



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DE LA TIERRA
INSTITUTO DE GEOLOGÍA

DINÁMICA DE LA MATERIA ORGÁNICA DEL SUELO BAJO CULTIVO
DE CEBADA (*Hordeum vulgare*): EFECTO DE COMPOSTA Y
BIOCARBÓN

T E S I S
QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS

P R E S E N T A:
DIANA ELISA JIMÉNEZ DE SANTIAGO

TUTOR PRINCIPAL:
DRA. CHRISTINA D. SIEBE GRABACH (INSTITUTO DE GEOLOGÍA, UNAM)

MIEMBROS DEL COMITÉ TUTOR:
DR. JORGE D. ETCHEVERS BARRA (COLEGIO DE POSTGRADUADOS CAMPUS
MONTECILLO)
DR. WOLF-ANNO BISCHOFF (UNIVERSITÄT HOHENHEIM)

MÉXICO DF. SEPTIEMBRE, 2015



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Agradecimientos

Al Posgrado en Ciencias de la Tierra con sede en el Instituto de Geología, por abrirme sus puertas y facilitar los medios para este trabajo.

Al proyecto Papiit IN221613-3 por el apoyo financiero para llevar a cabo este proyecto.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por los recursos económicos para el estudio de la maestría.

Al posgrado UNAM por su apoyo para la realización de una estancia de Investigación.

A la Dra. Christina Siebe por su guía y apoyo incondicional como tutora y como ser humano. Muchas gracias por el camino que hemos compartido antes, durante y después de la realización de este trabajo. Gracias por compartir sus conocimientos en todos los momentos de la tesis, es un honor haber formado parte de su equipo.

A los integrantes del H. Jurado: Dra. Silke Cram, Dra. Mariela Fuentes, Dr. Jorge Etchevers y Dr. Julio Campo. Gracias por dedicar un poco de su tiempo a atender este trabajo. Gracias por los acertados consejos y recomendaciones, sus sugerencias han sido una parte fundamental en el camino de aprender a hacer ciencia.

Al Dr. Wolf-Anno Bischoff por sus recomendaciones durante el desarrollo del trabajo como parte del comité tutor.

Al laboratorio de química ambiental de suelos dirigido por la MC Kumiko Shimada y a los técnicos Lucero López y Roberto Cabrera (†), por su invaluable apoyo, asesoría y facilidades para realizar los análisis de suelo.

Al MC Arturo Sánchez González por compartir sus conocimientos y tenerme paciencia durante los análisis de espectroscopía de infrarrojo.

A la MC Iris Suárez Quijada por las facilidades y asistencia técnica durante el experimento en instalaciones del invernadero del Departamento de Edafología.

A la familia y amigos por estar presentes en todo momento.

Dedicataria

A **Pau Roy (1985-2014)**. Et dedico aquest treball, tu més que ningú sap l'esforç poc o massa que ha representat dur-lo a terme i sense tu res d'això no hagués sigut possible. Sempre fent-me costat, en tot lo bo i tot lo dolent, que no hi ha dia que no et trobi a faltar. Espera'm allà on siguis per a escalar més lluny i més alt.

I'm into the wild... cap a tu.

