., Prasad, M.N.V. (Eds.), *Ecophysiology and Responses of Plants Under Salt Stress*. Springer, New York, USA, pp. 89–114. <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4747-4>.
- Doerr, S.H., Thomas, A.D., 2003. Soil moisture: a controlling factor in water repellency? In: Ritsema, C.J., Dekker, L.W. (Eds.), *Soil Water Repellency*. Elsevier, pp. 137–149.
- Dorostkar, V., Afyuni, M., Khoshgoftarmansh, A.H., Mosaddeghi, M.R., Rejali, F., 2016. Subcritical soil hydrophobicity in the presence of native and exotic arbuscular mycorrhizal species at different soil salinity levels. *Arch. Agron. Soil Sci.* 62, 429–443. <https://doi.org/10.1080/03650340.2015.1051471>.
- Esfandbod, M., Phillips, I.R., Miller, B., Rashti, M.R., Lan, Z.M., Srivastava, P., Singh, B., Chen, C.R., 2017. Aged acidic biochar increases nitrogen retention and decreases ammonia volatilization in alkaline bauxite residue sand. *Ecol. Eng.* 98, 157–165. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.10.077>.
- Ewing, K., 2002. Effects of initial site treatments on early growth and three-year survival of Idaho fescue. *Restor. Ecol.* 10, 282–288.
- Fernández-Buces, N., 2006. Variabilidad espacial de la salinidad y su efecto en la vegetación en el ex Lago de Texcoco: implicaciones para su monitoreo por percepción remota. Ph.D. Thesis. Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM, Mexico.
- Fernández-Buces, N., Siebe, C., Prieto, J.L.P., Webster, R., 2009. Mapping soil salinity from samples data and remote sensing in the former Lake Texcoco, Central Mexico. In: Metternicht, G., Zinck, J.A. (Eds.), *Remote Sensing of Soil Salinization: Impact on Land Management*. CRC Press, pp. 291–304.
- Fischer, D., Glaser, B., 2012. Synergisms between compost and biochar for sustainable soil amelioration. In: Kumar, S., Bharti, A. (Eds.), *Management of Organic Waste*. InTech, pp. 167–198. <https://doi.org/10.5772/31200>.
- Forghani, A., 2007. Ammonia volatilization from different soils amended with organic materials. *Asian J. Chem.* 19, 4347–4352.
- Fujimaki, H., Shimano, T., Inoue, M., Nakane, K., 2006. Effect of a Salt crust on evaporation from a Bare saline soil. *Vadose Zone J.* 5, 1246–1256. <https://doi.org/10.2136/vzj2005.0144>.
- García, E., 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. UNAM, México, D.F.
- Ghosh, S., Ow, L.F., Wilson, B., 2014. Influence of biochar and compost on soil properties and tree growth in a tropical urban environment. *Int. J. Environ. Sci. Technol.* 12, 1303–1310. <https://doi.org/10.1007/s13762-014-0508-0>.
- González-Vicente, C.E., 1982. Una alternativa de cobertura vegetal en el vaso del ex Lago de Texcoco. *Rev. Venez. Cienc. For.* 40, 3–22.
- Guo, G., Araya, K., Jia, H., Zhang, Z., Ohmiya, K., Matsuda, J., 2006. Improvement of Salt-affected soils, part 1: interception of capillarity. *Biosyst. Eng.* 94, 139–150. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2006.01.012>.
- Hardie, M.A., Doyle, R.B., Cotching, W.E., Mattern, K., Lissou, S., 2012. Influence of antecedent soil moisture on hydraulic conductivity in a series of texture-contrast soils. *Hydrol. Process.* 26, 3079–3091. <https://doi.org/10.1002/hyp.8325>.
- He, Z.L., Calvert, D.V., Alva, A.K., Li, Y.C., Stoffella, P.J., Banks, D.J., 2003. Nitrogen transformation and ammonia volatilization from biosolids and compost applied to calcareous soil. *Compost Sci. Util.* 11, 81–88. <https://doi.org/10.1080/1065657X.2003.10702112>.
- Hillel, D., 1998. *Environmental Soil Physics*. Academic Press, San Diego, USA.
- Ikkonen, E.N., García-Calderón, N.E., Ibáñez-Huerta, A., Etchevers-Barra, J.D., Krasilnikov, P.V., 2018. Seasonal dynamics of soil CO₂ concentration and CO₂ fluxes from the soil of the former Lake Texcoco, Mexico. *Eurasian Soil Sci.* 51, 674–681. <https://doi.org/10.1134/s106422931806008x>.
- Inoubli, N., Raclot, D., Moussa, R., Habaieb, H., Le Bissonnais, Y., 2016. Soil cracking effects on hydrological and erosive processes: a study case in Mediterranean cultivated vertisols. *Hydrol. Process.* 30, 4154–4167. <https://doi.org/10.1002/hyp.10928>.
- International Biochar Initiative (IBI), 2015. *Standardized Product Definition and Product Testing Guidelines for Biochar That Is Used in Soil*. v. 2.1. International Biochar Initiative.
- Ippolito, J.A., Stromberger, M.E., Lentz, R.D., Dungan, R.S., 2014. Hardwood biochar influences calcareous soil physicochemical and microbiological status. *J. Environ. Qual.* 43, 681–689. <https://doi.org/10.2134/jeq2013.08.0324>.
- Jazcilevich, A., Siebe, C., Estrada, C., Aguillón, J., Chávez-García, E., Sheinbaum, C., 2015. Retos y oportunidades para el aprovechamiento y manejo ambiental del ex lago de Texcoco. *Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana* 67, 145–166.
- Kambo, H.S., Dutta, A., 2015. A comparative review of biochar and hydrochar in terms of production, physico-chemical properties and applications. *Renew. Sustain. Energy Rev.* 45, 359–378. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.01.050>.
- Karlin, M.S., Bachmeier, O.A., Dalmaso, A., Sayago, J.M., Karlin, M.S., Bachmeier, O.A., Dalmaso, A., Sayago, J.M., Karlin, M.S., Bachmeier, O.A., Dalmaso, A., Sayago, M., Sereno, R., 2011. Environmental dynamics in Salinas Grandes, Catamarca, Argentina. *Arid Land Res. Manag.* 25, 328–350. <https://doi.org/10.1080/15324982.2011.602176>.
- Kinney, T.J., Masiello, C.A., Dugan, B., Hockaday, W.C., Dean, M.R., Zygourakis, K., Barnes, R.T., 2012. Hydrologic properties of biochars produced at different temperatures. *Biomass Bioenergy* 41, 34–43. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2012.01.033>.
- Kowaljaw, E., Mazzarino, J., 2007. Soil restoration in semiarid patagonia: chemical and biological response to different compost quality. *Soil Biol. Biochem.* 39, 1580–1588. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.01.008>.
- Kowaljaw, E., Gonzalez-Polo, M., Mazzarino, M.J., 2017. Understanding compost effects on water availability in a degraded sandy soil of Patagonia. *Environ. Earth Sci.* 76, 255. <https://doi.org/10.1007/s12665-017-6573-1>.
- Lakhdar, A., Rabhi, M., Ghnaya, T., Montemurro, F., Jedidi, N., Abdely, C., 2009. Effectiveness of compost use in salt-affected soil. *J. Hazard. Mater.* 171, 29–37. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2009.05.132>.
- Lambert, M., Fréchet, J.-L., 2005. Analytical techniques for measuring fluxes of CO₂ and CH₄ from hydroelectric reservoirs and natural water bodies. In: Tremblay, A., Varfalvy, L., Roehm, C., Garneau, M. (Eds.), *Greenhouse Gas Emissions-Fluxes and Processes: Hydroelectric Reservoirs and Natural Environments*. Springer, New York, pp. 37–60.
- Larchevêque, M., Monte, N., Baldy, V., Dupouyet, S., 2005. Vegetation dynamics after compost amendment in a Mediterranean post-fire ecosystem. *Agric. Ecosyst. Environ.* 110, 241–248. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2005.04.006>.
- Lee, S., Lee, S., Bae, H., Lee, J., Oh, Y., Noh, T., Lee, G., 2014. Effect of capillary barrier on soil salinity and corn growth at saemangeum reclaimed Tidal Land. *Korean J. Soil Sci. Fertil.* 47, 398–405.
- Lorenz, K., Lal, R., 2014. Biochar application to soil for climate change mitigation by soil organic carbon sequestration. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 177, 651–670. <https://doi.org/10.1002/jpln.201400058>.
- Ma, H., Yang, H., Liang, Z., Ooi, M.K.J., 2015. Effects of 10-year management regimes on the soil seed bank in saline-alkaline grassland. *PLoS One* 10, 1–17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0122319>.
- Mataix-Solera, J., Doerr, S.H., 2004. Hydrophobicity and aggregate stability in calcareous topsoils from fire-affected pine forests in Southeastern Spain. *Geoderma* 118, 77–88.
- McFarland, M.L., Ueckert, D.N., Hons, F.M., Hartmann, S., 1992. Selective-placement burial of drilling fluids: I. Effects on soil chemical properties. *J. Environ. Qual.* 21, 135–139.
- McFarland, M.L., Ueckert, D.N., Hons, F.M., Hartmann, S., 1994. Selective-placement burial of drilling-fluids – effects on soil properties, buffalograss and fourwing saltbush after 4 years. *J. Range Manag.* 47, 475–480. <https://doi.org/10.2307/4003000>.
- Meena, M., Joshi, P., Jat, H., Chinchmalatpure, A., Narjary, B., Sheoran, P., Sharma, D., 2016. Changes in biological and chemical properties of saline soil amended with municipal solid waste compost and chemical fertilizers in a mustard–pearl millet cropping system. *Catena* 140, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.catena.2016.01.009>.
- Mos, B., Fredericksen, T.S., 2000. *Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal*. Proyecto BOLFOR, Santa Cruz de la Sierra, Bolivia.
- Nachshon, U., Weisbrod, N., 2015. Beyond the salt crust: on combined evaporation and subflorescent salt precipitation in porous media. *Transp. Porous Media* 110, 295–310. <https://doi.org/10.1007/s11242-015-0514-9>.
- Nie, Z.N., Zollinger, R.P., Jacobs, J.L., 2009. Performance of 7 Australian native grasses from the temperate zone under a range of cutting and fertiliser regimes. *Crop Pasture Sci.* 60, 943–953.
- Norland, M.R., Veith, D.L., 1995. Revegetation of coarse taconite iron ore tailing using municipal solid waste compost. *J. Hazard. Mater.* 41, 123–134.
- Núñez-Cruz, A., Bonfil, C., 2013. Establecimiento inicial de tres especies del bosque tropical seco en un pastizal degradado: efectos del uso de acolchado y compost. *Agrociencia* 47, 609–620.
- Oertel, C., Matschullat, J., Zurba, K., Zimmermann, F., Erasmi, S., 2016. Greenhouse gas emissions from soils — a review. *Chemie der Erde* 76, 327–352. <https://doi.org/10.1016/j.chemer.2016.04.002>.
- Oshowski, B.M., Dunfield, K., Klironomos, J.N., Hart, M.M., 2018. Plant response to biochar, compost, and mycorrhizal fungal amendments in post-mine sandpits. *Restor. Ecol.* 26, 63–72. <https://doi.org/10.1111/rec.12528>.
- Oo, A.N., Iwai, C.B., Saenjan, P., 2015. Soil properties and maize growth in saline and nonsaline soils using cassava-industrial waste compost and vermicompost with or without earthworms. *Land Degrad. Dev.* 26, 300–310.
- Ouni, Y., Lakhdar, A., Scelza, R., Scotti, R., Abdely, C., Barhomi, Z., Rao, M.A., 2013.

- Effects of two composts and two grasses on microbial biomass and biological activity in a salt-affected soil. *Ecol. Eng.* 60, 363–396. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2013.09.002>.
- Pardo, J., Mondaca, P., Celis-diez, J.L., Ginocchio, R., Navarro-villarreal, C., Neaman, A., 2018. Assessment of revegetation of an acidic metal(loid)-polluted soils six years after the incorporation of lime with and without compost. *Geoderma* 331, 81–86. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2018.06.018>.
- Pohlert, T., 2014. The Pairwise Multiple Comparison of Mean Ranks Package (PMCMR). R Package.
- Qayyum, M.F., Abid, M., Danish, S., Saeed, M.K., Ali, M.A., 2015. Effects of co-composting of farm manure and biochar on plant growth and carbon mineralization in an alkaline soil. *Pak. J. Agric. Sci.* 51, 977–982. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-0227-4>.
- Ramlow, M., Rhoades, C.C., Cotrufo, M.F., 2018. Promoting revegetation and soil carbon sequestration on decommissioned forest roads in Colorado, USA: a comparative assessment of organic soil amendments. *For. Ecol. Manage.* 427, 230–241. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2018.05.059>.
- R-Development-Core-Team, 2018. R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria.
- Rengasamy, P., 2006. World salinization with emphasis on Australia. *J. Exp. Bot.* 57, 1017–1023. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj108>.
- Richards, L.A., 1954. Diagnosis and Improvement of Saline and Alkaline Soils. United States Department of Agriculture (USDA), Washington, USA Agriculture Handbook No. 60.
- Richnau, G., Brunet, J., Busse, A., Wiström, B., 2016. Planting clonal shade-tolerant herbs in young urban woodlands — effects of compost on plant growth, flowering and survival. *Urban For. Urban Green.* 17, 158–165. <https://doi.org/10.1016/j.ufug.2016.04.009>.
- Ritchie, J., Adams, J., 1974. Field measurement of evaporation from soil shrinkage cracks. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 38, 131–134. <https://doi.org/10.2136/sssaj1974.03615995003800010040x>.
- Rojas-Oropeza, M., Dendooven, L., Garza-Avedaño, L., Souza, V., Philippot, L., Cabriol, N., 2010. Effects of biosolids application on nitrogen dynamics and microbial structure in a saline-sodic soil of the former Lake Texcoco (Mexico). *Bioresour. Technol.* 101, 2491–2498. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.10.088>.
- Rooney, D.J., Brown, K.W., Thomas, J.C., 1998. The effectiveness of capillary barriers to hydraulically isolate salt contaminated soils. *Water Air Soil Pollut.* 104, 403–411. <https://doi.org/10.1023/A:1004966807950>.
- Saifullah, Dahlawi, S., Naem, A., Rengel, Z., Naidu, R., 2018. Biochar application for the remediation of salt-affected soils: challenges and opportunities. *Sci. Total Environ.* 625, 320–335. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.12.257>.
- Salleses, L.F., Rizzo, P.F., Riera, N., Torre, V.Della, Crespo, D.E., Pathauer, P.S., 2015. Efecto de compost de guano avícola en la producción de clones híbridos de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus camaldulensis*. *Cienc. del Suelo* 33, 221–228.
- Salo, L.F., Artioli, J.F., Goodrich-Mahoney, J.W., 1997. Selected species and amendments for revegetating saline flue gas desulfurization sludge: greenhouse study. *J. Environ. Qual.* 26, 1176–1181. <https://doi.org/10.2134/jeq1997.00472425002600040033x>.
- Sapkota, T.B., Rai, M., Singh, L.K., Gathala, M.K., Jat, M.L., Sutaliya, J.M., Bijarniya, D., Jat, M.K., Jat, R.K., Parihar, C.M., Kapoor, P., Jat, H.S., Dadarwal, R.S., Sharma, P.C., Sharma, D.K., 2014. Greenhouse Gas Measurement from Smallholder Production Systems: Guidelines for Static Chamber Method. International Maize and Wheat Improvement Center (CIMMYT) and Indian Council of Agricultural Research (ICAR), New Delhi, India.
- Secretaría de Recursos Hidráulicos (SRH), 1971. Estudio Agrológico Especial del ex Lago de Texcoco, Estado de México. Secretaría de Recursos Hidráulicos, Dirección General de Irrigación y Control de Ríos, México.
- Siebe, C., Jahn, R., Stahr, K., 1996. Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Publicación Especial N° 4, Edo. de México.
- Sigunga, D.O., Janssen, B.H., Oenema, O., 2002. Ammonia volatilization from Vertisols. *Eur. J. Soil Sci.* 53, 195–202.
- Singh, K., 2016. Microbial and enzyme activities of saline and sodic soils. *Land Degrad. Dev.* 718, 706–718.
- Smider, B., Singh, B., 2014. Agronomic performance of a high ash biochar in two contrasting soils. *Agric. Ecosyst. Environ.* 191, 99–107. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2014.01.024>.
- Stark, J.M., Redente, E.F., 1986. Trace element and salt movement in retorted oil shale disposal sites. *J. Environ. Qual.* 15, 282–288.
- Stewart, K.J., Brummell, M.E., Farrell, R.E., Siciliano, S.D., 2012. N₂O flux from plant-soil systems in polar deserts switch between sources and sinks under different light conditions. *Soil Biol. Biochem.* 48, 69–77. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2012.01.016>.
- Sun, J., He, F., Shao, H., Zhang, Z., Xu, G., 2016. Effects of biochar application on *Suaeda salsa* growth and saline soil properties. *Environ. Earth Sci.* 75, 630. <https://doi.org/10.1007/s12665-016-5440-9>.
- Sun, H., Lu, H., Chu, L., Shao, H., Shi, W., 2017. Biochar applied with appropriate rates can reduce N leaching, keep N retention and not increase NH₃ volatilization in a coastal saline soil. *Sci. Total Environ.* 575, 820–825. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.09.137>.
- Tadayonnejad, M., Mosaddeghi, M.R., Ghorbani Dashtaki, Sh, 2017. Changing soil hydraulic properties and water repellency in a pomegranate orchard irrigated with saline water by applying polyacrylamide. *Agric. Water Manage.* 188, 12–20.
- Taghizadeh-Toosi, A., Clough, T.J., Sherlock, R.R., Condron, L.M., 2012. Biochar adsorbed ammonia is bioavailable. *Plant Soil* 350, 57–69. <https://doi.org/10.1007/s11104-011-0870-3>.
- Tejada, M., Garcia, C., Gonzalez, J.L., Hernandez, M.T., 2006a. Use of organic amendment as a strategy for saline soil remediation: influence on the physical, chemical and biological properties of soil. *Soil Biol. Biochem.* 38, 1413–1421. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.10.017>.
- Tejada, M., Hernandez, M.T., Garcia, C., 2006b. Application of Two organic amendments on soil restoration: effects on the soil biological properties. *J. Environ. Qual.* 35, 1010–1017. <https://doi.org/10.2134/jeq2005.0460>.
- Thomas, S.C., Frye, S., Gale, N., Garmon, M., Launchbury, R., Machado, N., Melamed, S., Murray, J., Petroff, A., Winsborough, C., 2013. Biochar mitigates negative effects of salt additions on two herbaceous plant species. *J. Environ. Manage.* 129, 62–68.
- van Reeuwijk, L.P., 1992. Procedures for Soil Analysis. International Soil Reference and Information Centre. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Vega-Jarquín, C., García-Mendoza, M., Jablonowski, N., Luna-Guido, M., Dendooven, L., 2003. Rapid immobilization of applied nitrogen in saline-alkaline soils. *Plant Soil* 256, 379–388. <https://doi.org/10.1023/A:1026182211065>.
- Walker, D.J., Bernal, M.P., 2008. The effects of olive mill waste compost and poultry manure on the availability and plant uptake of nutrients in a highly saline soil. *Bioresour. Technol.* 99, 396–403. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2006.12.006>.
- Wang, L., Sun, X., Li, S., Zhang, T., Zhang, W., Zhai, P., 2014. Application of organic amendments to a coastal saline soil in North China: effects on soil physical and chemical properties and tree growth. *PLoS One* 9, e89185. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0089185>.
- Wang, T., Stewart, C.E., Sun, C., Wang, Y., Zheng, J., 2018. Effects of biochar addition on evaporation in the five typical loess plateau soils. *Catena* 162, 29–39. <https://doi.org/10.1016/j.catena.2017.11.013>.
- Wicke, B., Smeets, E., Dornburg, V., Vashev, B., Gaiser, T., Turkenburg, W., Faaij, A., 2011. The global technical and economic potential of bioenergy from salt-affected soils. *Energy Environ. Sci.* 4, 2669–2681. <https://doi.org/10.1039/c1ee01029h>.
- Wiedner, K., Fischer, D., Walther, S., Criscuoli, I., Favilli, F., Nelle, O., Glaser, B., 2015. Acceleration of biochar surface oxidation during composting? *J. Agric. Food Chem.* 63, 3830–3837. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b00846>.
- Wu, Y., Xu, G., Shao, H.B., 2014. Furfural and its biochar improve the general properties of a saline soil. *Solid Earth* 5, 665–671. <https://doi.org/10.5194/se-5-665-2014>.
- Zar, J.H., 2010. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall, Inc., New York, USA.
- Zhang, Q.Z., Wang, X.H., Du, Z.L., Liu, X.R., Wang, Y.D., 2013. Impact of biochar on nitrate accumulation in an alkaline soil. *Soil Res.* 51, 521–528. <https://doi.org/10.1071/SR13153>.
- Zornoza, R., Moreno-Barriga, F., Acosta, J.A., Muñoz, M.A., Faz, A., 2016. Stability, nutrient availability and hydrophobicity of biochars derived from manure, crop residues, and municipal solid waste for their use as soil amendments. *Chemosphere* 144, 122–130. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2015.08.046>.

Caracterización del pirocarbón

CHARACTERIZATION OF UNTREATED AND COMPOSTED BIOCHAR DERIVED FROM ORANGE AND PINEAPPLE PEELS

Artículo en revisión en la Revista Internacional de Contaminación Ambiental

Elizabeth Chávez-García^{1,2*}, Javier Aguillón-Martínez³, Arturo Sánchez-González², Christina Siebe²

¹*Posgrado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico.*

²*Instituto de Geología, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico.*

³*Instituto de Ingeniería, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CP 04510, Mexico City, Mexico.*

**Corresponding author.*

ABSTRACT

Biochar production is a waste management option for agro-businesses and it is widely used to sequester carbon and to improve soil fertility. The preferred feedstock to produce biochar has been lignin and cellulose rich materials, or a mixture of industrial or animal residues. However, residues rich in soluble sugars, pectin and polysaccharides, such as fruit wastes, have been rarely used and are widely available. Furthermore, the release of toxic compounds has been reported when untreated biochars are used as soil amendments. Here we test if composting is able to eliminate toxicants and to improve biochar characteristics. We produced biochar out of orange and pineapple peels by pyrolysis, and characterized the physical and chemical properties of untreated and composted biochars. The analyses show that the untreated biochar has a high soluble salt and C content, an alkaline nature and high porosity. The composting process increased the pH, micronutrients, exchangeable cations, oxygen-based functional groups and the labile carbon, and reduced the PAHs and dioxins. Our results reveal that orange and pineapple peels are suitable raw materials for producing biochar but should be composted before using them as soil amendments.

Keywords

pyrolysis; soil amendment; fruit waste; composting; organic pollutants.

RESUMEN

La producción de biocarbón es una opción para el manejo de residuos agroindustriales, el cual se usa ampliamente para secuestrar carbono y mejorar la fertilidad del suelo. Para producirlo, generalmente se han utilizado materiales ricos en lignina y celulosa o una mezcla de residuos industriales o animales. Sin embargo, los residuos ricos en azúcares solubles, pectina y polisacáridos, como los desechos de frutas, han sido escasamente utilizados y están ampliamente disponibles. Además, compuestos tóxicos pueden ser liberados cuando se utilizan biocarbones no tratados como abonos. En este trabajo probamos si el compostaje es capaz de eliminar toxinas y de mejorar las propiedades de biocarbones producidos a partir de la pirólisis de cáscaras de naranja y piña. Caracterizamos las propiedades físicas y químicas de lotes de biocarbón no tratado y compostado. Los análisis muestran que el biocarbón no tratado tiene un alto contenido de sales solubles y C, naturaleza alcalina y alta porosidad. El proceso de compostaje aumentó el pH, los micronutrientes, los cationes intercambiables, los grupos funcionales y el carbono lábil, a la vez que redujo los HAPs y las dioxinas. Nuestros resultados muestran que las cáscaras de naranja y piña son materias primas adecuadas para la producción de biocarbón, pero deben compostarse antes de ser usados como abonos.

Palabras clave

Pirólisis; abono; desperdicios de fruta; compostaje; contaminantes orgánicos.

INTRODUCTION

Each year, a great quantity of biomass waste is generated from agricultural, industrial and urban activities worldwide (Abdelhafez et al. 2014, Lam et al. 2016, Prakongkep et al. 2015). However, its disposal by composting, landfilling and open burning is not thoroughly practical since these residues can attract harmful fauna and release unpleasant odors, GHG or toxic compounds that might contaminate surface water bodies and soil (Lam et al. 2016, Nanda et al. 2016). For instance, in Mexico City about 6200 t of organic domestic waste were generated daily during 2017 (SEDEMA 2017). For its recollection and disposal, municipalities implemented more than 8300 sweepers, 2500 waste collectors vehicles, 4700 operators and more than 3500 workers not formally employed (SEDEMA 2017). Traditionally, the organic waste from Mexico City has been composted to reduce its volume and to produce organic fertilizers (Michler 2013, Tetra Tech ES Inc 2013). However, compost is readily degraded by soil microorganisms and can negatively affect the air quality due to the release of CO₂ or toxicants such as NH₃ (Bass et al. 2016, Chávez-García and Siebe 2019). This hinders the effectiveness of composting as the main waste management option in large cities. Thus, the application of a proper management plan for the recycling or confinement of organic waste is necessary to reduce pollution, public health problems and disposal costs.

Additionally, it is important to emphasize that these residues can have a high economic value. For instance, many of them can be used for gasification schemes or biomass pyrolysis, reducing the volume and toxicity of organic waste (Lam et al. 2016, Nanda et al. 2016).

The conversion of biomass through pyrolysis is ecologically and economically appealing since energy (e.g., biogas) can be produced simultaneously with biochar (Cha et al. 2016, Tripathi et al. 2016). Several countries, particularly in the European Union, are promoting to use organic biomass to generate energy as an alternative for the combustion of fossil fuels (Lam et al. 2016, Tag et al. 2016, Zema et al. 2018). The impact of this practice has a high potential to effectively diminish the CO₂ fluxes into the atmosphere if the produced biochar is used as soil amendment (Lehmann 2007, Cha et al. 2016).

Biochar is a carbon-rich solid produced from the thermal decomposition of biological wastes in absence of oxygen and with relatively low temperatures (150-300 °C) (IBI 2015, Tripathi et al. 2016, EBC 2017). Its large specific surface and porosity makes biochar a potent adsorbent of organic compounds and heavy metals (Chen et al. 2011, Cha et al. 2016). Many biochars also act as soil fertilizers and pH buffers creating a more favorable habitat for plants and microbial organisms (Brewer 2012). In addition, the recalcitrant nature of biochar contributes to C sequestration in soils, reducing Greenhouse Gas (GHG) emissions (Brewer 2012). However, certain negative effects have been reported such as nutrients immobilization, CH₄ and N₂O emissions, low soil water storage, or the introduction of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) and other toxicants when untreated biochars are used (DeLuca et al. 2009, Borchard et al. 2014, IBI 2015, Liu et al. 2017).

Biochars can be treated to raise their soil-improving effects. A low-price, fast and ecofriendly way to improve them is by a composting process (Wiedner et al. 2015). Composting might eliminate biochar toxic compounds such as benzene, naphthalene or furan (Borchard et al. 2014). Additionally, it can hasten the formation of oxygen-containing functional groups on the biochar surface, which may increase its reactivity with the soil mineral phase (Wiedner et al. 2015).

The physical and chemical properties of biochars, either untreated or composted, improve the available water holding capacity, the aeration and the nutrient availability in soils (Brewer 2012, Liu et al. 2017) by increasing medium and coarse pores, diminishing soil bulk density and increasing the ion-exchange capacity of the soil (Brewer 2012, Downie et al. 2009). The properties of biochars depend not only on the original biomass but also on the thermal conditions by which they are made (Cha et al. 2016, Tag et al. 2016, Sun et al. 2017). The structure and nutrient composition of most feedstock is imprinted on the biochar, while the temperature controls the abundance of the thermal-degradation products (Dai et al. 2013, Tag et al. 2016). Thus, in the strictest sense, each biochar made with a particular biomass and production process presents unique features, which need to be considered when it is used to ameliorate a particular soil.

Most biochars have been produced from wood and agricultural residues, whose major components are lignin, cellulose and hemicellulose, or from industrial or animal waste, mainly composed of inorganic elements, lipids, proteins, etc. (Cha et al. 2016, Tripathi et al. 2016, Gondek et al. 2017). Fruits are another type of biomass widely produced by juice and other fruit processing factories in the world, which generates a significant amount of residues every year (FAO 2014, 2015), being the peels a renewable resource to be exploited (Lam et al. 2016, Nanda et al. 2016). Fruit peels have considerable amounts of fixed C (30-36 wt %), soluble sugars, pectin, cellulose, hemicellulose, lignin and lipids, which makes them a potential feedstock for pyrolysis conversion into useful products (Lam et al. 2016, Romelle et al. 2016).

Oranges and pineapples (OPP) represent some of the most produced fruits in the world, being Brazil, USA, China, India, Costa Rica and Mexico among the largest fruit producers (Rohrbach et al. 2003, FAO 2014, 2015, Romelle et al. 2016, Zema et al. 2018). Within the International Industry, Mexico holds the fifth place in orange production and the seventh in pineapple yield (Rohrbach et al. 2003, FAO 2015). Peels of these fruits could be suitable raw material for multiple biochar applications (Abdelhafez et al. 2014, Aon et al. 2015, Lam et al., 2016, Nanda et al. 2016). However, most biochars from orange peels have usually been used as sorbents of ions such as Cu(II) (Pellera et al. 2012), Pb(II) (Abdelhafez et al. 2014), Cd (Tran et al. 2016), as well as organic compounds such as naphthalene (Chen and Chen 2009, Chen et al. 2011) or pharmaceuticals (Fernandez et al., 2015) for water treatment, with only one study of pineapple peels biochar to adsorb Cr(VI) (Wang et al., 2016). Although OPP biochars can increase germination, total C, cation exchange capacity (CEC), nutrient availability and pH in soils (Oh et al. 2012, Dai et al. 2013, 2014), few attempts have been made to produce fertilizers.

The exploration of different feedstock opens new possibilities for the development of efficient amendments to solve specific soil problems related to pH imbalances in acid or alkaline soils, water retention in arid areas or nutrient supply in land-managed soils. Besides, a significant amount of OPP is generated from the processing industries and the juice and fruit street-selling in Mexico (Gómez and Schwentesius 1997, CEF 2002, FAO 2015). These by-products have been used as substrates for the extraction of enzymes, alcohols or organic acids (Ketnawa et al. 2012, Lam et al. 2016, Zema et al. 2018). However, peels are still not fully used and large amounts of peel cellulose are discarded (ca. 30-50 % in weight) (Ketnawa et al. 2012, Lam et al. 2016, Romelle et al. 2016, Zema et al. 2018), while they could help to improve soil fertility.

The aim of this study was to evaluate if composting is able to eliminate toxicants and to improve the characteristics of biochar produced out of OPP in order to assess their potential use as soil amendments. Mixing compost with biochar further produces a soil amendment with a labile and a recalcitrant carbon component, promoting both, microbial activity and soil carbon sequestration. This study contributes to the overall biochar production and post-treatment scheme of biochar and to the recycling of fruit waste for soil fertility improvement and C sequestration enhancement.

MATERIALS AND METHODS

Feedstock

OPP were gathered from local markets in Mexico City. This feedstock was chosen due to its large availability, greater dry biomass than leafy vegetables, and ease of drying without signs of putrefaction. Prior to pyrolysis, OPP were dried outdoors for about 2 weeks during the dry season (March-May, 2015) to ensure maximum moisture of 45 % in the material. The feedstock did not receive any other pretreatment before pyrolysis. An aliquot of the feedstock was analyzed for its total C, organic C and total N contents: 42 ± 1.1 , 40 ± 0.4 and $0.6 \pm 0.03\%$ for orange peels, and 44 ± 0.4 , 39 ± 1.1 and $0.8 \pm 0.01\%$ for pineapple peels, respectively.

Pyrolysis facility

The biochar was produced using a lab-scale fast pyrolysis reactor at the Gasification Laboratory of the Institute of Engineering of the National Autonomous University of Mexico (UNAM). The setup

comprised a stainless steel tube (inner diameter: 81 mm, outer diameter: 89 mm and height: 114 mm) covered with a fitting lid to restrict the access of air. This allowed the material to be charred rather than combusted.

For the biochar production, the internal reactor chamber was externally heated by gas until its walls reached ca. 200 °C and then, 2 kg of OPP mixed in a 1:1 proportion (not chopped) were loaded into the reactor. An electric resistance (3-kW, 220-V) was used to maintain and raise the heat of the chamber atmosphere until it reached its highest treatment temperature (HTT: 200-250 °C). The HTT was monitored by a thermocouple and kept for ca. 80-90 min (residence time) and the reactor was opened after a total time of 110 min. We repeated this process 74 times to obtain 50 kg of biochar. The biochar samples were allowed to cool to ambient temperature, grinded, sieved (5 mm) and mixed.

Composted biochar preparation

Twenty-six kilograms of biochar were mixed with 35 kg of immature compost (ca. 40 days) from pruning conifers (not sieved) (Table II). The mix ratio of dry mass was 1:1. The biomass was placed in a plastic container outdoors and deionized water was used to maintain moist conditions. The biomass humidity (50 %) and the daily turning favored a rapid composting process that lasted 40 days. During this period the composted biochar reached the maximum temperature of 38 °C and subsequently decreased to a constant value (22 °C). We expected the compost would reach values above 60 °C. However, the mass-volume relationship and the high number of aeration holes of the plastic container likely hyperventilated the compost, not allowing the increase in temperature (Petiot and de Guardia 2004, Epstein 2011).

Biochar characterization

Three composite samples of 500 g of untreated and composted biochar, respectively (sieved at 2 mm) were used and the analyses were performed in duplicate. The yield was calculated using the following formula:

$$\text{Yield (\%)} = [W_b/W_f] \times 100,$$

where W_b is the biochar mass (g) and W_f is the dry mass of the feedstock (g). The moisture content of the biochar samples was determined gravimetrically. Particle density (PD) and total pore volume (TPV) were measured by helium displacement using a gas pycnometer (AccuPyc II 1340 Pycnometer). The bulk density (BD) was calculated as the weight of dry biochar per unit volume after 10 times compression in a test tube (EBC 2017).

The percentage of Water Holding Capacity (WHC) was measured by soaking the biochar in a 0.005 M CaSO_4 solution for 24 h (EBC 2017). Afterwards, the samples were placed on dry sand for 2 h. The saturated samples were weighed (W_s), dried (40 °C) until no further water loss and reweighed to record the oven-dried sample (W_d). The WHC was calculated as follows:

$$\text{WHC} = [W_s/W_d - 1] \times 100$$

The C, N and H analyses were performed with an elemental analyzer CNHS/O Perkin Elmer 2400 series II equipped with a thermic conductivity detector and using helium as carrier gas, and setting combustion temperature at 975 °C and reduction temperature at 640 °C. Oxygen was analyzed at 1060 °C using a Flash 2000 analyzer. The results were used to calculate the elemental ratio C/N and molar ratios H/C and O/C.

The pH and electric conductivity (EC) were measured using a 1:20 dilution in deionized water after stirring for 18 h (IBI 2015). The determination of extractable metals (Fe, Cu, Zn and Mn) was done by DTPA extraction (Lindsay and Norvell 1978) and quantification of Fe, Cu, Zn and Mn by atomic absorption spectroscopy (Perkin Elmer PinAAcle 900H). The extractable phosphorous content of biochar was analyzed by the Olsen method (van Reeuwijk 1992) and the exchangeable cations (Ca, Mg, Na and K) were extracted with ammonium acetate and quantified using atomic absorption spectroscopy (Ca and Mg) or flame atomic absorption spectroscopy (K and Na) (Bower et al. 1952, van Reeuwijk 1992).

We used Fourier-transform infrared spectroscopy (FT-IR) to estimate the concentration of the carboxylic and carboxylates groups COOH/COO^- (Celi et al. 1997), the hydrophobicity (Capriel et al. 1995) and the

percentage of aromaticity (Wiedemeier et al. 2015). Biochar aliquots (5 mg C) were mixed with KBr (200 mg) and pressed to tablets. Two spectra within the range of 400 to 4000 cm^{-1} , with a resolution factor of 4 cm^{-1} and 50 scans, were obtained from each tablet.

To evaluate the possible toxicity of the biochars, we performed a germination test with commercial lettuce seeds (*Lactuca sativa* L.) (IBI 2015). We added 0 (control) or 5 g (ca. 7.9 t ha^{-1}) of untreated or composted biochar to a cotton bed in petri dishes. In each one, 10 ethanol-sterilized seeds were placed and every treatment was replicated three times. All petri dishes were kept closed and under greenhouse conditions for 11 days, with the following mean conditions: 18 °C, 49 % of relative humidity and 11 W m^{-2} of solar radiation. Irrigation was done with deionized water as necessary to maintain moist conditions.

Finally, toxicants derived from the thermochemical conversion process to make the biochars were also assessed. The analysis of polychlorinated dibenzo-p-dioxins and dibenzofurans (PCDD/PCDF) was done by standardized methods in a commercial lab (ÖKOMETRIC GmbH, Germany) according to the procedure DIN CEN/TS 16190 (DIN SPEC 91267) 2012-05. Total PAHs concentrations (EPA's 16 priority pollutants) of the biochars were analyzed in agreement with the requirements of the European Biochar Certificate (EBC 2017) by Eurofins Umwelt Ost GmbH (Bobritzsch-Hilbersdorf, Germany), according to DIN EN ISO/IEC 17025:2005 D-PL-14081-01-00.

Data analysis

Properties of the untreated and the composted biochars were analyzed for significant differences using Mann-Whitney-Wilcoxon tests, except for the FT-IR spectra, PAHs and PCDD/PCDF concentrations. Germination results were evaluated for significant differences using a Kruskal Wallis test and a Conover *post-hoc* test for pairwise comparisons. Analyses were performed using the software R version 3.2.1.

RESULTS AND DISCUSSION

The yield obtained for the untreated biochar was of 40 % (**table I**). The pineapple peels carbonized faster and more evenly than the orange peels, probably because the former contain less crude proteins, lipids and ash (Romelle et al. 2016). Despite this difference in carbonization, pineapple peels have been scarcely used to produce biochar compared to citrus peels (**table I**).

The most common HTT reported in previous studies has been 300-350 °C, and the preferred residence time to produce biochar is 120 min (**table I**). The HTT is one of the most important parameters during pyrolysis that influence the properties of biochar because the fundamental changes (e.g., the release of volatiles) are all temperature dependent (Downie et al. 2009). For example, as temperature increases, the specific surface area of biochar increases, particles can also become smaller and the organic matter is more recalcitrant (Liang et al. 2016). High HTT during pyrolysis can reduce the available plant nutrients and the CEC due to functional groups release (Liang et al. 2016, Tag et al. 2016). However, temperature intervals under which these changes occur vary with feedstock (Downie et al. 2009).

Our analysis showed that biochar yield was similar to the one obtained from oranges by Chen et al. (2011), Pelleria et al. (2012) and Fernandez et al. (2015) (**table I**), but higher than the results achieved by other studies (Dai et al. 2013, 2014, Abdelhafez et al. 2014, Stella Mary et al. 2016, Tran et al. 2016, Wang et al. 2016) (**table I**). These differences could be related to the HTT and the residence time, since biochar yield decreases if the pyrolysis temperature is increased (Cha et al. 2016, Stella Mary et al. 2016, Tran et al. 2016). In our case, a HTT of 200-250 °C could explain the higher yield obtained, in comparison to the studies mentioned whose HTT employed was >350 °C (Abdelhafez et al. 2014, Stella Mary et al. 2016, Tran et al. 2016, Wang et al. 2016).

Moisture is not a commonly measured parameter; however it can indicate the adsorptive capacity of biochars, because pores that could be available for organic molecules are filled with water (Santos et al. 2015). Since our untreated biochar had higher moisture content compared to those of Aon et al. (2015) and Tran et al. (2016) whose HTT was <300 °C (**table I**), we assume that evaporation of the feedstock moisture could not be completed at the HTT we used. In the case of the composted biochar, moisture content was very high (>50 %) due to the added water during the composting process and possibly due to the conifer pruning added.

The PD of the untreated and composted biochar was 1.53 and 1.74 g cm⁻³ (p= 1.08⁻⁵), respectively (**table I**). Other studies have reported values from 0.58 (at 200 °C) to 2.36 g cm⁻³ (at 800 °C) in biochars from pine pellet and manure (Tsai et al. 2012, Santos et al. 2015). In general, biochar PD values typically range from 1.5 to 1.8 g cm⁻³ (Jankowska et al. 1991 in Downie et al. 2009, Liang et al. 2016). However, high temperatures (> 800 °C) or rich-ash feedstock can increase the PD values due to loss of volatile compounds, concentration of ash and gain in structural organization (Downie et al. 2009, Tsai et al. 2012, Santos et al. 2015).

The BD of the untreated and composted biochar was 0.36 and 0.39 g cm⁻³ (no significant differences: p=0.1), respectively. Other authors report values of 0.13 and 0.46 g cm⁻³ for orange peels biochar (Abdelhafez et al. 2014, Stella Mary et al. 2016). Biochar BD is, in general, around 0.2-0.5 g cm⁻³ (Brewer 2012). However, there can be variations due to feedstock and production processes (Sun et al. 2017). For instance, manure and sludge biochars can have higher BD (0.54-0.61 g cm⁻³) than those of plant biomass (0.14-0.35 g cm⁻³) because of the mineral contribution of the former (Sun et al. 2017), while high temperature (>500 °C) produces low-BD biochars compared to lower temperatures (250-500 °C) because the increased development of pores during pyrolysis (Downie et al. 2009).