Índice general

| | |
|---|-----------|
| Resumen | 11 |
| Abstract | 12 |
| 1. Introducción | 13 |
| 2. Marco Teórico | 15 |
| 2.1. Materia Orgánica del Suelo | 15 |
| 2.1.1. Composición de la MOS | 16 |
| 2.1.2. Proceso de descomposición de la MOS | 20 |
| 2.1.3. Factores que influyen en la descomposición de la MOS | 21 |
| 2.2. Mejoradores orgánicos | 23 |
| 2.2.1. Composta | 24 |
| 2.2.2. Biocarbón | 29 |
| 2.2.3. Efecto de la aplicación de diferentes tipos de materia orgánica al suelo. | 34 |
| 2.3. Cebada (<i>Hordeum vulgare</i> L.), generalidades del cultivo | 40 |
| 3. Objetivos | 41 |
| 3.1. General | 41 |
| 3.2. Particulares | 41 |
| 4. Hipótesis | 41 |
| 5. Materiales y métodos | 42 |
| 5.1. Diseño del experimento en el invernadero | 44 |
| 5.1.1. Preparación del sustrato y establecimiento del cultivo de cebada en invernadero | 45 |
| 5.2. Evaluación de la respuesta del cultivo indicador (cebada) | 46 |
| 5.3. Análisis de suelo | 46 |
| 5.3.1. Análisis físicos y químicos | 46 |
| 5.4. Evaluación de la calidad de la MOS mediante espectroscopía de infrarrojo con la transformada de Fourier (FT-IR) | 48 |
| 5.5. Análisis estadísticos | 49 |
| 6. Resultados | 50 |
| 6.1. Supervivencia, altura y biomasa de la cebada en mejoradores orgánicos con suelo Solonchak | 50 |
| 6.1.1. Supervivencia de la plantas | 50 |
| 6.1.2. Altura de la planta | 51 |

| | | |
|-------------|---|------------|
| 6.1.3. | Biomasa | 52 |
| 6.2. | Supervivencia, altura y biomasa de la cebada en mejoradores orgánicos con suelo Regoso I | 53 |
| 6.2.1. | Supervivencia de las plantas | 53 |
| 6.2.2. | Altura de la planta | 54 |
| 6.2.3. | Biomasa | 55 |
| 6.3. | Cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo en función del tipo de mejorador | 56 |
| 6.3.1. | Análisis físicos y químicos | 56 |
| 6.4. | Evaluación de la calidad de la materia orgánica mediante el análisis del C con espectroscopía FT-IR en los diferentes sustratos utilizados | 61 |
| 7. | Discusión | 73 |
| 7.4. | Cambios en las propiedades físicas y químicas del SLO en función de los diferentes sustratos utilizados | 73 |
| | pH y conductividad eléctrica (CE) | 73 |
| | N, C y relación C:N | 74 |
| | Fósforo | 76 |
| | Capacidad de intercambio catiónico | 76 |
| | Capacidad máxima de retención de agua (CMRA) | 77 |
| 7.5. | Cambios en las propiedades físicas y químicas del RGO en función de los diferentes sustratos utilizados | 78 |
| | pH y conductividad eléctrica (CE) | 78 |
| | Nitrógeno (N), Carbono (C) y relación C:N | 79 |
| | Fósforo (P) | 80 |
| | Capacidad de intercambio catiónico (CIC) | 80 |
| | Capacidad máxima de retención de humedad (CMRA) | 82 |
| 7.6. | Evaluación de la calidad de la materia orgánica en el suelo mediante FTIR | 82 |
| 7.7. | Supervivencia, altura y biomasa de la cebada: consideraciones generales del efecto de la aplicación de mejoradores orgánicos | 86 |
| 7.8. | Supervivencia, altura y biomasa del cultivo de cebada en mejoradores orgánicos con suelo Solonchak | 87 |
| 7.9. | Supervivencia, altura y biomasa del cultivo de cebada en mejoradores orgánicos con suelo Regosol | 88 |
| 8. | Conclusiones | 90 |
| 9. | Recomendaciones | 91 |
| 10. | Bibliografía | 92 |
| 11. | Anexos | 102 |

| | | |
|-------|--|-----|
| 11.1. | Valores promedio y desviación estándar de los diversos análisis físicos y químicos | 102 |
| 11.2. | Análisis estadístico | 106 |
| 11.3. | Análisis de la calidad de la materia orgánica del suelo con FT-IR | 107 |

Índice de Figuras

| | | |
|------------|---|----|
| Figura 1. | Composición de la materia orgánica del suelo en un suelo fértil. Adaptado de: Pankhurst <i>et al.</i> , 1997. | 17 |
| Figura 2. | Modelo del humus del suelo con algunas de sus propiedades generalizadas. Adaptado de Harrison, 2008. | 19 |
| Figura 3. | Comportamiento típico del tiempo de descomposición del mantillo. Adaptado de Luo, 2006..... | 21 |
| Figura 4. | Elementos del proceso de compostaje. Adaptado de Epstein (1997)..... | 25 |
| Figura 5. | Temperatura de una pila de composta de residuos municipales con aireación forzada. Adaptado de Harrison, 2008. | 26 |
| Figura 6. | Estructura dinámica molecular del carbono negro derivado de la biomasa de plantas (biocarbón) a través de un gradiente de temperatura de carbonización y representación esquemática de las cuatro categorías propuestas de carbón y sus fases individuales. (A) Características físicas y químicas de las fases orgánicas. (B) Composición del carbón inferida del análisis gravimétrico. Las contribuciones relativas a temperaturas superiores a 700°C son estimadas. Adaptado de Keiluweit <i>et al.</i> , 2010..... | 31 |
| Figura 7. | Ubicación del invernadero del Instituto de Geología de la UNAM. | 42 |
| Figura 8. | Diseño del experimento ensayado en cada tipo de suelo (SLO y RGO). Las dosis aplicadas de cada uno de los mejoradores orgánicos están expresadas en % (v/v). R1, R2 y R3 son las repeticiones para cada uno de los tratamientos. CCM: composta de residuos orgánicos domésticos de la planta de compostaje de la ciudad de México, CUNAM: composta de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria, BIO: biocarbón de residuos de jardinería..... | 44 |
| Figura 9. | Valores promedio y desviación estándar para la variable de supervivencia (%) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Solonchak mezclado con diferentes tipos de mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la supervivencia al comparar ambas fechas. | 50 |
| Figura 10. | Valores promedio y desviación estándar para la variable de altura (cm) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en los tratamientos con el suelo Solonchak y diferentes tipos de mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la altura al comparar ambas fechas. | 51 |
| Figura 11. | Valores promedio y desviación estándar para la variable biomasa (g*maceta ⁻¹) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Solonchak | |

| | |
|---|----|
| mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la biomasa al comparar ambas fechas..... | 52 |
| Figura 12. Valores promedio y desviación estándar para la variable de supervivencia (%) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la supervivencia de las plantas al comparar ambas fechas..... | 53 |
| Figura 13. Valores promedio y desviación estándar para la variable altura (cm) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la altura de las plantas al comparar ambas fechas. | 54 |
| Figura 14. Valores promedio y desviación estándar para la variable biomasa ($g \cdot maceta^{-1}$) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la biomasa de plantas al comparar ambas fechas. | 55 |
| Figura 15. Valores promedio y desviación estándar para la prueba de pH del suelo para: A) Solonchak y, B) Regosol, mezclados con diferentes mejoradores orgánicos. Antes del cultivo (T0, círculos blancos) y a los 88 días (T1, círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, en el SLO ($p < 0.0001$) y el RGO ($p = 0.0019$). | 56 |
| Figura 16. Valores promedio y desviación estándar para la prueba de CE ($dS \cdot m^{-1}$) del suelo mezclados con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$ | 57 |
| Figura 17. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de N total ($mg \cdot g^{-1}$) los tratamientos de suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$ | 57 |
| Figura 18. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de P ($mg \cdot l^{-1}$) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) que finalizó el cultivo. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$ | 58 |
| Figura 19. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de C total (%) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días (T1), SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$ | 59 |
| Figura 20. Valores promedio y desviación estándar para la relación C:N en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días. SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$ | 59 |
| Figura 21. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de CIC ($cmol_{(+) } \cdot kg^{-1}$) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Antes (círculos blancos) y al final del cultivo, 88 días | |