The TPV of the untreated and composted biochar was 0.34 and 0.43 cm³ g⁻¹ (p= 1.08⁻⁵), respectively. Other authors report values lower than 0.15 cm³ g⁻¹ for orange or pineapple peels biochar (**table I**). These differences could be attributed to feedstock and pyrolysis temperature that control pore formation (Downie et al. 2009, Brewer 2012, Dai et al. 2013). Generally, the greater the TPV of biochar, the greater the retention of water or pollutants (Dai et al. 2013, Wang et al. 2016). Thus, it seems convenient to have a low-temperature biochar with high TPV values due to the lower investment to produce it.

The WHC of the untreated and composted biochar was 176 % (no significant differences: p=1), namely, they can hold almost 2 times their mass of water. Other studies with orange peels biochars mention 132 and 200 % of WHC (Abdelhafez et al. 2014, Stella Mary et al. 2016). The WHC is closely related to the TPV because the porosity determines the available space for water storage (Brewer 2012, Liu et al. 2017). However, biochar hydrophobicity can prevent water from entering the pores (Brewer 2012, Kinney et al. 2012). Fortunately, hydrophobicity is usually decreased by environmental exposure, i.e., by wetting or by composting the biochar (Kinney et al. 2012, Liu et al. 2017).

The C and N percentages obtained were 62 and 1.82 for the untreated biochar, and 42 and 1.77 for the composted biochar, respectively (C: p= 0.002; N: p= 0.39; **table II**). The decrease in the C content of the biochar after being composted can be attributed to the lower C content of the biomass used for the composting process (19.7±1.1 %). Our untreated biochar C content is in line with most previous studies on orange peels biochars (**table II**), whose reported values range between 60 and 70 % (**table II**).

The N content in biochars of previous studies ranges between 0.5 and 3.75 % (**table II**). The C/N ratio of the untreated biochar was 34.1, while values of previous studies showed a variation between 22 and 39, except for the biochar characterized by Chen et al. (Chen et al. 2011) whose C/N ratio is 132 (**table II**). The C/N of the composted biochar decreased significantly to 23.8 (p= 0.002). An estimated C/N ratio of 20 is recommended for soil fertilizers to avoid N immobilization problems in the soil. In our case, a C/N ratio of 34.1 is slightly higher than the recommended one; probably due to the low N content of OPP compared with other fruit shells (Lam et al. 2016, Nanda et al. 2016). However, composting the biochar reduced the C/N value, which means that this method could increase the N content, especially when untreated biochars are mixed with some N-rich material.

The H and O percentages obtained were 4.7 and 22.2, respectively for the untreated biochar and 4.0 and 30.3 for the composted one (H: p= 0.002; O: p=0.002; **table II**). From these data, and from the FTIR spectra (**Fig. 1**), it is suggested that composting enhanced the formation of oxygen-containing functional groups (Wiedner et al. 2015). The values of the untreated biochar are in line with previous studies, in which the H and O percentages range between 1.4-7 and 4-45 %, respectively (**table II**). In the case of the H/C molar ratio, the untreated biochar had a value of 0.91, while composting increased significantly the ratio to 1.14 (p=0.002; **table II**). Similar values were found by Chen et al. (2011) and Fernandez et al. (2015) for untreated biochars: 0.92-0.94. The H/C ratio has been used as a measure of aromaticity, linked to the biochar long-term stability and to its adsorption degree (Chun et al. 2004, Schimmelpfennig and Glaser 2012). For instance, a H/C ratio ≤0.6 can indicate a long-term C sequestration in soils (Schimmelpfennig and Glaser 2012), while values >0.6 suggest the existence of uncharred

macromolecules such as carbohydrates or cellulose (Chun et al. 2004). However, the H/C ratio depends on several factors like feedstock or production method (Schimmelpfennig and Glaser 2012).

Regarding the O/C molar ratio, the untreated and the composted biochars had values of 0.27 and 0.54, respectively ($p=0.002$). The former value is in line with Chen and Chen (2009) ratio: 0.24–0.30. The O/C ratio is also an indicator of the biochar stability (Spokas 2010, Abdelhafez et al. 2014). For instance, an O/C ratio of 0.2–0.6 confers biochars half-lives of 100–1000 years in the soil, while a ratio >0.6 suggests biochars may remain <100 years (Spokas 2010). The O/C ratio can also account for other biochar properties linked with feedstock, pyrolysis and post-production (Spokas 2010). For instance, as the production temperature increases, the O/C ratio decreases (Chen and Chen 2009, Oh et al. 2012, Fernandez et al. 2015), but as biochars oxidize (as may occur with composting), the O/C ratio increases until a steady state (Brewer 2012).

The pH of the untreated and composted biochars was 7.6 and 8.5, respectively ($p=0.002$). Some of the pH values reported in previous studies of untreated biochars were higher than ours (>8) (**table II**), except Pellerá et al. (2012) whose biochar pH was 2.42, probably because authors applied HCl and deionized water to the biochar, washing possible alkaline substances. Biochar alkalinity is related to the production temperature used, since the higher the temperature and/or residence time, the higher the pH (Oh et al. 2012, Pellerá et al. 2012, Dai et al. 2013).

The EC of the untreated and composted biochars was 5.7 and 4.4 dS m^{-1} , respectively ($p=0.026$). These values are higher than most of the previous studies with citrus peels biochars (**table II**). Prakongkep et al. (2015) mentioned that fruit wastes might have high contents of minerals (particularly Ca, Mg and K). Additionally, EC is related to the production temperatures. Tag et al. (2016), for instance, observed that high-temperature biochars (600 °C) presented higher EC than low-temperature biochars (250 °C) regardless of feedstock. Biochars with alkaline pH (>7.5) and high EC values ($>4 \text{ dS m}^{-1}$) can increase the soil salinity. In acid soils, this could improve the balance among ions and reduce the toxicity of aluminum (Dai et al. 2017). However, there is a risk to increase the soil salinity in neutral or alkaline soils (Saifullah et al. 2018). Thus, pH and EC values have to be monitored when biochar, composted or not, is applied to soils.

The concentrations of micronutrients, namely Fe (3.7 mg kg^{-1}), Cu (1.5 mg kg^{-1}), Zn (7.1 mg kg^{-1}) and Mn (6.3 mg kg^{-1}) were small compared to the composted biochar, whose metal concentrations were more than double: Fe (131 mg kg^{-1}), Cu (3.8 mg kg^{-1}), Zn (36.0 mg kg^{-1}) and Mn (21.4 mg kg^{-1}) (**table II**) suggesting that these micronutrients were supplied by the conifer pruning added for composting. Only Fe and Zn concentrations were significantly different between the untreated and the composted biochar (Fe: $p=0.002$, Cu: $p=0.24$, Zn: $p=0.002$, Mn: $p=0.12$). The biochar produced by Aon et al. (2015) had higher concentrations of micronutrients than our biochars (**table II**); citrus peels may contain more Fe, Cu, Zn and Mn, than pineapple peels (Prakongkep et al. 2015, Romelle et al. 2016).

The untreated biochar had 157.1 mg kg^{-1} extractable P, which is in line with Xiao et al. (2016) whose straw biochar had a content of 158.5 mg kg^{-1} P. The composted biochar extractable P was 296 mg kg^{-1} which was significantly higher than the untreated one ($p=0.002$). Depending on the soil and crop requirements, application of biochar along with phosphate fertilizers may be useful. However, biochar may improve the soil P availability by modifying the soil pH, the P complexing metals (Ca^{2+} , Al^{3+} and Fe^{3+2+}), the microbial activity or the P mineralization (DeLuca et al. 2009).

The exchangeable cations of the untreated biochar were 18.6, 4.8, 1.0 and $34.6 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, for Ca, Mg, Na and K, respectively; while for the composted biochar values were 31.1, 10.3, 1.4, $31.1 \text{ cmol}_c \text{ kg}^{-1}$, for the same ions (Ca: $p=0.005$, Mg: $p=0.005$, Na: $p=0.004$, K: $p=0.005$; **table II**). Composting the biochar increased significantly all the exchangeable cations except K, which means that this method could rise nutrient content of the amendment but also its alkalinity (Na increase). Compared to other studies, our untreated biochar results are in line with Oh et al. (2012) except for K, which in our case was more than double. This could be attributed to the mixture of feedstock we used compared to their orange peels biochar. Namely, pineapple peels can have higher K concentrations than orange peels making them more beneficial to soil (Prakongkep et al. 2015).

The FT-IR spectra of our biochars have few OH groups ($\sim 3600 \text{ cm}^{-1}$) in their composition. We did not observe the presence of the band ~ 1700 which corresponds to the COOH region. The $\sim 1600 \text{ cm}^{-1}$ band, which corresponds to the aromatic C=C and to the COO-carboxylates, presents a greater intensity in the

composted biochar. Fernandez et al. (2015) interpret the increase in these signals as an increase in the aromatic structures within the biochar, promoting favorable conditions for the adsorption of compounds such as pyrene (Wang et al. 2016). However, it should be noted that in the case of the composted biochar this region could be attributed to the increase of COO⁻ groups by the composting process (the composted biochar has more exchangeable COO⁻ sites than the untreated biochar). This means the composted biochar has greater cation exchange capacity than the untreated one (as shown by the exchangeable cations sum) because the carboxylates and hydroxyl groups are responsible for this property (Stella Mary et al. 2016). However, due to the pH (7.6 and 8.8) these groups are deprotonated ($pK_{COOH} \sim 3.5-4$). This explains the absence or few OH groups ($\sim 3600 \text{ cm}^{-1}$), which could form part of the COOH region.

The energy absorption bands of the CH bonds of aliphatic systems ($3000-2800 \text{ cm}^{-1}$) show higher values in the composted biochar than in the untreated one; by integrating this region we found that the area is larger in the composted than in the untreated biochar. This region of the spectrum has been used to predict whether the material has potentially mineralizable compounds or not (Capriel et al. 1995).

The band indicating C-O bonds within aromatic systems ($C-O 1370 \text{ cm}^{-1}$) is slightly higher (16 %) in the composted than in the untreated biochar. This region can also be attributed to nitro-compounds ($NO_2 1374 \text{ cm}^{-1}$) (Stella Mary et al. 2016). This could be relevant because its relation with the number of substitutions present in such aromatic systems.

The energy absorption bands of the oxygen base groups within aliphatic chains ($C-O 1020$ and 1000 cm^{-1}) are 40-50 % more intense in the composted biochar. Dai et al. (2013) point out that the 1000 cm^{-1} band is due to C-O of alcohols derived from intact cellulose and hemicellulose. These functional groups may form part of the cellulose, partially mineralized or not. The increase of these oxygen-based functional groups (COO⁻, C-O aromatic and C-O aliphatic) is in line with the values of the H/O ratio, confirming the increase of oxygen base groups due to the composting process.

Based on the signal of the energy absorption bands corresponding to the CH bonds of aromatic systems ($860, 800, 750 \text{ cm}^{-1}$) it can be inferred that there is the same proportion of di- and mono-substituted systems in the untreated biochar, because the intensity of these bands have the same value. In the composted biochar a greater abundance of di-substituted systems is observed. This difference could be attributed to the composting process or the humification process (mineralization and microbiological transformation) of lignin. The differences in the proportion of aliphatic and aromatic compounds influence the sorption behavior of the polar and non-polar hydrophobic organic compounds. Chen and Chen (2009), for instance, found that by increasing the degree of biochar aromaticity (e.g., those produced at high temperatures) the affinity for non-polar hydrophobic organic compounds, such as the naphthalene, increases too, while the presence of aliphatic compounds increases the affinity of the polar hydrophobic organic compounds (1-naphthol). The above increases the biochar affinity to non-polar hydrophobic organic compounds, and composting it, promotes the adsorption of polar hydrophobic organic compounds. Aliphatic oxygen base groups, O/C ratio 0.54 and high hydrophobicity confirm that the composting process enriches the material with short residence time (labile) carbon such as cellulose-like substances. The untreated biochar offers a more promising option for the long-term stabilization of soil carbon.

In presence of the untreated biochar, germination was significantly low ($66.7 \pm 13.3 \%$; $p=0.0016$) compared to the control ($90.0 \pm 0.0 \%$) and to the composted biochar ($90.0 \pm 5.8 \%$). According to prior studies, low-temperature biochars may suppress germination due to the existence of toxic compounds (Oh et al. 2012, Liang et al. 2016). Although some biochar toxicants can be quickly degraded in a couple of days, highly resistant PAHs or other substances may further persist, thus treatments to eliminate them should be carried out (Borchard et al. 2014).

The untreated biochar has higher concentrations of PCDD/PCDF and PAHs than the composted biochar (**table III**). This indicates that composting can be an effective way to reduce the toxicity of biochars (Borchard et al. 2014). It is worth mentioning that both biochars have PCDD/PCDF and PAHs concentrations below the maximum allowed thresholds according to IBI (2015) and EBC (2017) guidelines.

Compared to other biochars, Hale et al. (2012) reported total dioxin concentrations from 0.005 to 1.2 ng kg^{-1} for ca. 50 biochars produced via slow pyrolysis ($250-900 \text{ }^\circ\text{C}$), using different feedstock such as manure, food waste, straw or wood. Authors pointed out that the higher levels of dioxins could be attributed to a high NaCl content in the biomass. PAHs concentrations of biochar reported by Madej et al.

(2016) were $<1.5 \text{ mg kg}^{-1}$ in biochars from wood and straw biomass pyrolyzed at 500, 600 and 700 °C for 4 h, detecting the lowest PAHs concentrations at 600 °C. Gondek et al. (2017) found the highest total content of PAHs in rape straw biochar (3.564 mg kg⁻¹), and the lowest in sawdust biochar (0.105 mg kg⁻¹), attributing the PAHs concentrations to the pyrolysis and to the feedstocks characteristics.

Hardwood biochars had non-detectable concentrations of naphthalene and furan six months after composting according to Borchard et al. (2014). In our case, toxicants reduction was more evident for 1,2,3,4,6,7,8-HpCDD, OCDD, all the PCDF, fluorene, naphthalene and phenanthrene (**table III**).

It is worth mentioning that the composted biochar was applied to a highly saline-sodic soil and monitored during a 2-year field test (Chávez-García and Siebe 2019). Results showed this amendment was the most recommendable to be used (compared with another biochar and one compost), due to its positive effects on the survival of a saltgrass (*Distichlis spicata*), soil organic matter increase and minimal GHG emissions.

CONCLUSIONS

Composting of biochars has the potential to improve the fertility and carbon sequestration properties of these amendments, while reducing the volume of organic waste. In this study, properties such as the TPV and the nutrient contents (Fe, P, Ca and Mg) were higher in the composted than in the untreated biochar. Additionally, both biochars had higher values of WHC and TPV compared to other biochars from similar feedstock, a favorable feature in dry or polluted soils. Possible toxicity of the untreated biochar can be avoided by composting with non-charred organic residues, while contributing to the increase in nutrient concentration of the amendment. Therefore, composted biochar produced out of orange and pineapple peels can be a promising soil amendment due the combination of a stable C-rich material, labile organic matter rich in nutrients and low toxicants according to existing biochar regulations. Field studies under different soil conditions are recommended for a deeper understanding of composted biochar as soil amendment and plant fertilizer.

Acknowledgments

This paper constitutes a partial fulfillment of the requirements of the Posgrado en Ciencias Biológicas of the Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) as part of the doctorate degree of Elizabeth Chávez-García. The study was funded by the PAPIIME program (UNAM), project PE 102217. The scholarship granted to Elizabeth Chávez-García during her doctoral degree studies was provided by the National Council of Science and Technology (CONACyT). Argemiro Palencia, Arturo Fuerte and Alicia Lasso from the UNAM Institute of Engineering helped in the biochar production. Kumiko Shimada, Maricarmen Salazar, Lucy Mora, René Alcalá and Iris Suárez from the UNAM Institute of Geology helped with the biochar characterization and the facilities for the greenhouse experiment. We acknowledge the Academic Writing Team of the Centro de Estudios de Posgrado, UNAM for revising this manuscript.

References

- Abdelhafez A.A., Li J. and Abbas M.H.H. (2014). Feasibility of biochar manufactured from organic wastes on the stabilization of heavy metals in a metal smelter contaminated soil. *Chemosphere* 117, 66–71. DOI: 10.1016/j.chemosphere.2014.05.086
- Aon M., Khalid M., Zahir Z.A. and Ahmad R. (2015). Low temperature produced citrus peel and green waste biochar improved maize growth and nutrient uptake, and chemical properties of calcareous soil. *Pakistan J. Agric. Sci.* 52, 627–636.
- Bass A.M., Bird M.I., Kay G. and Muirhead B. (2016). Soil properties, greenhouse gas emissions and crop yield under compost, biochar and co-composted biochar in two tropical agronomic systems. *Sci. Total Environ.* 550: 459–470. DOI:10.1016/j.scitotenv.2016.01.143
- Borchard N., Spokas K., Prost K. and Siemens J. (2014). Greenhouse Gas Production in Mixtures of Soil with Composted and Noncomposted Biochars Is Governed by Char-Associated Organic Compounds. *J. Environ. Qual.* 43, 971. DOI:10.2134/jeq2013.07.0290
- Bower C.A., Reitemeier R.F. and Fireman R. (1952). Exchangeable Cation Analysis of Saline and Alkali Soils. *Soil Sci.* 73, 251–262.
- Brewer C.E. (2012). Biochar characterization and engineering. Ph. D. Thesis. Iowa State University. Iowa, USA. 182 pp.
- Capriel P., Beck T., Borchert H., Gronholz J. and Zachmann G. (1995). Hydrophobicity of the organic matter in arable soils. *Soil Biol. Biochem.* 27, 1453–1458. DOI:10.1016/0038-0717(95)00068-P
- Celi L., Schnitzer M. and Nègre M. (1997). Analysis of carboxyl groups in soil humic acids by a wet chemical method, fourier-transform infrared spectrophotometry, and solution-state carbon-13 nuclear magnetic resonance. A comparative study. *Soil Sci.* 162, 189–197. DOI:10.1097/00010694-199703000-00004
- CEFP (2002). La problemática actual de la producción de piña en México. Centro de Estudios de las Finanzas Públicas. Cámara de Diputados. Palacio Legislativo de San Lázaro, Ciudad de México, México, 43 pp.
- Cha J.S., Park S.H., Jung S.-C., Ryu C., Jeon J.-K., Shin M.-C. and Park Y.-K. (2016). Production and utilization of biochar: A review. *J. Ind. Eng. Chem.* 40, 1–15. DOI:10.1016/j.jiec.2016.06.002
- Chávez-García, E., Siebe C. (2019). Rehabilitation of a highly saline-sodic soil using a rubble barrier and organic amendments. *Soil Till. Res.* 189, 176-188. DOI:10.1016/j.still.2019.01.003
- Chen B. and Chen Z. (2009). Sorption of naphthalene and 1-naphthol by biochars of orange peels with different pyrolytic temperatures. *Chemosphere* 76, 127–133. DOI:10.1016/j.chemosphere.2009.02.004
- Chen B., Chen Z. and Lv S. (2011). A novel magnetic biochar efficiently sorbs organic pollutants and phosphate. *Bioresour. Technol.* 102, 716–723. DOI:10.1016/j.biortech.2010.08.067
- Chun Y., Sheng G., Chiou G.T. and Xing, B. (2004). Compositions and sorptive properties of crop residue-derived chars. *Environ. Sci. Technol.* 38, 4649–4655. DOI:10.1021/es035034w
- Dai Z., Meng J., Muhammad N., Liu X., Wang H., He Y., Brookes P.C. and Xu J. (2013). The potential feasibility for soil improvement, based on the properties of biochars pyrolyzed from different feedstocks. *J. Soils Sediments* 13, 989–1000. DOI:10.1007/s11368-013-0698-y
- Dai Z., Li R., Muhammad N., Brookes P.C., Wang H., Liu X. and Xu J. (2014). Principle Component and Hierarchical Cluster Analysis of Soil Properties following Biochar Incorporation. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 78, 205–213. DOI:10.2136/sssaj2013.05.0199
- Dai Z., Zhang X., Tang C., Muhammad N., Wu J., Brookes P.C. and Xu J. (2017). Potential role of biochars in decreasing soil acidification - a critical review. *Sci. Total Environ.* 581–582, 601–611. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2016.12.169
- DeLuca T.H., MacKenzie M.D. and Gundale M.J. (2009). Biochar effects on soil nutrient transformation. In: *Biochar for Environmental Management: Science and Technology* (Lehmann, J. and Joseph, S., Eds.). Earthscan, London; Sterling, VA, pp. 251–270.
- Downie A., Crosky A. and Munroe P. (2009). Physical properties of biochar, In: *Biochar for Environmental Management: Science and Technology* (Lehmann, J. and Joseph, S., Eds.). Earthscan, London; Sterling, VA, pp. 13–32.