| | | |
|------------|---|----|
| | (círculos negros). Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLOp= 0.0514 RGO p<0.0001. | 60 |
| Figura 22. | Valores promedio y desviación estándar para el análisis de la Capacidad Máxima de Retención de Agua (%) en los suelos mezclados con diferentes mejoradores orgánicos, antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) que finalizó el cultivo. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días (T1), SLOp<0.0001 RGO p<0.0001. | 60 |
| Figura 23. | Espectros FT–IR correspondientes a los diferentes tipos de suelo. Las líneas verticales negras indican bandas de absorción de enlaces de grupos funcionales presentes en el suelo. Los valores en negro corresponden a las bandas que coinciden para ambos suelos, Solonchak (SLO) y Regosol (RGO). | 62 |
| Figura 24. | Espectros FT–IR correspondientes a los diferentes mejoradores orgánicos. Las líneas verticales indican las bandas de absorción características en cada uno de los mejoradores: composta de la Ciudad de México (CCM), composta con residuos de jardinería de la universidad (CUNAM) y biocarbón con residuos de jardinería (BIO). Los valores en negro corresponden a las bandas que coinciden en los tres mejoradores o solo en la composta. | 63 |
| Figura 25. | Espectros FT–IR correspondientes a los diferentes tratamientos del SOLONCHAK. De abajo hacia arriba se observan los diferentes tipos de mejoradores (CCM, CUNAM, BIO, respectivamente) y las combinaciones de las diferentes dosis en T0 y T1. | 66 |
| Figura 26. | Espectros FT–IR correspondientes a los diferentes tratamientos del REGOSOL. De abajo hacia arriba se observan los diferentes tipos de mejoradores (CCM, CUNAM, BIO, respectivamente) y las combinaciones de las diferentes dosis en T0 y T1. | 68 |
| Figura 27. | Cambios relativos en función del tiempo (T1 – T0) de la relación de diferentes bandas de absorción asociadas a los principales grupos químicos presentes en la materia orgánica. C- aromático/ C-alifático, C- aromático /C-polisacáridos, C- aromático /N-amida, C- aromático /C-ACar, C-ACar /C-alifático y C-ACar /C-polisacáridos (1650/2930, 1650/1100, 1650/1560, 1650/1430, 1600/2930 y 1600/1040, respectivamente).En las figuras de la parte superior se muestran los resultados obtenidos en el suelo SLO y, en la parte inferior los obtenidos en el RGO; con cada uno muestra a los mejoradores orgánicos y sus diferentes dosis..... | 71 |

Índice de cuadros

| | |
|--|-----|
| Cuadro 1. Rendimientos típicos de producción de biocarbón (con base en madera seca) obtenidos de diferentes tipos de pirólisis de madera (Adaptado de IEA bioenergy-34; Libra <i>et al.</i> , 2011). | 30 |
| Cuadro 2. Propiedades químicas del suelo Regosol vítrico utilizado en el experimento. (Siebe <i>et al.</i> , 2015.) | 42 |
| Cuadro 3. Propiedades químicas del suelo Solonchak glei-mólico utilizado en el experimento (Fernández, 2006). Los valores con un asterisco al costado derecho (*) corresponden a análisis realizados por la autora de este trabajo. | 43 |
| Cuadro 4. Características de los diferentes mejoradores orgánicos utilizados. En el caso de la CE, el paréntesis al lado derecho indica la relación suelo: agua del análisis. | 44 |
| Cuadro 5. Valores de las longitudes de onda y su grupo funcional asociado encontradas en espectros de suelo y mejoradores orgánicos antes de preparar las mezclas de los tratamientos. | 61 |
| Cuadro 6. Relación de grupos químicos y su banda de absorción correspondiente, característicos de compostas y biocarbones. | 69 |
| Cuadro 15. Valores promedio y desviación estándar de pH para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 102 |
| Cuadro 16. Valores promedio y desviación estándar de CE para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 103 |
| Cuadro 17. Valores promedio y desviación estándar de fósforo (P mg*kg ⁻¹) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 103 |
| Cuadro 18. Valores promedio y desviación estándar de la Capacidad de intercambio catiónico (CIC cmol ₍₊₎ *kg ⁻¹) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 104 |
| Cuadro 19. Valores promedio y desviación estándar de carbono total (C tot %) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 105 |
| Cuadro 20. Valores promedio y desviación estándar de nitrógeno total (N tot %) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1). | 105 |
| Cuadro 21. Resultados de la comparación de medias del suelo SLO para diferentes análisis químicos y físicos, utilizando la prueba de diferencia mínima significativa (DMS), $\alpha=0.05$ | 106 |
| Cuadro 22. Resultados de la comparación de medias del suelo RGO para diferentes análisis químicos y físicos, utilizando la prueba de diferencia mínima significativa (DMS), $\alpha=0.05$ | 106 |
| Cuadro 29. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, CCM. | 107 |
| Cuadro 30. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, CUNAM. | 107 |
| Cuadro 31. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, BIO. | 107 |
| Cuadro 32. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, CCM. | 108 |
| Cuadro 33. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, CUNAM. | 108 |
| Cuadro 34. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, BIO. | 109 |