- Epstein, E., 2011. Industrial composting. Environmental Engineering and Facilities Management. CRC Press.
- EBC (2017). Guidelines for a sustainable production of biochar. European Biochar Certificate. European Biochar Foundation, Arbaz, Switzerland, 24 pp.
- Fernandez M.E., Ledesma B., Román S., Bonelli P.R. and Cukierman A.L. (2015). Development and characterization of activated hydrochars from orange peels as potential adsorbents for emerging organic contaminants. *Bioresour. Technol.* 183, 221–228. DOI:10.1016/j.biortech.2015.02.035
- FAO (2014). Statistical yearbook. Latin America and the Caribbean. Food and Agricultural Organization of the United Nations. Statistics Division, 180 pp.
- FAO (2015). Citrus Fruit Statistics 2015. Food and Agricultural Organization of the United Nations, 53 pp.
- Gómez M. and Schwentesius R. (1997). La agroindustria de naranja en México, Secretaría de agricultura, ganadería y desarrollo rural. Universidad Autónoma Chapingo. Estado de México, México, 181 pp.
- Gondek K., Mierzwa-Hersztek M., Baran A., Szostek M., Pieniżek R., Pieniżek M., Stanek-Tarkowska J. and Noga T. (2017). The Effect of Low-Temperature Conversion of Plant Materials on the Chemical Composition and Ecotoxicity of Biochars. *Waste and Biomass Valorization* 8, 599–609. DOI:10.1007/s12649-016-9621-2
- Hale S.E., Lehmann J., Rutherford D., Zimmerman A.R., Bachmann R.T., Shitumbanuma V., O’Toole A., Sundqvist K.L., Arp H.P.H. and Cornelissen G. (2012). Quantifying the total and bioavailable polycyclic aromatic hydrocarbons and dioxins in biochars. *Environ. Sci. Technol.* 46, 2830–2838. DOI:10.1021/es203984k
- IBI (2015). Standardized product definition and product testing guidelines for biochar that is used in soil. v. 2.1. International Biochar Initiative, 60 pp.
- Ketnawa S., Chaiwut P. and Rawdkuen S. (2012). Pineapple wastes: A potential source for bromelain extraction. *Food Bioprod. Process.* 90, 385–391. DOI:10.1016/j.fbp.2011.12.006
- Kinney T.J., Masiello C.A., Dugan B., Hockaday W.C., Dean M.R., Zygourakis K. and Barnes R.T. (2012). Hydrologic properties of biochars produced at different temperatures. *Biomass and Bioenergy* 41, 34–43. DOI:10.1016/j.biombioe.2012.01.033
- Lam S.S., Liew R.K., Lim X.Y., Ani F.N. and Jusoh A. (2016). Fruit waste as feedstock for recovery by pyrolysis technique. *Int. Biodeterior. Biodegrad.* 113, 325–333. DOI:10.1016/j.ibiod.2016.02.021
- Lehmann, J., 2007. Bio-energy in the black. *Front. Ecol. Environ.* 5, 381–387. [https://doi.org/10.1890/1540-9295\(2007\)5\[381:BITB\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1540-9295(2007)5[381:BITB]2.0.CO;2)
- Liang C., Gascó G., Fu S., Méndez A. and Paz-Ferreiro J. (2016). Biochar from pruning residues as a soil amendment: Effects of pyrolysis temperature and particle size. *Soil Tillage Res.* 164, 3–10. DOI:10.1016/j.still.2015.10.002
- Lindsay W.L. and Norvell W.A. (1978). Development of a DTPA Soil Test for Zinc, Iron, Manganese and Copper. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 42, 421–428.
- Liu Z., Dugan B., Masiello C.A. and Gonnermann H.M. (2017). Biochar particle size, shape, and porosity act together to influence soil water properties. *PLoS One* 12, e0179079. DOI:10.1371/journal.pone.0179079
- Madej J., Hilber I., Bucheli T.D. and Oleszczuk P. (2016). Biochars with low polycyclic aromatic hydrocarbon concentrations achievable by pyrolysis under high carrier gas flows irrespective of oxygen content or feedstock. *J. Anal. Appl. Pyrolysis* 122, 365–369. DOI:10.1016/j.jaap.2016.09.005
- Michler L. (2013). Assessment of Compost Produced from Organic Urban Residues by the Processing Plant of Mexico City. Bachelor Thesis. University of Hohenheim and Universidad Nacional Autónoma de México. 55 pp.
- Nanda S., Isen J., Dalai A.K. and Kozinski J.A. (2016). Gasification of fruit wastes and agro-food residues in supercritical water. *Energy Convers. Manag.* 110, 296–306. DOI:10.1016/j.enconman.2015.11.060
- Oberlin A. (2002). Pyrocarbons. *Carbon* 40, 7–24.
- Oh T.K., Shinogi Y., Chikushi J., Lee Y.H. and Choi B. (2012). Effect of aqueous extract of biochar on germination and seedling growth of lettuce (*Lactuca sativa* L.) 57, 55–60.

- Pellera F.M., Giannis A., Kalderis D., Anastasiadou K., Stegmann R., Wang J.Y. and Gidaracos E. (2012). Adsorption of Cu(II) ions from aqueous solutions on biochars prepared from agricultural by-products. *J. Environ. Manage.* 96, 35–42. DOI:10.1016/j.jenvman.2011.10.010
- Petiot, C., de Guardia, A., 2004. Composting in a laboratory reactor: A review. *Compost Sci. Util.* 12, 69–79. <https://doi.org/10.1080/1065657X.2004.10702160>
- Prakongkep N., Gilkes R.J. and Wiriyakitnateekul W. (2015). Forms and solubility of plant nutrient elements in tropical plant waste biochars. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 178, 732–740. DOI:10.1002/jpln.201500001
- Rohrbach G.K., Leal F. and Coppens D'Eeckenbrugge G. (2003). History, Distribution and World Production, In: *The Pineapple: Botany, Production, and Uses* (Bartholomew D.P., Paull R.E. and Rohrbach K.G., Eds.), CABI Publishing, Honolulu, USA. pp. 1–12.
- Romelle F.D., Rani A. and Manohar R.S. (2016). Chemical composition of some selected fruit peels. *Eur. J. Food Sci. Technol.* 4, 12–21.
- Saifullah, Dahlawi S., Naeem A., Rengel Z. and Naidu R. (2018). Biochar application for the remediation of salt-affected soils: challenges and opportunities. *Sci. Total Environ.* 625, 320–335. DOI:10.1016/j.scitotenv.2017.12.257
- Santos L.B., Striebeck M. V., Crespi M.S., Ribeiro C.A. and De Julio M. (2015). Characterization of biochar of pine pellet. *J. Therm. Anal. Calorim.* 122, 21–32. DOI:10.1007/s10973-015-4740-8
- Schimmelpfennig S. and Glaser B. (2012). One Step Forward toward Characterization: Some Important Material Properties to Distinguish Biochars. *J. Environ. Qual.* 41, 1001–1013. DOI:10.2134/jeq2011.0146
- SEDEMA, 2017. *Inventario de Residuos Sólidos CDMX 2017*. Secretaría del Medio Ambiente del Gobierno de la Ciudad de México., Mexico City.
- Spokas K.A. (2010). Review of the stability of biochar in soils: predictability of O:C molar ratios. *Carbon Manag.* 1, 289–303. DOI:10.4155/cmt.10.32
- Stella Mary G., Sugumaran P., Niveditha S., Ramalakshmi B., Ravichandran P. and Seshadri S. (2016). Production, characterization and evaluation of biochar from pod (*Pisum sativum*), leaf (*Brassica oleracea*) and peel (*Citrus sinensis*) wastes. *Int. J. Recycl. Org. Waste Agric.* 5, 43–53. DOI:10.1007/s40093-016-0116-8
- Sun X., Shan R., Li X., Pan J., Liu X., Deng R. and Song J. (2017). Characterization of 60 types of Chinese biomass waste and resultant biochars in terms of their candidacy for soil application. *GCB Bioenergy* 9, 1423–1435. DOI:10.1111/gcbb.12435
- Tag A.T., Duman G., Ucar S. and Yanik J. (2016). Effects of feedstock type and pyrolysis temperature on potential applications of biochar. *J. Anal. Appl. Pyrolysis* 120, 200–206. DOI:10.1016/j.jaap.2016.05.006
- Tetra Tech ES Inc. (2013). *Experiencias internacionales en el composteo de residuos sólidos orgánicos. Programa para el Desarrollo Bajo en Emisiones de México (MLED)*. México, 83 pp.
- Titirici M.M., Thomas A., Yu S.-H., Müller J.-O., Antonietti M. (2007). A Direct Synthesis of Mesoporous Carbons with Bicontinuous Pore Morphology from Crude Plant Material by Hydrothermal Carbonization. *Chem. Mater.* 19, 4205–4212. DOI:10.1021/CM0707408
- Tran H.N., You S.-J. and Chao H.-P. (2016). Effect of pyrolysis temperatures and times on the adsorption of cadmium onto orange peel derived biochar. *Waste Manag. Res.* 34, 129–138. DOI:10.1177/0734242X15615698
- Tripathi M., Sahu J.N. and Ganesan P. (2016). Effect of process parameters on production of biochar from biomass waste through pyrolysis: A review. *Renew. Sustain. Energy Rev.* 55, 467–481. DOI:10.1016/j.rser.2015.10.122
- Tsai W.T., Liu S.C., Chen H.R., Chang Y.M. and Tsai Y.L. (2012). Textural and chemical properties of swine-manure-derived biochar pertinent to its potential use as a soil amendment. *Chemosphere* 89, 198–203. DOI:10.1016/j.chemosphere.2012.05.085
- van Reeuwijk L.P. (1992). *Procedures for soil analysis*. International Soil Reference and Information Centre. Food and Agriculture Organization of the United Nations, 119 pp.
- Wang C., Gu L., Liu X., Zhang X., Cao L. and Hu X. (2016). Sorption behavior of Cr(VI) on pineapple-peel-derived biochar and the influence of coexisting pyrene. *Int. Biodeterior. Biodegrad.* 111, 78–84.

DOI:10.1016/j.ibiod.2016.04.029

Wiedemeier D.B., Abiven S., Hockaday W.C., Keiluweit M., Kleber M., Masiello C.A., McBeath A. V., Nico P.S., Pyle L.A., Schneider M.P.W., Smernik R.J., Wiesenberg G.L.B. and Schmidt M.W.I. (2015). Aromaticity and degree of aromatic condensation of char. *Org. Geochem.* 78, 135–143. DOI:10.1016/j.orggeochem.2014.10.002

Wiedner K., Fischer D., Walther S., Criscuoli I., Favilli F., Nelle O. and Glaser B. (2015). Acceleration of Biochar Surface Oxidation during Composting? *J. Agric. Food Chem.* 63, 3830–3837. DOI:10.1021/acs.jafc.5b00846

Xiao Q., Zhu L.X., Zhang H.P., Li X.Y., Shen Y.F. and Li S.Q. (2016). Soil amendment with biochar increases maize yields in a semi-arid region by improving soil quality and root growth. *Crop Pasture Sci.* 67, 495–507. DOI:10.1071/CP15351

Zema, D.A., Calabro, P., Folino, A., Tamburino, V., Zappia, G., Zimbone, S.M., 2017. Valorisation of citrus processing waste: A review. *Waste Manag.* 80, 252–273.

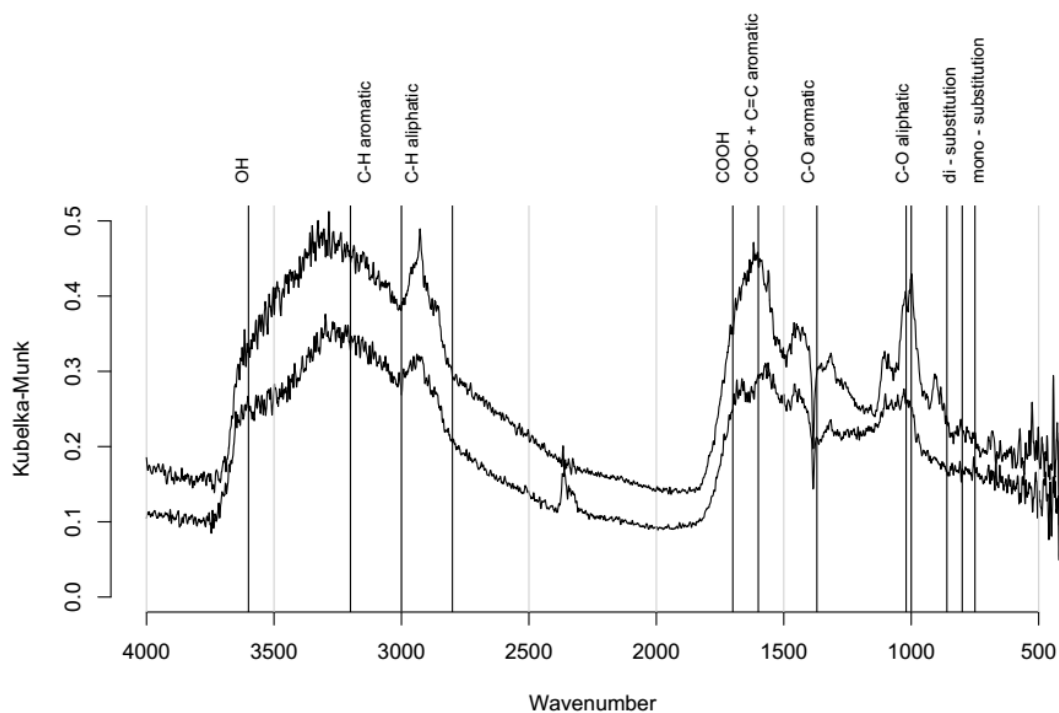


Fig. 1 FT-IR spectra of the untreated (bottom) and composted (top) biochars

TABLE I. PHYSICAL CHARACTERIZATION OF THE UNTREATED AND COMPOSTED BIOCHARS FROM THIS STUDY AND PREVIOUS WORKS (UNTREATED BIOCHARS ONLY). OPP-ORANGE AND PINEAPPLE PEELS.

Variable (Unit)	Untreated Biochar Mean \pm SE	Composted-Biochar Mean \pm SD	Previous studies	Reference
Feedstock	OPP	OPP biochar and conifers pruning	Orange peels Citrus peels Pineapple peels	1-5, 8, 10, 12, 13 7, 9, 11 6, 7, 14
HTT (°C)	200 - 250		<250 300-350 400-500 600-700 700-800	1-3,10 3-5, 7, 9, 12, 14 2, 3, 6-8, 11, 13, 14 2-5, 13 13, 14
Residence time (min)	80 - 90		20-30 60 120 360 960 1200	5, 9 11, 12 4, 6, 7, 13, 14 2, 3, 5, 13 1 10
Yield (%)	40		5-15 20-30 33-40 48-83	6, 7 3, 8, 12, 13, 14 3, 5, 7, 10, 13, 14 3
Moisture (%)	4.9 \pm 0.4	52.2 \pm 1.3	2.4-2.9 3.2-3.9 6.7-6.9	9, 13 13 13
PD (g cm ⁻³)	1.53 \pm 0.004	1.74 \pm 0.01		
BD (g cm ⁻³)	0.36 \pm 0.001	0.392 \pm 0.013	0.13 0.46	8 12
TPV (cm ³ g ⁻¹)	0.3445 \pm 0.002	0.4253 \pm 0.003	\leq 0.004 0.005-0.01 0.02-0.15	7, 8, 14 2, 7 2, 14
WHC (%)	176.4 \pm 3.0	175.9 \pm 5.6	200 132	8 12

*(1) Titirici et al. 2007; (2) Chen and Chen 2009; (3) Chen et al. 2011; (4) Oh et al. 2012; (5) Pelleria et al. 2012; (6) Dai et al. 2013a; (7) Dai et al. 2013b; (8) Abdelhafez et al. 2014; (9) Aon et al. 2015; (10) Fernandez et al. 2015; (11) Prakongkep et al. 2015; (12) Stella-Mary et al. 2016; (13) Tran et al. 2016; (14) Wang et al. 2016.

TABLE II. CHEMICAL CHARACTERIZATION OF THE IMMATURE COMPOST, THE UNTREATED AND THE COMPOSTED BIOCHARS FROM THIS STUDY AND PREVIOUS WORKS (UNTREATED BIOCHARS ONLY).

Variable (Unit)	Immature Compost Mean \pm SD	Untreated Biochar Mean \pm SE	Composted-Biochar Mean \pm SD	Previous studies	Reference
C (%)	46.0 \pm 1.1	62.0 \pm 1.4	42.0 \pm 0.6	40-50	7
				50-60	3, 6, 7, 9
				60-70	1-5, 7, 8, 10, 11
				70-80	3, 4, 5
N (%)	1.02 \pm 0.01	1.82 \pm 0.1	1.77 \pm 0.05	0.5	3, 10
				1-2	2-4, 7, 9
				2-3	2, 3, 5-8, 11
				3-4	5
H (%)	3.9 \pm 0.5	4.7 \pm 0.1	4.0 \pm 0.17	<2	2-5
				2-4	2, 3, 5-9
				4-7	2-7, 10
O (%)		22.2 \pm 2.3	30.3 \pm 1.0	\leq 10	7
				11-15	2, 4
				16-30	2, 4, 6, 7, 8, 9, 10
				31-45	2, 7
C/N	45.09 \pm 0.9	34.1 \pm 1.1	23.8 \pm 0.6	18-30	5-7, 11
				30-44	2, 4, 8-10
				132	3
H/C		0.91 \pm 0.05	1.14 \pm 0.04	\leq 0.30	2-5
				0.31-0.60	2, 5, 7, 8
				0.61-0.90	2, 3, 5, 6, 9
				0.91-1.20	2-4, 7, 10
				1.21-1.50	2, 7
O/C		0.27 \pm 0.04	0.54 \pm 0.03	\leq 2.0	2, 4, 7
				2.1-4.0	2, 4, 6, 7, 8, 9, 10
				4.1-6.1	2, 7
pH	7.4 \pm 0.02	7.6 \pm 0.3	8.51 \pm 0.2	<5	5
				6-8	4, 7, 9
				8-10	8, 13, 12
				>10	4, 6, 7, 11, 13
EC (dS m ⁻¹)	2.7 \pm 0.16	5.7 \pm 0.2	4.4 \pm 0.1	<1.0	8, 12
				1.1-1.6	4, 9
				6.5-7.2	4, 11
Fe (mg kg ⁻¹)	48.3 \pm 0.00	3.7 \pm 0.2	131.0 \pm 12.0	215	9
Cu (mg kg ⁻¹)	12.9 \pm 0.12	1.5 \pm 0.3	3.8 \pm 0.7	144	9
Zn (mg kg ⁻¹)	19.0 \pm 0.14	7.1 \pm 0.4	36.0 \pm 1.0	63.7	9
Mn (mg kg ⁻¹)	68.0 \pm 1.41	6.3 \pm 1.3	21.4 \pm 5.1	107	9
P (mg kg ⁻¹)	116.4 \pm 1.4	157.1 \pm 28.2	296 \pm 2.5		
Ca (cmol _c kg ⁻¹)	53.8 \pm 22.0	18.6 \pm 1.9	31.1 \pm 0.9	14.2-14.5	4
Mg (cmol _c kg ⁻¹)	7.9 \pm 1.4	4.8 \pm 0.8	10.3 \pm 0.2	3.5-3.6	4
Na (cmol _c kg ⁻¹)	1.2 \pm 0.1	1.0 \pm 0.02	1.4 \pm 0.03		
K (cmol _c kg ⁻¹)	7.9 \pm 2.5	34.6 \pm 0.3	31.1 \pm 0.01	8.9-14.1	4

*(1) Titirici et al. 2007; (2) Chen and Chen 2009; (3) Chen et al. 2011; (4) Oh et al. 2012; (5) Pelleria et al. 2012; (6) Dai et al. 2013a; (7) Dai et al. 2013b; (8) Abdelhafez et al. 2014; (9) Aon et al. 2015; (10) Fernandez et al. 2015; (11) Prakongkep et al. 2015; (12) Stella-Mary et al. 2016; (13) Tran et al. 2016; (14) Wang et al. 2016.

TABLE III. CONCENTRATIONS OF PCDD/PCDF AND PAHS OF THE UNTREATED AND COMPOSTED BIOCHARS.