Índice de abreviaturas

| | |
|------------------------------|--|
| ACar | Ácido carboxílico |
| Al | Aluminio |
| BIO | Biocarbón |
| C | Carbono |
| C:N | Relación Carbono: Nitrógeno |
| Ca ²⁺ | Calcio |
| CaCl ₂ | Cloruro de calcio |
| CCM | Composta Ciudad de México |
| CE | Conductividad Eléctrica |
| CIC | Capacidad de Intercambio Catiónico |
| Cl | Cloro |
| CO ₂ | Dióxido de carbono |
| CCM | Composta producida por el gobierno de la Ciudad de México |
| CMRA | Capacidad máxima de retención de agua |
| CSA | Compuestos orgánicos Solubles en Agua |
| CUNAM | Composta producida en la Universidad Nacional Autónoma de México |
| FT-IR | Espectroscopia de infrarrojo con la Transformada de Fourier |
| H ⁺ | Hidrógeno |
| Icar | Ion carboxilato |
| K ⁺ | Potasio |
| KBr | Bromuro de potasio |
| KCl | Cloruro de potasio |
| Mg ²⁺ | Magnesio |
| MOS | Materia orgánica del suelo |
| N | Nitrógeno |
| N ₂ O | Óxido nitroso |
| Na ⁺ | Sodio |
| NH ₄ ⁺ | Amonio |
| O | Oxígeno |
| P | Fósforo |
| pH | Potencial de hidrógeno |
| RGO | Regosol |
| RSM | Residuos sólidos municipales |
| S ²⁻ | Azufre |
| SLO | Solonchak |
| TMR | Tiempo medio de residencia |
| UNAM | Universidad Nacional Autónoma de México |
| Zn ²⁺ | Zinc |

Resumen

Las grandes ciudades producen diariamente una gran cantidad de residuos orgánicos. Los residuos orgánicos generados en casa o en jardinería, pueden ser procesados y transformados en mejoradores orgánicos. Éstos son útiles para rehabilitar suelos que se encuentran degradados, tanto los agrícolas como los urbanos. La interacción entre diferentes tipos de mejoradores orgánicos y el suelo ha sido escasamente estudiada en la Ciudad de México, si se toma en cuenta a los suelos característicos del área y los mejoradores producidos localmente. El objetivo de este trabajo fue analizar los efectos de la aplicación de tres mejoradores orgánicos en dos tipos de suelo con características contrastantes, a través del estudio de algunas propiedades físicas y químicas de los suelos, así como del análisis espectroscópico de la materia orgánica, con un cultivo indicador de cebada (*Hordeum vulgare* L.) bajo condiciones de invernadero. Los mejoradores orgánicos fueron: composta producida con residuos orgánicos de la ciudad de México (CCM), composta producida con residuos de jardinería de la UNAM (CUNAM) y biocarbón producido con residuos de jardinería de la UNAM (BIO). Los suelos utilizados fueron un Regosol vítrico proveniente del Parque Ecológico de la Ciudad de México y un Solonchak gley-mólico proveniente del ex lago de Texcoco. Las compostas fueron aplicadas en dosis de 0, 25 y 50 % v/v y el biocarbón en dosis de 0, 10 y 20 % v/v. Se realizaron mediciones de las siguientes variables de respuesta del cultivo a los 30 y a los 88 días después de su siembra: supervivencia, altura y producción de biomasa seca de las plantas. Las propiedades físicas y químicas evaluadas del suelo fueron: capacidad máxima de retención de agua (CMRA), pH, conductividad eléctrica (CE), fósforo (P), capacidad de intercambio catiónico (CIC), nitrógeno (N) y carbono (C) total y, relación C:N. También se utilizó la espectroscopia de infrarrojo con la transformada de Fourier (FT-IR) para analizar cambios en la calidad de la materia orgánica del suelo con la aplicación de los mejoradores orgánicos. Los análisis físicos, químicos y espectroscópicos se realizaron antes de la siembra del cultivo y a los 88 días.