Toxicant	Untreated Biochar	Composted-Biochar
<i>Polychlorinated dibenzo-p-dioxins</i>	[ng/kg dw]	[ng/kg dw]
2,3,7,8-TCDD	< 1	< 1
1,2,3,7,8-PeCDD	< 1	< 1
1,2,3,4,7,8-HxCDD	< 1	< 1
1,2,3,6,7,8-HxCDD	< 1	< 1
1,2,3,7,8,9-HxCDD	< 1	< 1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDD	54	< 5
OCDD	494	< 15
<i>Polychlorinated dibenzofurans</i>	[ng/kg dw]	[ng/kg dw]
2,3,7,8-TCDF	3	< 1
1,2,3,7,8-PeCDF	1	< 1
2,3,4,7,8-PeCDF	2	< 1
1,2,3,4,7,8-HxCDF	2	< 1
1,2,3,6,7,8-HxCDF	2	< 1
1,2,3,7,8,9-HxCDF	1	< 1
2,3,4,6,7,8-HxCDF	2	< 1
1,2,3,4,6,7,8-HpCDF	13	< 3
1,2,3,4,7,8,9-HpCDF	3	< 3
OCDF	17	< 10
<i>Toxicity equivalents</i>	[ng/kg dw]	[ng/kg dw]
NATO/CCMS-TE (I-TEQ)	5.1	3.0
WHO-TEQ 1998	5.1	3.5
WHO-TEQ 2005	4.8	3.2
<i>Polycyclic aromatic hydrocarbons</i>	[mg/kg dw]	[mg/kg dw]
Acenaphthene	< 0.1	< 0.1
Acenaphthylene	0.1	< 0.1
Anthracene	0.3	0.1
Benz(a)anthracene	0.2	0.1
Benzo(a)pyrene	0.1	< 0.1
Benzo(b)fluoranthene	< 0.1	< 0.1
Benzo(g,h,i)perylene	< 0.1	< 0.1
Benzo(k)fluoranthene	< 0.1	< 0.1
Chrysene	0.2	0.2
Dibenz(a,h)anthracene	< 0.1	< 0.1
Fluoranthene	0.3	0.3
Fluorene	0.4	0.1
Indeno(1,2,3-cd)pyrene	< 0.1	< 0.1
Naphthalene	1.4	0.8
Phenanthrene	0.9	0.5
Pyrene	0.4	0.3
ΣPAHs (EPA)	4.5	2.5

dw= dry weight

Caracterización del hidrocarbón y la composta

La caracterización de la composta y del hidrocarbón fue realizada por Michler (2013) y SmartCarbon, respectivamente (Cuadros 4 y 5). Para complementar dicha caracterización, se midió el pH y la CE por medio de una dilución 1:20 en agua destilada después de permanecer en agitación 18 h (IBI, 2015). Se obtuvo el contenido de C y N con un analizador elemental CNHS/O Perkin Elmer 2400 serie II equipado con un detector de conductividad térmica y utilizando helio como gas portador. El P extractable se cuantificó mediante el método Olsen (van Reeuwijk, 1992). Los cationes intercambiables (Ca, Mg, Na y K) se extrajeron con una solución de acetato de amonio y se cuantificaron utilizando espectroscopía de absorción atómica (Ca y Mg) o espectroscopía de absorción atómica con llama (K y N (Bower *et al.*, 1952; Van Reeuwijk, 1992).

Cuadro 4. Caracterización básica de la composta de Bordo Poniente. MS= Materia seca. MF= Materia fresca. Datos tomados de Michler (2013). Análisis realizados por Elizabeth Chávez* en la composta usada en esta tesis. Media (n=3) ± desviación estándar.

Propiedad (Unidad)	Composta
pH (CaCl ₂)	8.2 ± 0.3
pH (H ₂ O)*	7.7 ± 0.18
CE (ds m ⁻¹)*	48.0 ± 1.22
Contenido de sales [g KCl/l FS]	8.6 ± 0.6
C (%)*	26.3 ± 0.8
N (%)*	2.4 ± 0.1
C/N*	10.89
Materia seca (MS) [%]	80.1 ± 5.8
Densidad aparente [g/l MF]	563 ± 49
Contenido de artefactos >2mm [% MS]	0.75 ± 0.52
Fosfato (P ₂ O ₅) [% MS]	1.28 ± 0.02
Potasio (K ₂ O) [% MS]	1.71 ± 0.08
Magnesio (MgO) [% MS]	0.81 ± 0.01
Calcio (CaO) [% MS]	4.94 ± 0.25
Sodio (Na ₂ O) [% MS]	0.66 ± 0.08
Amonio (NH ₄) [mg/L MF]	34.6 ± 12.3
Nitrato (NO ₃) [mg/L MF]	22.2
Fósforo CAL-soluble (P ₂ O ₅) [mg/L MF]	1981 ± 123
Potasio CAL-soluble (K ₂ O) [mg/L MF]	6382 ± 232
Magnesio (MgO) [mg/L MF]	462 ± 71
CaO [% MS]	22.2 ± 0.5
Fitotoxinas gaseosas [%]	29 ± 38
Salmonela	0.00 ± 0.00
Pb [mg/kg MS]	72 ± 20
Cd [mg/kg MS]	0.46 ± 0.04
Cr [mg/kg MS]	22 ± 2
Cu [mg/kg MS]	85 ± 1
Ni [mg/kg MS]	17 ± 1
Zn [mg/kg MS]	206 ± 5
Ca (cmol _c .kg ⁻¹)*	38.7 ± 0.3
Mg (cmol _c .kg ⁻¹)*	14.2 ± 0.1
Na (cmol _c .kg ⁻¹)*	10.4 ± 0.0
K (cmol _c .kg ⁻¹)*	21.7 ± 0.9

El hidrocarbón fue hecho de residuos orgánicos municipales biodigestados (digestión anaeróbica). Las condiciones de carbonización fueron 210° C y 18 bar. El lodo resultante se deshidrató en una cámara con un filtro a presión (materia seca: 76%). Posteriormente, el hidrocarbón se cortó en trozos más pequeños y se mezclaron con un sustrato orgánico tipo peat moss hecho a base de residuos de cocina y jardín (50:50 en masa seca) para compostearlo por 8 semanas. El fin de dicho proceso fue degradar ácidos grasos de cadena corta (*e.g.* ácido acético), fenoles y compuestos tóxicos volátiles (com. per. Sarah Schleicher). Toda la producción y compostaje del hidrocarbón se realizó por la compañía SmartCarbon (Jettingen, Alemania).

Cuadro 5. Caracterización básica del hidrocarbón y de la mezcla hidrocarbón-sustrato tipo peat moss (50:50) hecha por la compañía SmartCarbon. Análisis realizados por Elizabeth Chávez *. Media (n=3) ± desviación estándar.

Propiedad (Unidad)	Hidrocarbón	Hidrocarbón-sustrato
Materia seca (%)	76.1	64.75
Densidad de almacenamiento (kg/l)		0.56
pH (CaCl ₂)	5.2	5.65
Sales solubles (KCl)		1.8
N min (mg/L)		196.04
P ₂ O ₅ (mg/L)		211.075
K ₂ O (mg/L)		2403.05
Mg (mg/L)		1941.6
S (mg/L)		400
Amonio-N (fracción soluble en agua) [mg/kg]	392	
Nitrato-N (fracción soluble en agua) [mg/kg]	<15	
N mineral [mg/kg]	392	
N orgánico [mg/kg]	16708	
Fosfato-P (fracción soluble en agua) [mg/kg]	535	
P orgánico [mg/kg]	4685	
Potasio [mg/kg]	8890	
Magnesio [mg/kg]	7680	
C (%)*		29.9 ± 0.8
N (%)*		1.3 ± 0.03
C/N*		23.03
pH (H ₂ O)*		7.2 ± 0.04
CE (ds m ⁻¹)*		2.4 ± 0.2
Ca (cmol _c kg ⁻¹)*		39.2 ± 1.3
Mg (cmol _c kg ⁻¹)*		10.7 ± 4.2
Na (cmol _c kg ⁻¹)*		16.3 ± 8.4
K (cmol _c kg ⁻¹)*		1.2 ± 0.1
P extractable (mg kg ⁻¹) *		183.9 ± 1.4

Prueba de germinación

Para conocer la posible toxicidad de los abonos, se llevó a cabo una prueba de germinación con lechuga (*Lactuca sativa* L.) (IBI, 2015). Para ello, se homogeneizaron y tamizaron los abonos (5 mm), excepto el hidrocarbón que solo fue triturado y homogeneizado debido a que éste contenía trozos de materia vegetal no composteada. Las semillas se esterilizaron en una solución de etanol (2%) por 10-15 min. Posteriormente se agregó 0 (control) o 5 g de abono en masa seca sobre una cama de algodón dentro de cajas petri previamente esterilizadas. En cada una se colocaron 10 semillas y cada tratamiento contó con tres repeticiones.

Todas las cajas petri se mantuvieron cerradas y en condiciones de invernadero: temperatura media: 18 ± 5 °C, humedad relativa media: 49 ± 11 % y Radiación Fotosintéticamente Activa media (fotoperiodo de 10 h): 9.8 ± 6.7 mol m⁻² d⁻¹. Los tratamientos fueron revisados diariamente para contar

las semillas germinadas con éxito (aquellas con emergencia de la raíz según Ranal & Santana, 2006). Las cajas eran movidas al azar cada tercer día y los riegos se hicieron con agua destilada según fuese necesario para humedecer el algodón sin permitir que hubiera agua libre. Después de 11 días de iniciada la prueba, ésta se dio por terminada y se cosecharon las plántulas emergidas para determinar el peso seco total por tratamiento. Para ello, plántulas y semillas germinadas se calentaron a 60° C por 2 horas para después pesarlas.

Para detectar diferencias significativas, los resultados de la germinación se evaluaron mediante la prueba de Kruskal Wallis (Zar, 2010) y la prueba post-hoc de Conover mediante el paquete PMCMR (Pohlert, 2014). Los análisis se realizaron utilizando el software R versión 3.2.1.

La germinación del pirocarbón y de la composta fue relativamente baja comparada con el control que tuvo 90% (Figura 29), mientras que el del pirocarbón composteado y el hidrocarbón tuvieron porcentajes de germinación mayores al 70%. Esto puede ser evidencia de compuestos tóxicos en los abonos a los cuales *L. sativa* es sensible (Oh *et al.*, 2012; Liang *et al.*, 2016) y que en la medida de lo posible deben estar por debajo de límites permisibles para su aplicación al suelo (EBC, 2017; IBI, 2015). Por otra parte, se sabe que *L. sativa* es una especie intolerante a las altas concentraciones de sal (> 1.3 dS m⁻¹; Maas, 1994) lo cual podría explicar el bajo porcentaje de germinación obtenido con el pirocarbón y la composta. El análisis de Kruskal-Wallis (p < 0.001) y la prueba de Conover muestran que únicamente la germinación de *L. sativa* con pirocarbón composteado es diferente del pirocarbón (p < 0.001) y de la composta (p < 0.001).

El peso seco de los germinados de *L. sativa* bajo los distintos tratamientos se muestra en la Figura 30. Los germinados de los tratamientos control y pirocarbón mostraron un peso seco menor con respecto al resto de los abonos. Sin embargo, no hubo diferencias significativas entre tratamientos (p > 0.05).

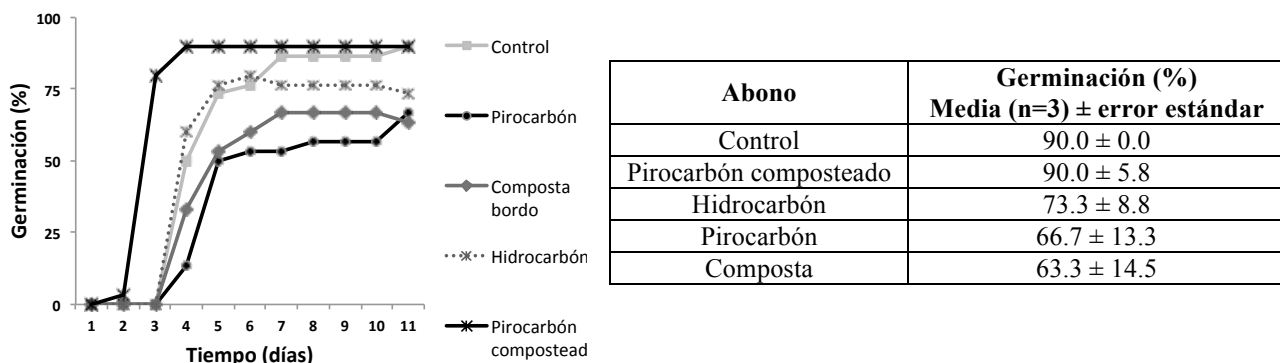


Figura 12. Germinación de *Lactuca sativa*.

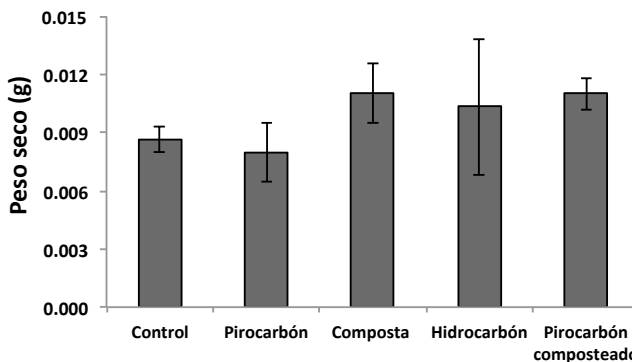


Figura 13. Peso fresco y seco de los germinados de *Lactuca sativa*. Media (n=3) ± error estándar.

Descripción del perfil de suelo

La descripción del perfil en campo se realizó con ayuda del Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo (Siebe *et al.*, 2006).

Información acerca de la localidad

- Perfil número: 1
- Sitio: Ex lago de Texcoco.
- Clasificación del suelo: **Endogleyico sálico cálcico Solonetz**
- Fecha de la descripción: 20 de marzo de 2015.
- Localización: Texcoco, Edo de México.
- Coordenadas: 0505641, 2153596
- Altitud: 2238 m snm.
- Forma del terreno: plana con ligeras ondulaciones.
- Unidad del paisaje: vaso de ex lago.
- Pendiente: 1-2°
- Uso del suelo o vegetación: Zona desnuda en pastizal halófilo.
- Clima: semiseco con verano fresco y lluvioso BS₁Kw(w)(1')¹.
- Temperatura media anual: 15.6 °C².
- Precipitación media anual: 558.7 mm.
- Estado del tiempo: Lluvia fuerte diaria desde hace varios días (>25 mm/h).
- Condiciones meteorológicas al momento de la descripción: nublado.



Figura 14. Perfil de suelo en la zona de estudio.

Información general acerca del suelo

- Material parental: material tixotrópico lacustre (jaboncillo).
- Drenaje natural: moderado.
- Condiciones de humedad en el perfil: de fresca a húmeda.
- Profundidad del manto freático: 1.8 m³.
- Presencia de rocas superficiales: no.
- Evidencia de erosión: no evidente.
- Presencia de sales o soda: costra superficial de 1-3 cm de grosor.
- Influencia humana: sistema de riego por goteo para introducción de vegetación halófito, camino a aproximadamente 20 m.

Descripción breve del perfil

Perfil profundo (150 cm), de color pardo claro, negro y pardo grisáceo oscuro a mayor profundidad, textura dominante franco limosa fina. Existe una discontinuidad en el material parental, ya que se encontraron varias capas de ceniza a 77 cm de profundidad. Presencia de una capa de sal (costra de salitre) en superficie. Presencia de grietas de grosor variable entre 1 y 3 mm dentro de los primeros 76 cm de profundidad. El perfil presenta

¹SRH (Secretaría de Recursos Hidráulicos). 1971. Estudio Agrológico Especial del ex Lago de Texcoco, Estado de México. Secretaría de Recursos Hidráulicos, Dirección General de Irrigación y Control de Ríos. Serie de estudios No. 2. México, 145 p.

²SMN (Servicio Meteorológico Nacional). 2014. Estaciones Meteorológicas del Estado de México. Estación: 15383-Lago Nabor Carrillo. Periodo: 1951-2010. En: <http://smn.cna.gob.mx/climatologia/Normales5110/NORMAL15383.TXT>

³Media de las profundidades del 2014, de los pozos aledaños. Fuente: Área de Estudios de Salinidad. Coordinación de Riego, Drenaje y Recuperación de Suelos. Subgerencia de Desarrollo Agrícola y Forestal. Zona Federal del Lago de Texcoco.

estructura prismática y angular de grado débil a moderado y a partir de los 76 cm de profundidad tiende a ser masiva. Perfil de porosidad alta en la que dominan los poros vesiculares y tubulares finos a muy finos. Presencia de raíces finas sólo en el primer horizonte. Características pedogenéticas: cutanes de arcilla por iluviación en los primeros 72 cm y la formación de concreciones de sílice en el último horizonte.

Descripción del perfil

costra	+3 a 0 cm	Color pardo claro en húmedo, textura francoarcillosa, contenido de materia orgánica de 0%, fuertemente alcalino (pH 10 en agua desionizada), bajo contenido de humedad (seca, pF: 4) con límite claro.
A11	0 a 45 cm	Color pardo claro en húmedo, textura arcillo limosa, contenido de materia orgánica de 1% ⁴ , fuertemente alcalino (pH 10 en agua desionizada ⁴), con 2-10% de CaCO ₃ , mediano contenido de humedad (fresca, pF: 3), estructura prismática que rompe en bloques angulares (con algunos bordes en forma de cuña) de tamaño medio y grado moderado, estabilidad de los agregados alta, con poros vesiculares inped, muy finos y comunes, densidad de raíces alta, con límite difuso.
A12	45 a 72 cm	Color pardo claro en húmedo, textura franco arcillo limosa, nulo contenido de materia orgánica, fuertemente alcalino (pH 10 en agua desionizada ⁴), alto contenido de humedad (húmeda, pF: 2), estructura tipo angular en bloques (con algunos bordes en forma de cuña) medianos y gruesos de grado muy débil, estabilidad de los agregados alta, con pocos poros vesiculares muy finos y pocos tubulares finos exped, densidad de raíces nula, con límite difuso.
AC	72 a 76 cm	Color pardo claro en húmedo, textura arcillo arenosa, nulo contenido de materia orgánica, fuertemente alcalino (pH 10 en agua desionizada ⁴), alto contenido de humedad (húmeda, pF: 2), estructura tipo subangular en bloques, medianos y gruesos de grado muy débil, con pocos poros tubulares finos y pocos vesiculares finos, densidad de raíces nula, con límite abrupto.
2C	76 a 77 cm	Material sujeto a cambios con colores rojo amarillento en el centro y amarillo en las orillas en húmedo, textura franca, nulo contenido de materia orgánica, fuertemente alcalino (pH 10 en agua desionizada ⁴), mediano contenido de humedad (fresca, pF: 3), horizonte masivo con laminación, capas oscuras y naranjas, con pocos poros vesiculares finos, de tamaño muy fino y finos, densidad de raíces nula, con límite abrupto y uniforme.
3C	77 a 97 cm	Color negro en húmedo, textura franco arenosa, nulo contenido de materia orgánica, bajo contenido de humedad (seca, pF: 4), horizonte masivo (= sin estructura), con pocos poros vesiculares muy finos, densidad de raíces nula, con límite difuso.
4C	97 a 99 cm	Color pardo grisáceo muy oscuro en húmedo, textura franca, nulo contenido de materia orgánica, bajo contenido de humedad (seca, pF: 4), horizonte masivo (= sin estructura), con pocos poros vesiculares y tubulares muy finos, densidad de raíces nula, con límite difuso. Presencia de motas en un 40%, de color 2.5YR 2.5/1 en húmedo.
5C	99 a 112 cm	Color gris azulado muy oscuro en húmedo, textura franco arenosa, nulo contenido de materia orgánica, muy ligeramente alcalino (pH 7 en CaCl), mediano contenido de humedad (fresca, pF: 3), horizonte masivo (= sin estructura), con muy poros vesiculares muy finos, densidad de raíces nula, con límite difuso. Presencia de motas en un 40%, de color 2.5YR 4/8 en húmedo.

⁴ Contenido de materia orgánica según nomograma del Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en campo. Ver sección de Procesos pedogenéticos dominantes u hoja de descripción del perfil.

6C	112 a 120 cm	Color gris azulado muy oscuro en húmedo, textura franco limosa, nulo contenido de materia orgánica, mediano contenido de humedad (fresca, pH: 3), horizonte masivo (= sin estructura), con poros intersticiales finos, densidad de raíces nula, con límite abrupto y uniforme. Presencia de motas en un 5%, de color 7YR 5/8 en húmedo.
7C	120 a 150 cm	Color pardo grisáceo muy oscuro en húmedo, textura franco arcillo limosa, nulo contenido de materia orgánica, mediano contenido de humedad (fresca, pH: 3), horizonte masivo (= sin estructura), con poros intersticiales finos, densidad de raíces nula. Presencia de concreciones de ácido silícico en un 5%, de color 2.5Y 6/2 en húmedo, de 3-10 mm de tamaño, de forma irregular, suaves.

Procesos pedogenéticos dominantes

La costra de salitre evidencia un ascenso capilar intenso de sales. El pH altamente alcalino indica la posible toxicidad por radicales tipo OH⁻, la limitada o baja actividad biológica, así como intemperismo químico y neoformación de minerales bajos. No existe acumulación de materia orgánica, debido a la falta de una cobertura vegetal. Sin embargo, el material contenido en las grietas del perfil, pareciera tener contenidos de materia orgánica. Los primeros dos horizontes (0-72 cm) muestran cutanes de arcilla y materia orgánica en las caras de los poros tubulares y de algunos agregados

Características ecológicas

El suelo tiene una porosidad total y capacidad de aireación mediana a lo largo del perfil. La disponibilidad de agua es alta al igual que la capacidad de campo. El suelo tiene una mediana conductividad hidráulica, con drenaje moderado.

A pesar de que no existen restricciones aparentes para el desarrollo de la vegetación (*e.g.* pedregosidad o una alta densidad aparente), el alto contenido de sales impide el desarrollo de vegetación. Esto se evidencia en la costra de salitre sobre el suelo debido al ascenso capilar del agua subterránea altamente salina (Fernández-Buces, 2006). La influencia del manto acuífero se ve reflejada también en el jaboncillo, el cual presenta condiciones de óxido-reducción.

La presencia de grietas en el perfil (0-76 cm de profundidad), así como en la superficie del suelo, pone en evidencia la presencia de arcillas expandibles. La apertura y cierre de las grietas provoca la mezcla del material superficial en partes más profundas del perfil.

Propiedades físicas y químicas del perfil

Profundidad (cm)	Textura	Color (húmedo)	Arcilla (%)	Densidad aparente (g/cm ³)	Densidad real (g/cm ³)	Porosidad (%)	C total (%)	C inor (%)	CO (%)	N total (%)	pH _{1:2.5} (H ₂ O)	pH _{1:2.5} (CaCl ₂)	CE _e (dS m ⁻¹)	P mg/kg-Olsen
0 to 3	Franco arcillosa	2.5 Y 4/3	37.4	0.5	2.7	81.3	3.36	0.27	3.09	0.09	(H ₂ O)	10.19	217	
3 to 45	Arcillo limosa	2.5 Y 5/3	43.4	0.5	2.8	82.1	3.23	0.52	2.71	0.11		10.64	312	31.2
45 to 72	Franco limo arcillosa	2.5 Y 5/3	35.7	0.2	2.7	90.7	3.83	3.80	0.03	0.16	10.2	9.92	343	70.5
72 to 76	Franco areno arcillosa	2.5 Y 4/3	21.8	0.4	2.6	84.8	3.15	2.39	0.76	0.14	10.6	9.67	197	89.2
76 to 77	Franca	5YR 5/8-centro, 10YR 7/8	20.6	1.6	2.7	39.9	2.20	2.14	0.06	0.09	10.0	9.36	104	9.8
77 to 97	Franco arenosa	2.5 Y 2.5/1	5.4	1.6	2.7	41.4	0.11	0.00	0.11	0.04	9.9	8.48	64	13.0
97 to 99	Franca	2.5 Y 3/2	8.2	1.6	2.7	40.8	0.39	0.00	0.39	0.05	9.6	7.82	84	8.6
99 to 112	Franco arenosa	GLE Y 2 3/5 PB	5.4	1.5	2.7	45.4	0.23	0.12	0.11	0.03	8.8	4.80	60	14.5
112 to 120	Franco limosa	GLE Y 2 3/5 PB	8.6	1.5	2.7	44.0	0.39	0.00	0.39	0.04	8.1	4.20	71	6.4
120 to 150	Franco limo arcillosa	2.5 Y 3/2	34.2	0.3	1.8	85.2	7.82	0.07	7.74	0.35	5.1	8.59	127	8.1

Profundidad (cm)	Cationes intercambiables (cmol _c kg ⁻¹)				PSI (%)	NH ₄ extracción con oxalato (mg g ⁻¹)				Na ⁺	NH ₄ ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	NO ₃ ⁻	PO ₄ ³⁻	SO ₄ ²⁻	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻
	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	Na ⁺		Si	Al	Fe	Mn										
0 to 3	21.3	0.8	59.0	239.5	74.7	3.09	1.53	1.90	0.09	3947	1.85	181	11.7	1.18	ND	ND	1864.1	2979.8	1766.6
3 to 45	21.0	0.9	54.0	206.7	73.1	2.96	2.01	1.64	0.10	3583	1.06	247	10.8	1.05	9.95	ND	287.7	874.4	3586.8
45 to 72	29.6	3.8	46.7	121.4	60.2	4.12	2.58	2.03	0.17	3542	1.21	261	11.3	1.68	4.52	ND	677.1	273.2	3784.1
72 to 76	24.1	3.5	17.7	68.3	60.1	2.91	1.63	2.69	0.10	1525	6.76	114	21.3	2.14	ND	ND	682.3	55.0	1313.5
76 to 77	31.1	4.7	33.9	53.8	43.6	2.75	1.55	8.53	0.12	643	0.94	48.1	5.5	1.26	ND	ND	306.6	16.6	548.7
77 to 97	1.3	1.5	3.0	9.4	61.6	1.26	0.50	5.02	0.05	374	1.08	31.1	27.1	14.03	ND	ND	216.5	2.5	289.6
97 to 99	2.3	2.6	6.6	17.5	60.3	1.64	1.09	7.38	0.09	520	0.94	41.3	46.6	32.44	ND	ND	324.7	1.5	384.4
99 to 112	2.4	1.1	3.0	8.5	56.6	1.21	0.60	9.58	0.10	340	1.20	26.8	48.2	42.96	ND	ND	292.8	1.0	223.8
112 to 120	13.2	2.5	3.6	15.3	44.3	0.52	0.48	4.46	0.13	428	1.27	21.8	49.7	89.17	ND	ND	401.8	0.5	274.4
120 to 150	33.2	4.2	42.9	213.9	72.7	2.51	1.79	3.43	0.13	930	0.90	75.3	10.9	4.01	ND	ND	563.8	8.4	631.6

*Base de datos
pH y conductividad eléctrica*

Cuadro 6. pH (1:2.5, H₂O) de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento	Abr/16	Jun/16	Ago/16	Oct/16	Dic/16	Feb/17	Abr/17	Jun/17	
<i>Zona sin barrera</i>	T	9.83±0.04	9.95±0.08	9.88±0.03	10.05±0.09	9.86±0.07	9.90±0.09	9.84±0.08	9.76±0.05
	2P	9.90±0.08	9.86±0.06	9.82±0.07	10.12±0.04	10.06±0.06	10.08±0.04	9.95±0.11	9.84±0.03
	4P	9.84±0.01	9.87±0.03	9.92±0.16	10.09±0.06	10.06±0.06	10.07±0.06	10.02±0.02	9.82±0.08
	2H	9.89±0.08	9.94±0.06	9.91±0.07	10.02±0.07	10.10±0.13	10.15±0.06	10.06±0.07	9.92±0.05
	4H	9.96±0.12	9.95±0.06	9.88±0.08	10.16±0.05	10.00±0.06	10.06±0.09	10.14±0.02	9.89±0.01
	2C	9.85±0.11	9.93±0.06	10.00±0.23	10.20±0.06	9.96±0.14	10.07±0.09	9.89±0.06	9.95±0.05
	4C	9.85±0.06	9.95±0.02	9.84±0.04	10.05±0.08	9.95±0.18	10.06±0.13	10.02±0.10	9.95±0.08
<i>Zona con barrera</i>	TB	10.28±0.03	10.02±0.04	10.11±0.02	9.87±0.13	9.93±0.14	9.93±0.07	10.00±0.04	9.89±0.01
	2PB	10.25±0.02	10.23±0.11	9.99±0.05	9.80±0.17	10.07±0.11	10.05±0.12	10.03±0.16	10.05±0.12
	4PB	10.01±0.09	9.92±0.04	9.88±0.03	10.00±0.09	10.15±0.03	10.10±0.05	10.18±0.02	9.88±0.09
	2HB	10.25±0.03	10.03±0.03	9.89±0.03	10.06±0.15	10.20±0.07	10.07±0.11	10.08±0.15	10.22±0.09
	4HB	10.27±0.04	10.00±0.07	9.96±0.01	9.67±0.18	10.10±0.05	10.08±0.03	10.04±0.08	9.93±0.05
	2CB	10.20±0.04	10.04±0.03	9.92±0.04	10.05±0.18	10.22±0.04	10.06±0.18	10.17±0.07	10.01±0.04
	4CB	10.17±0.06	10.01±0.03	9.93±0.06	9.63±0.12	10.19±0.02	9.96±0.08	10.04±0.08	9.94±0.06

Cuadro 7. Conductividad eléctrica (1:2.5, H₂O) de los tratamientos de este estudio (dS m⁻¹). Media (4) ± error estándar.

Tratamiento	Abr/16	Jun/16	Ago/16	Oct/16	Dic/16	Feb/17	Abr/17	Jun/17	
<i>Zona sin barrera</i>	T	96±4	56±8	34±10	49±9	66±4	66±4	65±4	58±3
	2P	95±5	66±5	60±14	42±4	55±4	58±1	58±8	49±4
	4P	90±3	62±5	38±14	32±5	43±6	47±3	51±1	50±6
	2H	85±18	61±13	51±12	36±6	46±8	40±6	52±7	41±5
	4H	80±12	48±9	27±10	29±6	47±7	49±3	47±3	41±5
	2C	84±14	55±16	58±7	36±2	61±10	46±7	64±6	39±4
	4C	83±6	63±5	39±5	30±6	56±15	48±8	52±6	44±4
<i>Zona con barrera</i>	TB	60±5	51±7	26±7	30±4	56±13	57±4	54±4	42±6
	2PB	52±4	44±7	28±9	16±5	44±12	45±6	50±10	43±7
	4PB	54±4	38±7	40±2	17±2	36±3	34±6	42±2	40±3
	2HB	57±6	47±8	36±6	19±5	34±6	37±9	47±11	36±5
	4HB	55±3	38±9	30±5	15±4	34±4	37±7	45±6	35±7
	2CB	56±3	31±4	23±6	17±5	20±4	41±14	38±5	34±3
	4CB	53±4	29±6	41±6	14±3	28±5	50±8	49±5	44±4

Iones solubles

Cuadro 8. Iones solubles en una solución 1:2.5 de cascajo-agua destilada, pH y $CE_{(1:2.5)}$. Media (n=2) \pm desviación estándar. ND = No detectado.

Ión analizado	Concentración (mg/L)
Na^+	97.0
K^+	30.1
Ca^{2+}	112.8
Mg^{2+}	1.1
Cl^-	32.7
SO_4^{2-}	341.8
CO_3^{2-}	45.9
HCO_3^-	ND
pH	10.9 ± 0.1
$CE_{(1:2.5)}$	$832 \pm 99 \mu S cm^{-1}$

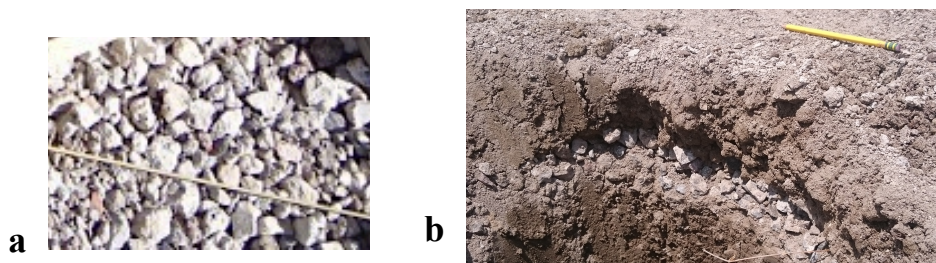


Figura 15. Barrera hecha de cascajo triturado (a) y corte vertical donde se observa la barrera debajo de 20 cm de suelo (b).

Cuadro 9. Na⁺ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	36198.26±2204	9895.07±3177	19026.44±2176	29497.45±2959
	2P	31470.00±3045	23472.57±6045	16817.49±1808	25753.05±4397
	4P	30054.03±1110	10933.26±5906	11073.20±2552	21987.40±859
	2H	27295.53±6364	16794.88±4228	13451.46±2846	21620.88±3335
	4H	27432.88±4650	8428.34±3603	13316.85±2258	19215.11±1108
	2C	28839.49±5499	17704.57±4313	18983.93±3512	26864.89±3051
	4C	28058.32±1620	11766.62±2190	16032.92±3967	24037.19±3609
<i>Zona con barrera</i>	TB	18213.09±1009	8366.06±2555	16312.48±5375	24479.13±1970
	2PB	15224.24±1144	8216.70±2850	13019.11±4115	23022.22±5795
	4PB	16177.28±1568	12127.74±971	8726.07±907	15343.03±2159
	2HB	17487.12±1702	10613.20±2264	8673.71±1643	21677.69±4579
	4HB	17917.17±1159	8631.30±1551	9183.50±1729	19628.48±3528
	2CB	16911.37±1266	6421.36±2050	4639.21±840	14948.37±2837
	4CB	16405.31±1262	12495.88±2017	6592.32±1233	22344.17±2394

Cuadro 10. K⁺ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	3749.97±197	867.75±246	1899.31±242	2065.50±273
	2P	3196.29±323	2097.57±576	1681.02±159	1690.13±317
	4P	3358.15±178	990.69±513	1162.09±244	1528.99±59
	2H	2914.69±754	1356.04±358	1255.03±233	1456.43±229
	4H	2560.33±567	690.19±285	1254.21±159	1259.50±121
	2C	2929.10±635	1482.51±370	1749.96±342	1933.29±219
	4C	2927.05±282	990.04±142	1650.67±441	1508.17±195
<i>Zona con barrera</i>	TB	1772.76±105	715.15±203	1630.42±539	1643.79±139
	2PB	1507.09±125	730.84±251	1221.28±375	1490.66±374
	4PB	1785.90±203	1133.18±73	916.45±120	1105.15±153
	2HB	1678.55±221	925.10±201	799.15±154	1292.62±279
	4HB	1590.09±42	733.24±114	879.47±132	1259.27±234
	2CB	1702.05±164	504.54±130	473.26±80	1002.44±176
	4CB	1577.60±102	1044.91±174	663.96±133	1393.93±151

Cuadro 11. Ca²⁺ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	24.41±2.1	3.21±0.9	15.08±2.2	7.54±0.5
	2P	22.61±2.2	5.41±1.5	15.31±0.6	18.56±9.6
	4P	26.54±2.1	8.96±1.5	9.47±1.5	7.39±0.5
	2H	19.98±4.2	4.82±0.6	8.51±2.2	7.27±1.0
	4H	24.54±1.0	12.17±5.8	12.78±3.0	7.69±0.5
	2C	20.92±3.2	5.32±1.0	15.47±3.1	7.69±1.1
	4C	28.81±4.0	4.56±0.7	12.58±3.8	9.59±2.2
<i>Zona con barrera</i>	TB	18.47±2.8	3.02±0.3	9.89±2.7	7.01±0.2
	2PB	19.45±3.2	6.04±1.2	11.16±3.8	7.71±1.2
	4PB	14.21±0.3	5.82±0.4	9.97±0.8	6.59±0.9
	2HB	19.27±2.2	5.08±0.6	7.42±1.7	7.27±1.3
	4HB	19.84±2.1	7.55±1.7	8.15±1.0	6.33±0.6
	2CB	18.58±1.8	5.15±1.1	4.87±0.6	5.46±0.7
	4CB	18.39±0.4	5.38±1.0	5.61±1.3	6.55±0.6

Cuadro 12. Mg²⁺ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	5.14±0.2	1.05±0.2	3.63±0.2	1.36±0.2
	2P	4.72±0.4	0.57±0.1	4.33±0.3	1.74±0.4
	4P	5.53±0.6	1.36±0.6	2.93±0.7	1.16±0.1
	2H	4.61±0.7	0.64±0.1	2.33±0.5	1.20±0.1
	4H	5.00±0.3	0.76±0.2	3.13±0.3	1.28±0.2
	2C	4.66±0.4	1.14±0.4	3.52±0.5	1.06±0.0
	4C	5.13±0.2	0.69±0.1	3.47±0.6	1.12±0.1
<i>Zona con barrera</i>	TB	3.93±0.4	0.84±0.2	2.97±0.8	0.87±0.1
	2PB	4.33±0.7	1.08±0.1	3.26±0.7	2.12±1.0
	4PB	3.65±0.2	0.84±0.2	2.63±0.2	1.57±0.5
	2HB	4.18±0.4	0.63±0.1	2.60±0.7	1.28±0.3
	4HB	4.07±0.4	0.73±0.1	2.38±0.4	1.05±0.1
	2CB	4.67±0.3	0.58±0.1	1.60±0.3	1.31±0.3
	4CB	4.04±0.3	0.74±0.2	1.61±0.5	0.95±0.1

Cuadro 13. Cl⁻ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	38906.08±1985	9654.87±2950	18676.11±1666	23801.35±2238
	2P	40005.88±3169	24985.46±7044	17654.65±1633	20962.44±4021
	4P	37256.93±2440	10506.85±6008	10464.44±2365	18242.20±935
	2H	35382.38±8882	16078.91±4508	12766.16±2703	17288.50±3009
	4H	31322.64±6073	6978.99±3036	12477.33±1727	14584.94±1494
	2C	35891.34±7475	16666.74±4544	18315.37±3959	22678.32±2626
	4C	33614.50±3314	9549.59±1305	15227.06±4123	17937.81±2355
<i>Zona con barrera</i>	TB	20005.66±2283	6687.36±2254	15849.91±5780	18191.92±1439
	2PB	17376.30±1848	7014.81±2703	11331.81±4048	16898.21±4195
	4PB	18143.28±1891	10406.87±650	7897.12±989	11987.00±2048
	2HB	19750.78±2440	9486.98±2320	6964.86±1279	14104.43±2976
	4HB	19385.71±1587	6826.93±1469	7459.03±1257	14502.39±3024
	2CB	19052.49±1970	5154.72±1810	3954.2±769	11120.13±2361
	4CB	18051.78±1799	10035.72±2220	5127.08±1146	15396.54±2152

Cuadro 14. SO₄²⁻ (mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	20575.76±1370	5992.77±2203	14900.49±2603	22915.53±3089
	2P	18710.61±1169	14532.47±4099	12814.08±1532	20409.65±2481
	4P	18170.41±848	6901.67±3865	9661.08±2853	17731.76±518
	2H	16869.78±3375	10795.54±2733	11345.83±3150	17397.37±2370
	4H	16406.54±2149	5580.23±2505	10814.98±1870	15183.12±459
	2C	16041.39±2762	10482.36±2622	14672.26±2931	20043.65±2185
	4C	18234.36±774	8335.97±1636	12409.16±3349	21011.75±4190
<i>Zona con barrera</i>	TB	12224.50±449	5380.16±1628	13162.74±4083	20596.23±1935
	2PB	11384.60±831	5469.34±2015	11627.93±4029	19541.92±4930
	4PB	11555.24±952	9096.94±814	7415.75±650	13153.35±1578
	2HB	12752.49±1088	7546.78±1358	8088.01±1959	20919.74±3972
	4HB	11925.02±802	5797.53±1177	8162.97±1834	17112.31±2794
	2CB	11345.84±733	5011.04±1681	3988.10±761	13873.30±2492
	4CB	11816.99±561	9729.78±1512	5940.41±1159	20328.73±2171

Cuadro 15. PO₄³⁻(mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar. ND= por debajo del límite de detección.

Tratamiento	Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17	
<i>Zona sin barrera</i>	T	ND	26.66±7.1	ND	74.86±11.6
	2P	ND	54.52±13.3	ND	69.10±13.0
	4P	ND	46.09±13.4	ND	75.73±11.9
	2H	ND	81.34±9.1	ND	83.31±12.4
	4H	ND	69.64±26.4	ND	118.52±21.4
	2C	ND	80.67±10.4	ND	80.82±7.4
	4C	ND	88.48±25.2	ND	89.24±15.0
<i>Zona con barrera</i>	TB	ND	34.23±9.3	ND	84.47±8.3
	2PB	ND	51.12±13.1	ND	102.85±21.0
	4PB	ND	95.46±8.1	ND	93.15±10.2
	2HB	ND	64.03±11.6	ND	98.79±15.1
	4HB	ND	93.65±10.3	ND	87.47±7.8
	2CB	ND	35.58±11.3	ND	66.64±8.6
	4CB	ND	105.54±11.1	ND	103.21±3.0

Cuadro 16. NO₃⁻(mg/L) soluble de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar. ND= por debajo del límite de detección.