Los resultados del invernadero señalan que las plantas se desarrollaron mejor con ambas compostas (CUNAM y CCM) que con el BIO. Ambas compostas incrementaron el contenido de N y P, mejoraron la CIC y promovieron una baja relación C:N en el suelo. El alto pH y la CE de la CCM afectaron significativamente la disponibilidad de N y P, e incrementaron el contenido de sales, por ello la respuesta del cultivo de cebada fue menor, sobretodo en el suelo con problemas de salinidad (SLO). Por otro lado, la adición de BIO mejoró la CMRA, aumentó el reservorio de C en el suelo, pero el aporte de N y P fue mínimo. La técnica de FT-IR mostró que los tratamientos con CCM tuvieron mayor abundancia de polisacáridos y grupos carboxílicos que los tratamientos con CUNAM y, en los tratamientos donde se aplicó BIO el grupo químico dominante fue el C aromático. Lo anterior refleja la influencia del material de origen y el proceso de producción de los mejoradores orgánicos. Se concluyó que el uso de compostas como la CCM aumenta el contenido de nutrientes pero su uso está limitado en dosis y su aplicación a sitios sin problemas de sales; el BIO resulta adecuado si se desea mejorar las propiedades físicas del suelo e incrementar el reservorio de C estable en el suelo. Finalmente, el uso de la CUNAM es más efectivo en la mejora de las propiedades del suelo y en el desarrollo del cultivo.

Abstract

Big cities produce daily a large amount of organic waste. The organic waste generated at home or by gardening, can be processed and transformed into organic amendments. It can improve degraded agricultural and urban soil. The interaction between different types of organic amendments and soil of distinct type has been poorly studied in Mexico City, particularly considering soils of the area and organic amendments produced locally. The aim of this study was to evaluate the effects of the application of three organic amendments on two soil types with contrasting characteristics, by analyzing some physical and chemical soil properties and by spectroscopic measurements of the soil organic matter. The soils were cultivated with a barley crop in a greenhouse pot experiment. The organic amendments were: compost produced from organic waste from Mexico City (CCM), compost produced with gardening residues from UNAM (CUNAM) and biochar produced with gardening residues from UNAM (BIO). The soils used were: a vitric Regosol from the Ecological Park of Mexico City and, a gley-mollic Solonchak from the former Lake Texcoco. The composts were applied at rates of 0, 25 and 50 % v/v and the biochar at rates of 0, 10 and 20 % v/v. The following crop response variables were measured at 30 and 88 days after seeding: plant survival, plant height and dry biomass production. The physical and chemical soil properties evaluated were: pH, electrical conductivity (EC), phosphorus (P), nitrogen (N), total carbon (C), C:N ratio, cation exchange capacity (CIC) and maximum water retention capacity (CMRA). Finally, infrared spectroscopy was used with Fourier transform (FT-IR) for analyzing changes in soil organic matter quality after the application of the organic amendments. Physical, chemical and spectroscopic analyzes were performed before planting and after 88 days.