Tratamiento	Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17	
<i>Zona sin barrera</i>	T	ND	34.41±7.0	ND	81.11±19.1
	2P	ND	73.95±22.2	ND	150.43±73.6
	4P	ND	31.19±17.8	ND	59.23±6.6
	2H	ND	82.38±20.7	ND	110.06±37.3
	4H	ND	89.58±34.9	ND	115.34±48.4
	2C	ND	74.65±23.3	ND	112.11±24.5
	4C	ND	49.21±23.3	ND	92.69±19.2
<i>Zona con barrera</i>	TB	ND	44.75±14.0	ND	97.07±15.1
	2PB	ND	48.63±10.8	ND	130.13±45.1
	4PB	ND	90.09±32.3	ND	102.13±18.8
	2HB	ND	55.36±14.5	ND	70.77±19.8
	4HB	ND	35.31±3.0	ND	61.06±22.9
	2CB	ND	78.14±28.8	ND	94.18±24.8
	4CB	ND	52.98±24.7	ND	86.59±6.4

Cuadro 17. Carbonatos solubles de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento	Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17	
<i>Zona sin barrera</i>	T	10251.00±523	2784.00±852	6832.00±646	6960.00±852
	2P	7803.00±631	4408.00±836	4917.00±817	6090.00±666
	4P	7956.00±433	2958.00±1344	3450.00±534	4524.00±666
	2H	6573.00±1181	4176.00±852	3999.00±697	5742.00±822
	4H	8874.00±1704	2784.00±1239	5136.00±1170	5568.00±284
	2C	8568.00±1784	4698.00±1039	7707.00±1388	6612.00±828
	4C	7650.00±1185	2958.00±1184	4867.80±1419	6090.00±1314
<i>Zona con barrera</i>	TB	6426.00±395	3132.00±828	5649.00±1432	7308.00±603
	2PB	5049.00±459	2784.00±635	4278.00±1102	5568.00±1632
	4PB	3978.00±395	4176.00±752	2745.00±350	3828.00±603
	2HB	6579.00±765	2784.00±696	3693.00±781	6264.00±1657
	4HB	5967.00±523	3132.00±603	3849.00±679	4872.00±1239
	2CB	5355.00±723	2436.00±1154	1817.80±476	3654.00±1114
	4CB	4743.00±523	4524.00±828	3357.00±600	6264.00±752

Cuadro 18. Bicarbonatos solubles de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	3266.55±298	1945.90±604	2488.80±359	6368.40±334
	2P	2799.90±402	2594.53±624	2333.25±467	3891.80±1569
	4P	2955.45±391	1415.20±409	2177.70±539	5130.10±531
	2H	2722.43±345	1945.90±339	4044.30±1769	2830.40867
	4H	3422.10±1063	2299.70±604	1711.05±531	3007.30±930
	2C	3888.75±1174	3184.20±613	2955.45±735	4245.60±1001
	4C	3111.00±440	4776.30±1095	2810.27±174	4068.70±670
<i>Zona con barrera</i>	TB	1555.50±180	1415.20±708	2333.25±641	3714.90±729
	2PB	1088.85±467	884.50±177	2177.70±402	5307.00±1208
	4PB	1555.50±311	2122.80±289	2115.48±769	3184.20±677
	2HB	1244.40±254	2122.80±1001	1399.95±391	3891.80±677
	4HB	1711.05±467	2122.80±409	2177.70±539	4422.50±884
	2CB	1555.50±539	1415.20±409	762.20±161	3007.30±1056
	4CB	1244.40±254	3538.00±817	1866.60±254	3714.90±836

Cuadro 19. RAS de los tratamientos de este estudio. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Abr/16	Ago/16	Dic/16	Abr/17
<i>Zona sin barrera</i>	T	2465.4±135.9	1676.6±461.5	1621.7±172.3	3659.4±265.0
	2P	2222.4±160.8	3597.4±628.9	1376.3±114.9	2512.5±478.4
	4P	1979.0±130.6	1341.7±730.4	1114.5±158.6	2811.3±26.3
	2H	1948.4±338.9	2628.9±564.9	1503.3±195.2	2739.0±290.9
	4H	1883.6±346.1	1179.8±508.5	1228.6±148.4	2397.0±130.4
	2C	2056.1±304.4	2519.3±453.6	1584.7±141.8	3393.8±261.1
	4C	1814.5±152.3	1927.5±316.3	1649.3±227.9	2888.1±500.4
<i>Zona con barrera</i>	TB	1445.0±95.3	1544.9±454.1	1608.9±351.1	3282.4±264.3
	2PB	1171.3±104.3	1175.8±393.8	1221.5±212.9	2669.7±593.5
	4PB	1402.5±137.9	1766.9±169.0	901.7±88.7	2000.4±275.5
	2HB	1357.7±176.2	1670.3±299.2	1016.0±167.5	2753.4±481.0
	4HB	1370.7±131.1	1279.9±355.7	1011.8±127.6	2657.2±385.5
	2CB	1294.8±113.1	1095.3±371.9	686.2±136.6	2090.0±351.7
	4CB	1274.9±85.5	1885.2±167.1	897.0±87.3	3043.2±247.6

Cuadro 20. Suma de cationes y aniones y balance iónico de abril de 2016. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Cationes (meq/L)	Aniones (meq/L)	Balance (meq/L)
<i>Zona sin barrera</i>	T	1672.3±100.7	1921.1±87.6	-248.8
	2P	1452.3±136.9	1824.0±134.1	-371.7
	4P	1395.2±52.7	1742.9±59.0	-347.7
	2H	1263.4±296.3	1613.0±361.0	-349.6
	4H	1260.5±216.7	1577.0±278.4	-316.5
	2C	1331.0±255.7	1695.7±327.8	-364.8
	4C	1297.4±76.2	1633.8±106.1	-336.5
<i>Zona con barrera</i>	TB	838.9±46.5	1058.5±78.9	-219.6
	2PB	702.2±52.8	913.3±85.9	-211.1
	4PB	750.5±73.2	910.5±84.9	-160.0
	2HB	805.0±79.6	1062.3±101.6	-257.3
	4HB	821.4±50.5	1022.1±47.5	-200.6
	2CB	780.6±59.1	977.6±94.5	-197.1
	4CB	755.0±57.3	933.7±82.4	-178.8

Cuadro 21. Suma de cationes y aniones y balance iónico de agosto de 2016. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Cationes (meq/L)	Aniones (meq/L)	Balance (meq/L)
<i>Zona sin barrera</i>	T	452.9±144.4	522.6±162.0	-70.3
	2P	1075.1±277.8	1198.6±311.4	-124.6
	4P	501.5±270.0	562.9±298.4	-62.3
	2H	765.6±193.1	851.6±210.5	-87.7
	4H	385.0±163.8	445.7±185.3	-62.2
	2C	808.5±197.1	899.2±215.4	-92.5
	4C	537.5±98.5	621.6±112.9	-85.9
<i>Zona con barrera</i>	TB	382.5±116.3	429.3±122.0	-47.6
	2PB	376.5±130.4	420.4±140.0	-44.9
	4PB	556.9±43.4	659.4±57.9	-104.5
	2HB	485.7±103.6	553.9±119.2	-69.6
	4HB	394.7±70.3	454.0±78.0	-61.3
	2CB	292.6±92.5	350.0±117.3	-58.2
	4CB	570.6±92.1	681.9±96.4	-113.6

Cuadro 22. Suma de cationes y aniones y balance iónico de diciembre de 2016. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Cationes (meq/L)	Aniones (meq/L)	Balance (meq/L)
<i>Zona sin barrera</i>	T	877.3±87.3	1105.6±90.0	-228.2
	2P	775.7±82.6	966.9±95.7	-191.2
	4P	512.2±117.3	647.0±142.9	-134.9
	2H	617.9±129.8	795.9±163.1	-178.0
	4H	612.3±102.1	776.4±130.8	-164.1
	2C	871.7±161.7	1127.5±223.1	-255.8
	4C	740.4±184.0	896.2±232.3	-155.8
<i>Zona con barrera</i>	TB	752.1±247.7	947.7±300.9	-195.6
	2PB	598.4±188.8	740.0±238.6	-141.6
	4PB	403.8±42.5	503.3±45.3	-99.6
	2HB	398.4±75.5	510.9±91.9	-112.5
	4HB	422.6±78.6	544.3±92.9	-121.7
	2CB	214.3±38.5	267.7±51.9	-53.4
	4CB	303.9±57.2	410.8±67.8	-106.8

Cuadro 23. Suma de cationes y aniones y balance iónico de abril de 2017. Media (4) ± error estándar.

Tratamiento		Cationes (meq/L)	Aniones (meq/L)	Balance (meq/L)
<i>Zona sin barrera</i>	T	1336.5±134.2	1487.0±155.8	-152.1
	2P	1164.6±199.5	1286.2±215.9	-123.1
	4P	996.1±38.9	1120.4±46.3	-125.9
	2H	978.3±150.9	1090.3±167.0	-113.8
	4H	868.6±51.1	965.5±53.7	-99.4
	2C	1218.6±138.2	1349.7±139.9	-132.8
	4C	1084.8±161.6	1215.6±179.5	-132.7
<i>Zona con barrera</i>	TB	1107.3±89.0	1248.9±99.7	-143.3
	2PB	1040.2±261.7	1159.3±284.6	-121.3
	4PB	696.2±97.8	794.4±114.1	-100.2
	2HB	976.5±206.4	1108.2±232.2	-133.7
	4HB	886.5±159.3	1002.2±177.7	-117.5
	2CB	676.3±127.9	775.8±150.8	-100.9
	4CB	1007.7±107.6	1129.7±116.8	-124.2

Humedad

Cuadro 24. Humedad superficial en las parcelas experimentales. Media (4) ± error estándar.

Tratamientos		2016						2017		
		Jun	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar
<i>Zona sin barrera</i>	T	40±1	41±0	35±1	32±2	28±2	37±1	29±2	30±2	33±1
	2P	38±2	41±0	33±1	28±2	28±2	34±2	27±1	28±3	29±0
	4P	40±1	40±0	34±0	27±2	25±3	36±0	27±1	31±2	29±2
	2H	37±2	42±0	31±2	27±4	29±1	34±1	29±3	29±2	30±1
	4H	38±2	39±1	32±1	26±3	24±2	33±2	24±1	27±3	32±1
	2C	39±2	42±0	32±2	31±1	27±2	39±1	29±2	32±3	32±1
	4C	39±1	41±0	33±1	28±2	26±3	37±1	29±2	28±3	32±1
<i>Zona con barrera</i>	TB	39±1	41±1	31±1	25±3	30±1	35±1	27±3	23±3	30±0
	2PB	40±3	42±1	29±2	19±2	26±3	32±2	23±4	26±2	29±2
	4PB	38±2	41±1	29±1	20±1	25±2	27±3	19±2	19±1	22±3
	2HB	39±1	41±0	31±1	21±2	28±2	35±3	23±4	24±4	28±2
	4HB	39±0	41±1	27±2	18±3	29±2	34±1	22±2	21±1	26±2
	2CB	37±3	40±0	30±1	19±2	27±3	30±2	18±2	20±3	24±2
	4CB	36±2	41±1	29±2	20±3	29±1	29±2	20±1	18±2	23±1

Tratamientos		2017							2018	
		Abr	May	Jun	Jul	Sep	Oct	Nov	Feb	Abr
<i>Zona sin barrera</i>	T	27±1	47±1	26±2	41±1	40±1	31±1	34±2	24±2	24±1
	2P	23±3	47±1	28±2	40±2	38±1	31±1	36±3	27±1	24±3
	4P	27±2	46±0	26±1	41±1	39±1	27±2	35±1	24±1	22±2
	2H	26±2	46±1	27±2	41±1	37±1	26±4	32±2	24±2	20±2
	4H	27±3	45±2	27±1	41±1	36±2	26±3	31±4	25±2	20±2
	2C	27±3	46±1	27±2	41±1	38±1	27±2	30±3	24±1	23±1
	4C	23±2	46±1	27±2	42±1	38±1	27±2	34±1	26±1	25±1
<i>Zona con barrera</i>	TB	18±1	47±1	24±2	42±1	41±0	23±3	22±2	20±1	18±2
	2PB	17±1	43±3	23±2	42±1	40±1	19±1	20±2	17±3	14±2
	4PB	12±2	43±2	20±3	42±1	38±2	20±2	16±2	19±1	15±1
	2HB	14±2	43±1	22±2	43±1	40±2	18±1	18±1	15±1	12±2
	4HB	14±2	42±2	21±1	43±1	40±1	20±2	20±2	17±1	15±1
	2CB	16±1	43±2	25±2	41±2	38±2	18±3	16±2	17±2	13±3
	4CB	14±1	45±1	23±2	42±1	40±1	20±2	18±1	17±2	14±2

Supervivencia y cobertura vegetal

Cuadro 25. Supervivencia de *D. spicata* en las parcelas experimentales. Los valores representan el porcentaje de cepellones vivos por tratamiento. Media (4).

Tratamientos		Jun/16- Ago/16	Sep /16	Oct/16- Abr/17	May/ 16	Jun /17	Jul/17- Oct/17	Nov /17	Dic/17- Ene/18	Feb/18	Mar/18 Abr/18
<i>Zona sin barrera</i>	T	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	2P	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4P	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	2H	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4H	100	100	100	100	100	100	100	94	94	88
	2C	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4C	100	100	94	94	94	94	94	94	81	81
<i>Zona con barrera</i>	TB	100	94	94	88	88	88	88	88	81	81
	2PB	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4PB	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	2HB	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4HB	100	100	100	100	100	100	100	100	100	94
	2CB	100	100	100	100	100	100	100	100	100	100
	4CB	100	100	100	100	94	94	94	94	94	94

Cuadro 26. Cobertura vegetal de *D. spicata* en las parcelas experimentales. Los valores representan el porcentaje de vegetación ocupado en un m². Media (4) ± error estándar.

Tratamientos		2016						2017			
		Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr
<i>Zona sin barrera</i>	T	33±1	31±1	36±2	39±1	34±2	29±2	35±3	35±2	38±6	30±7
	2P	33±3	34±4	36±4	46±5	41±4	45±5	44±3	43±3	41±5	39±7
	4P	29±3	29±3	33±3	40±5	40±4	38±3	35±2	36±3	30±2	26±2
	2H	38±1	39±1	40±0	43±3	41±2	43±3	40±0	40±4	40±7	39±7
	4H	30±2	33±3	34±2	39±2	41±7	39±4	36±2	39±5	35±5	30±5
	2C	29±1	31±2	34±3	41±2	40±4	43±3	43±1	41±1	39±1	35±2
	4C	30±2	29±3	34±2	38±5	38±3	38±5	34±4	34±3	29±1	26±1
<i>Zona con barrera</i>	TB	28±6	29±7	31±7	40±7	45±9	36±7	41±5	35±5	38±7	31±6
	2PB	30±4	34±4	36±4	51±7	49±4	51±7	51±6	44±8	43±8	43±8
	4PB	34±4	36±4	39±3	51±7	49±1	58±3	51±4	48±3	49±5	44±5
	2HB	28±3	30±2	35±3	45±2	44±4	49±3	48±3	41±4	46±7	44±7
	4HB	38±5	39±4	43±6	53±6	58±8	56±9	53±8	49±9	54±11	51±12
	2CB	38±4	43±4	45±5	53±5	61±7	60±5	56±4	50±5	56±9	56±12
	4CB	34±1	35±2	39±1	49±1	49±4	59±4	56±5	50±7	53±8	53±9

Tratamientos		2017						2018	
		May	Jun	Jul	Sep	Oct	Nov	Feb	Abr
<i>Zona sin barrera</i>	T	31±8	28±9	30±9	33±9	33±9	30±10	28±11	29±11
	2P	41±7	43±6	50±6	56±4	51±6	50±7	51±5	54±4
	4P	29±1	26±2	30±3	33±3	34±4	33±3	34±8	29±6
	2H	48±10	53±10	60±8	66±9	65±6	63±10	41±3	49±9
	4H	34±6	36±7	43±5	50±4	50±6	49±5	46±7	48±3
	2C	40±0	49±2	53±5	63±5	63±4	64±6	53±5	53±7
	4C	30±2	30±2	33±5	40±6	34±7	38±10	34±12	35±10
<i>Zona con barrera</i>	TB	34±4	33±5	43±5	46±7	46±6	45±5	44±9	43±9
	2PB	48±9	53±12	61±10	64±10	61±12	59±11	56±12	61±15
	4PB	50±4	56±4	63±3	70±2	70±2	66±7	61±8	75±5
	2HB	46±9	53±11	56±12	65±10	66±9	59±10	63±9	61±11
	4HB	53±12	51±13	56±16	70±14	68±14	69±12	66±11	75±13
	2CB	61±12	65±10	73±10	83±5	80±5	75±5	80±6	81±6
	4CB	53±10	55±10	64±12	75±8	73±8	70±7	78±7	79±8

Nuevas especies

Cuadro 27. Número de plantas nuevas por especie en el sitio de estudio.

Mes	<i>Suaeda torreyana</i>	<i>Kochia scoparia</i>	<i>Sonchus oleraceus</i>
<i>Sep/16</i>	26	5	0
<i>Oct/16</i>	67	2	0
<i>Nov/16</i>	95	0	0
<i>Dic/16</i>	77	0	0
<i>Ene/17</i>	88	0	0
<i>Feb/17</i>	89	0	0
<i>Mar/17</i>	120	0	3
<i>Abr/17</i>	115	6	9
<i>May/17</i>	121	5	3
<i>Jun/17</i>	127	6	1
<i>Jul/17</i>	147	8	7
<i>Ago/17</i>	143	10	5
<i>Sep/17</i>	140	11	4
<i>Oct/17</i>	152	15	1
<i>Nov/17</i>	118	7	0
<i>Feb/18</i>	122	0	0
<i>Abr/18</i>	134	0	0

Cuadro 28. Densidad de plantas nuevas (número/m²). Media [4] ± error estándar.

Tratamientos		2016				2017				
		Sep	Oct	Nov	Dic	Ene	Feb	Mar	Abr	May
<i>Zona sin barrera</i>	T	0.0±0.0	0.8±0.5	1.0±0.7	0.3±0.3	0.3±0.3	0.5±0.5	0.5±0.5	0.8±0.8	0.8±0.8
	2P	0.0±0.0	0.5±0.3	0.8±0.3	1.0±0.4	1.0±0.4	1.5±0.3	1.8±0.5	1.8±0.5	1.8±0.3
	4P	0.0±0.0	0.3±0.3	0.5±0.3	0.3±0.3	0.8±0.5	0.5±0.3	1.0±0.4	1.0±0.4	0.8±0.3
	2H	0.5±0.5	1.0±0.4	1.3±0.5	0.8±0.5	1.0±0.4	1.0±0.4	2.0±0.4	2.8±0.3	2.5±0.3
	4H	0.0±0.0	1.0±0.6	1.0±0.6	1.0±0.6	1.3±0.8	1.3±0.8	2.5±0.6	2.8±0.5	2.5±0.5
	2C	0.5±0.3	1.3±0.5	2.0±0.4	1.8±0.3	1.8±0.5	1.5±0.3	2.3±0.3	2.3±0.3	1.8±0.3
	4C	0.0±0.0	0.0±0.0	0.0±0.0	0.5±0.5	0.3±0.3	0.5±0.3	0.8±0.5	1.0±0.6	1.3±0.5
<i>Zona con barrera</i>	TB	0.0±0.0	1.3±0.9	1.5±0.6	1.8±0.9	2.0±0.8	2.0±0.7	2.3±0.5	2.3±0.5	2.3±0.5
	2PB	1.5±1.5	2.3±0.9	2.3±1.0	2.3±1.1	2.5±1.0	2.0±0.9	2.8±1.1	2.5±1.0	2.0±0.7
	4PB	1.8±0.5	1.8±0.3	3.3±0.5	2.3±0.6	3.0±0.4	2.5±0.6	3.3±0.5	3.0±0.6	3.0±0.7
	2HB	0.5±0.3	1.5±0.6	1.5±0.6	1.3±0.5	1.3±0.5	1.8±0.9	2.0±0.7	3.3±0.9	3.8±1.0
	4HB	1.3±0.8	1.5±0.6	3.0±1.1	1.8±0.6	2.5±1.0	2.5±0.9	2.5±0.3	3.5±0.6	3.5±1.0
	2CB	1.3±0.6	2.8±0.6	4.0±0.9	3.3±0.3	3.0±0.4	3.5±0.6	5.0±0.7	3.3±0.6	3.8±0.9
	4CB	0.5±0.3	1.5±1.2	1.8±1.4	1.3±0.9	1.5±1.2	1.3±0.8	2.3±0.8	2.5±0.5	2.8±0.9

Tratamientos		2017					2018	
		Jun	Jul	Sep	Oct	Nov	Feb	Abr
<i>Zona sin barrera</i>	T	1.0±0.7	1.3±0.9	1.0±0.7	1.8±1.4	1.0±1.0	0.8±0.8	1.8±1.8
	2P	1.5±0.5	1.5±0.5	2.5±1.0	2.0±0.7	1.5±0.5	1.5±0.5	2.0±0.7
	4P	0.8±0.5	1.3±0.5	1.3±0.3	1.3±0.3	1.3±0.3	1.0±0.4	1.0±0.4
	2H	2.8±0.3	3.0±0.4	2.8±0.6	4.0±1.4	2.3±0.3	1.0±0.4	1.5±0.6
	4H	2.5±0.3	3.5±0.5	3.8±0.3	4.0±0.8	3.0±0.4	2.8±0.3	1.8±0.3
	2C	2.0±0.4	2.8±0.6	2.3±0.3	2.3±0.3	2.0±0.4	2.0±0.4	1.8±0.6
	4C	1.5±0.5	1.3±0.6	1.8±0.6	1.5±0.6	1.5±0.9	1.3±0.8	1.3±0.8
<i>Zona con barrera</i>	TB	2.3±0.5	2.3±0.5	2.0±0.4	2.5±0.5	1.8±0.3	2.3±0.5	2.0±0.4
	2PB	2.5±1.0	3.8±1.9	2.8±1.1	2.5±1.2	1.8±0.8	1.8±0.6	2.3±0.8
	4PB	3.0±0.0	4.3±0.3	3.3±0.5	3.5±0.6	2.8±0.9	3.0±0.7	2.5±1.3
	2HB	3.5±0.9	4.5±1.8	4.0±0.9	4.3±0.9	2.5±0.6	3.0±0.4	3.0±0.7
	4HB	2.8±0.6	3.0±1.1	3.3±0.9	3.3±0.9	2.5±0.5	3.0±0.4	3.3±0.9
	2CB	4.5±0.6	5.3±1.1	5.3±0.5	5.3±0.8	4.0±1.0	3.8±0.5	5.0±1.8
	4CB	2.8±0.8	3.0±0.7	3.0±1.1	3.3±1.3	3.5±1.2	3.5±0.6	4.5±1.3

Cuadro 29. C y N de los tratamientos de este estudio al inicio del experimento (abril/2016). C orgánico (CO) e inorgánico (CI). Media (8) ± error estándar.