The results indicated that greenhouse plants grew better with additions of both composts than with additions of BIO. Both composts increased the content of N and P, CIC improved and promoted a low C: N in the soil but, the high pH and EC of the CCM significantly affected the availability of N and P, and increased salt content, causing barley to grow less well, especially in the saline soil (SLO). Furthermore, the addition of BIO improved the MRCA, increased soil C reservoir, but the increase in N and P contents was minimal. The FT-IR technique showed that CCM treatments had higher abundance of polysaccharides; the CUNAM had large amounts carboxylic groups and, the BIO treatments had dominantly C aromatic groups. The conclusions drawn from the experiment are the following: the use of CCM compost increases the nutrient content but the application dose is limited by salt content and it also should be applied on sites without salinity problems. BIO is suitable if soil physical properties want to be improved and the C reservoir is meant to increase. Finally, the use of CUNAM is more effective in improving the properties of soil and to enhance crop development.

1. Introducción

En las grandes ciudades el manejo de la basura (los residuos sólidos urbanos) es un asunto muy importante por las cantidades de residuos que se generan diariamente. Se estima que el promedio de basura generada por persona es de 1 kg diario (Pomares y Canet, 2001). Siendo así, la zona metropolitana de la ciudad de México genera 22,000 Mg·día⁻¹ de residuos. De acuerdo con datos de la Secretaría del Medio Ambiente del Distrito Federal (2010) y del Plan verde Ciudad de México (2012), solamente el Distrito Federal genera en promedio 12,500 Mg·día⁻¹ de residuos sólidos urbanos, de los cuales cerca del 50 % son de origen orgánico (INEGI, 2011). La principal fuente generadora de residuos son los domicilios, seguida del comercio y, los llamados servicios diversos y controlados. Con la publicación de la Ley de Residuos Sólidos en 2003, el Gobierno del Distrito Federal inició una serie de actividades encaminadas a lograr una gestión integral de los residuos. Las estrategias y lineamientos para su instrumentación se integran en el Programa de Gestión Integral de los Residuos Sólidos (PGIRS) 2009-2014, a través de acciones concretas.

Los residuos pueden ser transformados y aplicados como mejoradores de suelo. Una forma de transformar los residuos orgánicos es mediante el proceso de compostaje. La composta es la descomposición aerobia parcialmente controlada, a través de la cual residuos orgánicos de composición altamente heterogénea son transformados en material humificado, disminuyendo el volumen de residuos y su toxicidad (EPA, 1994; Epstein, 1997; Zmora-Nahum *et al.*, 2007; Komilis y Tziouvaras, 2009; Ferreira *et al.*, 2010; Fornes *et al.*, 2012). La adición de composta al suelo tiene muchos beneficios: mejora las propiedades físicas, químicas y biológicas del mismo, crea un medio apropiado para el crecimiento de las plantas, permite la retención a largo plazo de nutrientes y reduce la actividad de sustancias potencialmente tóxicas. En la Ciudad de México, existen 12 plantas de compostaje activas (Rodríguez y Córdova, 2006), una de ellas es la planta de tratamiento de residuos orgánicos de Bordo Poniente, localizada a un costado del relleno sanitario del mismo nombre dentro de terrenos federales pertenecientes al ex-lago de Texcoco. La composta producida en esta planta es aplicada a los parques y jardines de la ciudad (Rodríguez y Córdova, 2006). También algunas instituciones de educación superior cuentan con plantas de compostaje. Tal es el caso de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) que procesa los residuos de jardinería de sus áreas verdes. Otra forma de transformación de residuos sólidos urbanos es el biochar (en inglés) o biocarbón. El biocarbón se obtiene de la descomposición térmica de diversos tipos de material orgánico en condiciones de muy poco o ausencia de oxígeno a temperatura relativamente baja (< 700 °C) o pirólisis (Lehmann y Joseph, 2009; Zheng *et al.*, 2010). Está compuesto esencialmente de C, ordenado en láminas aromáticas policondensadas en cristales pequeños turboestráticos y de espacios intercalados (Keiluweit *et al.*, 2010). Es producido para ser aplicado al suelo con la finalidad de mejorar sus propiedades físicas, químicas y biológicas, aumentar el almacenamiento temporal de C e incrementar la productividad de los cultivos (Glaser *et al.*, 2002; Lehmann y Joseph, 2009). Desde la perspectiva ambiental, el manejo correcto de la adición exógena de materia orgánica al suelo se sustenta en dos principales aspectos: por un lado,