Tratamientos	C tot (%)	N tot (%)	CO (%)	CI (%)	C/N	
<i>Zona sin barrera</i>	T	3.04±0.05	0.07±0.015	1.42±0.157	1.91±0.238	19.4±0.27
	2P	6.71±0.31	0.19±0.020	4.68±0.269	2.04±0.064	25.2±0.84
	4P	7.92±0.59	0.26±0.017	5.78±0.447	2.39±0.154	19.8±1.05
	2H	4.99±0.21	0.15±0.013	3.32±0.251	1.67±0.116	22.6±0.60
	4H	6.27±0.51	0.19±0.023	4.99±0.432	1.51±0.206	22.7±0.92
	2C	4.42±0.06	0.16±0.012	2.79±0.084	1.62±0.090	14.9±0.48
	4C	4.87±0.24	0.24±0.024	3.22±0.228	1.65±0.144	13.5±0.57
<i>Zona con barrera</i>	TB	3.23±0.06	0.09±0.004	1.59±0.095	1.64±0.092	17.2±0.28
	2PB	6.96±1.08	0.22±0.042	4.88±0.885	2.08±0.218	22.1±1.04
	4PB	8.15±0.70	0.28±0.023	6.17±0.765	2.14±0.175	19.6±1.17
	2HB	5.07±0.19	0.15±0.011	3.42±0.154	1.65±0.096	22.2±0.61
	4HB	5.11±0.45	0.17±0.016	3.33±0.424	1.78±0.082	20.1±0.65
	2CB	4.71±0.42	0.20±0.033	3.38±0.357	1.33±0.238	16.6±0.63
	4CB	4.74±0.16	0.22±0.023	3.09±0.257	1.65±0.174	13.9±0.55

Cuadro 30. C y N de los tratamientos de este estudio en abril/2017. C orgánico (CO) e inorgánico (CI). Media (8) ± error estándar.

Tratamientos	C tot (%)	N tot (%)	CO (%)	CI (%)	C/N	
<i>Zona sin barrera</i>	T	3.10±0.04	0.08±0.008	1.26±0.04	1.84±0.02	7.6±0.21
	2P	3.77±0.10	0.11±0.006	2.09±0.18	1.68±0.14	9.5±0.35
	4P	4.25±0.13	0.14±0.012	2.51±0.21	1.75±0.08	8.9±0.42
	2H	3.50±0.03	0.11±0.006	1.83±0.12	1.67±0.10	8.0±0.30
	4H	3.96±0.06	0.14±0.008	2.20±0.10	1.77±0.08	8.0±0.36
	2C	3.44±0.03	0.11±0.007	1.69±0.11	1.75±0.12	7.4±0.28
	4C	3.56±0.10	0.12±0.008	1.71±0.15	1.85±0.04	7.2±0.28
<i>Zona con barrera</i>	TB	3.13±0.03	0.08±0.001	1.22±0.02	1.88±0.03	11.5±0.21
	2PB	3.60±0.08	0.12±0.008	1.70±0.13	1.90±0.03	7.3±0.28
	4PB	4.72±0.14	0.17±0.010	2.93±0.18	1.72±0.04	11.0±0.50
	2HB	3.56±0.08	0.11±0.004	1.49±0.10	2.07±0.06	7.0±0.24
	4HB	3.61±0.12	0.11±0.008	1.71±0.17	1.84±0.03	9.6±0.30
	2CB	3.57±0.07	0.12±0.009	1.69±0.12	1.89±0.02	6.9±0.28
	4CB	3.38±0.07	0.11±0.003	1.51±0.05	1.91±0.04	8.7±0.25

Cuadro 11. C y N de los tratamientos de este estudio en abril/2018. C orgánico (CO) e inorgánico (CI). Media (8) ± error estándar.

Tratamientos	C tot (%)	N tot (%)	CO (%)	CI (%)	C/N	
<i>Zona sin barrera</i>	T	2.96±0.03	0.12±0.005	1.17±0.03	1.78±0.01	9.4±0.19
	2P	3.34±0.12	0.14±0.009	1.52±0.12	1.82±0.01	10.6±0.26
	4P	3.56±0.11	0.18±0.008	1.89±0.12	1.68±0.02	10.6±0.32
	2H	3.17±0.07	0.14±0.009	1.36±0.08	1.81±0.03	10.0±0.23
	4H	3.51±0.04	0.17±0.002	1.77±0.08	1.73±0.04	10.5±0.30
	2C	3.00±0.05	0.13±0.006	1.19±0.03	1.80±0.03	9.4±0.20
	4C	3.45±0.07	0.18±0.009	1.63±0.07	1.82±0.02	9.0±0.27
<i>Zona con barrera</i>	TB	3.04±0.08	0.14±0.006	1.25±0.07	1.79±0.01	8.9±0.21
	2PB	3.40±0.12	0.17±0.012	1.69±0.13	1.71±0.02	10.2±0.29
	4PB	3.56±0.08	0.16±0.008	1.84±0.07	1.72±0.02	11.4±0.31
	2HB	3.38±0.16	0.15±0.008	1.61±0.15	1.76±0.02	10.6±0.29
	4HB	3.48±0.04	0.17±0.015	1.75±0.06	1.73±0.03	10.6±0.20
	2CB	3.52±0.05	0.16±0.002	1.79±0.04	1.74±0.03	10.9±0.30
	4CB	3.46±0.02	0.17±0.008	1.73±0.01	1.73±0.02	10.2±0.29

Análisis estadísticos

Cuadro 32. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para el pH.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
<i>Abr/16</i>	7.93 ⁻¹²	0.247	0.304
<i>Jun/16</i>	0.0006	0.990	0.092
<i>Ago/16</i>	0.192	0.622	0.710
<i>Oct/16</i>	0.0005	0.983	0.109
<i>Dic/16</i>	0.027	0.111	0.633
<i>Feb/17</i>	0.704	0.176	0.595
<i>Abr/17</i>	0.062	0.189	0.388
<i>Jun/17</i>	0.0027	0.029	0.017

Cuadro 33. P-valor de la prueba t de Student entre meses (seco y húmedo) para el pH.

Mes	p-valor	Media mes seco	Media mes húmedo
<i>Junio vs Octubre 2016</i>	0.8723	9.98	9.97
<i>Abril vs Junio 2017</i>	0.002	10.03	9.93

Cuadro 34. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la conductividad eléctrica.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
<i>Abr/16</i>	2.45 ⁻⁰⁹	0.519	0.604
<i>Jun/16</i>	0.0001	0.509	0.399
<i>Ago/16</i>	0.012	0.429	0.181
<i>Oct/16</i>	2.31 ⁻⁰⁸	0.005	0.083
<i>Dic/16</i>	0.0005	0.038	0.551
<i>Feb/17</i>	0.046	0.013	0.923
<i>Abr/17</i>	0.008	0.182	0.275
<i>Jun/17</i>	0.011	0.033	0.534

Cuadro 35. P-valor de la prueba t de Student entre meses (seco y húmedo) para la conductividad eléctrica.

Mes	p-valor	Media mes seco	Media mes húmedo
<i>Junio vs Octubre 2016</i>	2.79 ⁻¹⁰	27.4 dS m ⁻¹	49.2 dS m ⁻¹
<i>Abril vs Junio 2017</i>	0.0003	50.9 dS m ⁻¹	42.6 dS m ⁻¹

Cuadro 36. P-valor de la prueba Kruskal-Wallis entre tratamientos y de la prueba Mann-Whitney-Wilcoxon entre abril/2016 y abril/2017 para iones solubles.

	Mes	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Cl ⁻	SO ₄ ²⁻	NO ₃ ⁻	PO ₄ ³⁻	CO ₃ ²⁻	HCO ₃ ⁻
Kruskal-Wallis	<i>Abr/16</i>	0.003	0.006	0.033	0.12	0.007	0.003	-	-	0.002	0.007
	<i>Ago/16</i>	0.18	0.15	0.072	0.50	0.15	0.28	0.54	0.004	0.63	0.048
	<i>Dic/16</i>	0.01	0.008	0.035	0.046	0.006	0.042	-	-	0.048	0.167
	<i>Abr/17</i>	0.18	0.10	0.54	0.79	0.063	0.37	0.88	0.33	0.31	0.24
Mann-Whitney-Wilcoxon		0.66	1.09 ⁻⁶	<2.2 ⁻¹⁶	<2.2 ⁻¹⁶	2.76 ⁻⁶	0.0004	-	-	0.02	2.6 ⁻⁷

Cuadro 37. P-valor de la prueba Mann-Whitney-Wilcoxon entre zona con o sin barrera para iones solubles y relación de adsorción de sodio.

Mes	Na ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Cl ⁻	SO ₄ ²⁻	NO ₃ ⁻	PO ₄ ³⁻	CO ₃ ²⁻	HCO ₃ ⁻	RAS
<i>Abr/16</i>	1.6 ⁻⁷	5.5 ⁻⁷	2.2 ⁻⁵	0.0001	1.6 ⁻⁸	1.2 ⁻⁸	-	-	3.3 ⁻⁶	2.3 ⁻⁷	6.6 ⁻⁸
<i>Ago/16</i>	0.08	0.07	0.77	0.70	0.03	0.34	0.99	0.49	0.80	0.06	0.05
<i>Dic/16</i>	5.4 ⁻⁵	3.5 ⁻⁵	0.0007	0.004	2.3 ⁻⁵	0.0006	-	-	0.01	0.01	0.0001
<i>Abr/17</i>	0.04	0.009	0.01	0.11	0.002	0.42	0.92	0.18	0.42	0.46	0.12

Cuadro 38. P-valor de los análisis entre tratamientos y entre años para la relación de adsorción de sodio.

Mes	Kruskal-Wallis: Tratamientos	Mann-Whitney-Wilcoxon: abril/2016 y abril/2017
<i>Abr/16</i>	0.005	0.66
<i>Ago/16</i>	0.12	
<i>Dic/16</i>	0.008	
<i>Abr/17</i>	0.08	

Cuadro 39. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la humedad superficial.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
<i>Jun/16</i>	0.629	0.290	0.884
<i>Ago/16</i>	0.441	0.888	0.050
<i>Sep/16</i>	3.14 ⁻⁰⁶	0.031	0.300
<i>Oct/16</i>	< 2 ⁻¹⁶	0.0006	0.136
<i>Nov/16</i>	0.242	0.120	0.145
<i>Dic/16</i>	7.58 ⁻⁰⁸	0.002	0.062
<i>Ene/17</i>	1.3 ⁻¹²	0.017	0.149
<i>Feb/17</i>	< 2 ⁻¹⁶	0.290	0.001
<i>Mar/17</i>	5 ⁻¹¹	0.002	0.078
<i>Abr/17</i>	<2 ⁻¹⁶	0.260	0.254
<i>May/17</i>	3.38 ⁻⁰⁶	0.032	0.562
<i>Jun/17</i>	1.53 ⁻⁰⁶	0.700	0.196
<i>Jul/17</i>	0.001	0.689	0.165
<i>Sep/17</i>	0.015	0.030	0.675
<i>Oct/17</i>	< 2 ⁻¹⁶	0.0007	0.859
<i>Nov/17</i>	< 2 ⁻¹⁶	0.003	0.420
<i>Feb/18</i>	<2 ⁻¹⁶	0.216	0.269
<i>Abr/18</i>	<2 ⁻¹⁶	0.003	0.244

Cuadro 40. P-valor de la prueba t de Student entre meses secos con o sin riego, para la humedad superficial.

Periodo	p-valor	Media con riego (2016-2017)	Media sin riego (2017-2018)
<i>Octubre/16 a abril/17 vs Octubre/17 a abril/18</i>	< 2.2 ⁻¹⁶	29.2%	22.7%

Cuadro 41. P-valor de los análisis entre tratamientos y entre zonas para la tensión de agua en el suelo.

Periodo	Kruskal-Wallis: Tratamientos	Mann-Whitney-Wilcoxon: Zona con o sin barrera
<i>Abr/16-Feb/2018</i>	< 2.2 ⁻¹⁶	< 2.2 ⁻¹⁶

Cuadro 42. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la supervivencia de *Distichlis spicata*.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
<i>Abr/18</i>	1.0000	0.156	0.016

Cuadro 43. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos para la supervivencia de *Distichlis spicata*.

Mes	Zona	Abono	Dosis
<i>Abr/18</i>	Sin barrera	0.299	0.027
	Con barrera	0.006	0.212

Cuadro 44. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para cobertura de *D. spicata*.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
Jul/16	0.554	0.697	1.000
Ago/16	0.150	0.436	0.433
Sep/16	0.134	0.548	0.630
Oct/16	0.002	0.287	0.532
Nov/16	0.0001	0.374	0.886
Dic/16	6.08 ⁻⁰⁶	0.002	0.829
Ene/17	4.35 ⁻⁰⁷	0.087	0.250
Feb/17	0.011	0.225	0.827
Mar/17	0.001	0.619	0.478
Abr/17	0.0008	0.264	0.318
May/17	0.002	0.221	0.182
Jun/17	0.001	0.045	0.042
Jul/17	0.0007	0.078	0.034
Sep/17	3.37 ⁻⁰⁵	0.002	0.031
Oct/17	2.83 ⁻⁰⁵	0.005	0.032
Nov/17	0.0004	0.007	0.121
Feb/18	8.37 ⁻⁰⁶	0.012	0.012
Abr/18	2.86 ⁻⁰⁶	2.86 ⁻⁰⁶	0.546

Cuadro 45. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos por zona para cobertura de *D. spicata*.

Mes	Zona	Abono	Dosis
Oct/16	Sin barrera	0.703	0.140
	Con barrera	0.364	0.778
Nov/16	Sin barrera	0.466	0.706
	Con barrera	0.541	0.932
Dic/16	Sin barrera	0.066	0.098
	Con barrera	0.033	0.396
Ene/17	Sin barrera	0.563	0.001
	Con barrera	0.129	0.682
Feb/17	Sin barrera	0.657	0.068
	Con barrera	0.261	0.447
Mar/17	Sin barrera	0.828	0.022
	Con barrera	0.353	0.607
Abr/17	Sin barrera	0.849	0.020
	Con barrera	0.176	0.810
May/17	Sin barrera	0.545	0.015
	Con barrera	0.245	1.000
Jun/17	Sin barrera	0.129	0.001
	Con barrera	0.146	0.746
Jul/17	Sin barrera	0.044	0.0005
	Con barrera	0.233	0.765
Sep/17	Sin barrera	0.011	0.0002
	Con barrera	0.042	0.860
Oct/17	Sin barrera	0.019	0.0005
	Con barrera	0.067	0.906
Nov/17	Sin barrera	0.045	0.004
	Con barrera	0.098	0.552
Feb/18	Sin barrera	0.379	0.128
	Con barrera	0.019	0.770
Abr/18	Sin barrera	0.248	0.028
	Con barrera	0.041	0.310

Cuadro 46. P-valor del ANOVA de 2 (abono y dosis) y 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para densidad (número de plantas nuevas por m²).

Periodo	Barrera	Abono	Dosis
<i>Sep/16-Abr/18</i>	< 2.2 ⁻¹⁶	3.9 ⁻¹⁶	0.0004
	Sin barrera	5.93 ⁻¹³	0.0005
	Con barrera	7.85 ⁻⁶	0.06

Cuadro 47. P-valor de las pruebas Kruskal-Wallis y Mann-Whitney-Wilcoxon para C y N.

Mes	Variable	Barrera	Abono	Dosis
<i>Abril/16</i>	C total	0.97	1.9 ⁻¹²	1.1 ⁻⁰⁶
	N total	0.40	6.6 ⁻⁰⁷	1.9 ⁻⁰⁷
	CO	0.86	3.3 ⁻¹⁰	2.1 ⁻⁰⁶
	CI	0.97	1.03 ⁻⁰⁵	0.449
	CO/N	0.11	1.9 ⁻⁰⁹	0.06
<i>Abril/17</i>	C total	0.42	1.2 ⁻¹²	1.7 ⁻¹⁰
	N total	0.40	1.4 ⁻⁰⁷	1.2 ⁻⁰⁸
	CO	0.07	1.6 ⁻⁰⁷	2.6 ⁻⁰⁶
	CI	0.003	0.21	0.403
	CO/N	0.45	0.008	0.572
<i>Abril/18</i>	C total	0.03	7.6 ⁻⁰⁶	2.0 ⁻⁰⁸
	N total	0.20	0.001	4.5 ⁻⁰⁷
	CO	0.01	5.5 ⁻⁰⁶	8.9 ⁻⁰⁹
	CI	0.004	0.05	0.019
	CO/N	0.02	0.005	0.025
<i>Abr/16-Abr/17</i>	Δ CO	0.45	0.004	0.06
<i>Abr/17-Abr/18</i>	Δ CO	0.003	0.006	0.59

Cuadro 48. P-valor del ANOVA de 3 vías (barrera, abono y dosis) entre tratamientos para la emisión de CO₂.

Mes	Barrera	Abono	Dosis
<i>Abr/16</i>	8.6 ⁻⁰⁷	0.858	0.980
<i>Oct/16</i>	2.8 ⁻⁰⁸	0.958	0.05
<i>Abr/17</i>	0.081	0.912	0.05
<i>Oct/17</i>	0.142	0.853	0.841

Cuadro 49. P-valor del ANOVA de 2 vías (abono y dosis) entre tratamientos para la emisión de CO₂.

Mes	Zona	Abono	Dosis
<i>Abr/16</i>	Sin barrera	0.485	0.367
	Con barrera	0.998	0.567
<i>Oct/16</i>	Sin barrera	0.925	0.065
	Con barrera	0.564	0.217
<i>Abr/17</i>	Sin barrera	0.600	0.080
	Con barrera	0.526	0.443
<i>Oct/17</i>	Sin barrera	0.878	0.025
	Con barrera	0.589	0.023

Cuadro 50. P-valor de la prueba t de Student entre años para la emisión de CO₂.

Mes	p-valor	Media mes seco (abril)	Media mes húmedo (octubre)
<i>Abril vs Octubre 2016</i>	0.006	4.49 mg C-CO ₂ /m ² h	6.45 mg C-CO ₂ /m ² h
<i>Abril vs Octubre 2017</i>	0.043	6.50 mg C-CO ₂ /m ² h	8.70 mg C-CO ₂ /m ² h

Cuadro 51. P-valor de los análisis para la emisión de NH₃ al inicio del experimento.

Mes	Mann-Whitney-Wilcoxon: Zona con o sin barrera	Kruskal-Wallis: Dosis	Kruskal-Wallis: Abonos
<i>Abr/16</i>	0.03	0.07	4.5 ⁻⁵

Cuadro 52. Coeficiente de correlación de Spearman entre el CO₂ y la humedad del suelo. *Relación significativa (p < 0.001).

Gas	Mes	Humedad	CE
<i>CO₂</i>	<i>Abril 2016</i>	-0.05	0.43*
	<i>Octubre 2016</i>	0.45*	0.59*
	<i>Abril 2017</i>	-0.052	-0.11
	<i>Octubre 2017</i>	-0.047	-
<i>NH₃</i>	<i>Abril 2016</i>	0.24	0.209

Cuadro 53. Coeficiente de correlación de Spearman entre el CO₂ o NH₃ y el contenido de C y N del suelo. *Relación significativa (p = 0.002).

Gas	Mes	C total	N total	CI	CO	CO/N
<i>CO₂</i>	<i>Abril 2016</i>	0.1458	0.0988	0.0986	0.1263	0.0203
	<i>Abril 2017</i>	0.0493	-0.1561	0.1285	0.0047	0.1372
<i>NH₃</i>	<i>Abril 2016</i>	-0.0958	0.1694	-0.1702	-0.1221	-0.395*