en el aumento eficiente del contenido de Materia Orgánica del Suelo (MOS) y una adecuada liberación de nutrientes minerales acorde a la demanda de la planta para mejorar su productividad; por otro, en aumentar el almacenamiento de formas estables de C en el suelo (Glaser *et al.*, 2002; Lehmann y Joseph, 2009; Turrión *et al.*, 2012). Para ello es necesario y muy importante conocer la dinámica de la mineralización y la eficiencia del secuestro de C en suelos donde se aplica materia orgánica (Turrión *et al.*, 2012).

Ante este escenario, el objetivo general de este trabajo fue evaluar los efectos de la aplicación de tres mejoradores orgánicos sobre dos tipos de suelo con características contrastantes, en algunas propiedades físicas, químicas y espectroscópicas de la materia orgánica del suelo, con un cultivo indicador en condiciones de invernadero. Los objetivos particulares fueron: 1) evaluar la respuesta del cultivo indicador (cebada) a la aplicación de tres tipos de mejoradores orgánicos (composta y biocarbón). La evaluación se realizó mediante tres variables en el cultivo: supervivencia, altura de planta y producción de biomasa; 2) medir los cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo en dos fechas, en función del tipo y dosis de mejorador orgánico utilizado; 3) evaluar la calidad de la materia orgánica del suelo después de la aplicación de mejoradores orgánicos mediante el análisis del C con espectroscopia FT-IR. Para ello se estableció un cultivo indicador de cebada (*Hordeum vulgare*) en condiciones de invernadero en dos tipos de suelo del área metropolitana de la Ciudad de México (Solonchak y Regosol). Los mejoradores orgánicos que se aplicaron fueron: a) una composta producida en la planta procesadora de residuos orgánicos bordo poniente (CCM), b) una composta (CUNAM) y, c) un biocarbón (BIO), los dos últimos producidos con residuos de la planta de compostaje de la Universidad Nacional Autónoma de México. Los tratamientos se basaron en la dosis de aplicaron al suelo: 0, 25 y 50 % v/v de composta y, 0, 10 y 20 % v/v de biocarbón. En invernadero se evaluaron tres variables: la supervivencia, la altura y la biomasa seca de las plantas a los 30 y 88 días después de la siembra. En las muestras de suelo se analizó pH, conductividad eléctrica (CE), capacidad de intercambio catiónico (CIC), N total, C total, P, la capacidad máxima de retención de agua (CMRA) y se calculó la relación C:N. Estas características se emplearon para evaluar cambios en las propiedades del suelo. Finalmente, se analizaron espectros de infrarrojo obtenidos mediante la espectroscopia de infrarrojo de la transformada de Fourier (FT-IR) para evaluar la calidad de la materia orgánica.

2. Marco Teórico

2.1. Materia Orgánica del Suelo

La Materia Orgánica del Suelo (MOS) es un componente altamente heterogéneo de la fase sólida del suelo (Grego y Lagomarsino, 2008). Se define como la suma de todo el material orgánico de origen biológico, natural y térmicamente alterado que se encuentra en el suelo o en su superficie, excluyendo la parte aérea de las plantas vivas (Baldock y Nelson, 1999). La composición y estructura de la MOS varía ampliamente de acuerdo con el material precursor que incluye desde materiales frescos sin descomponer, parcialmente descompuestos, subproductos de la descomposición hasta productos completamente transformados como el humus (Osman, 2013). La descomposición de la MOS produce cinco principales productos: el dióxido de carbono (CO_2), el calor o la energía, el agua, los nutrientes para las plantas y el humus del suelo (Power y Prasad, 1997).

La MOS representa una pequeña parte comparada con el componente mineral del suelo, sin embargo, ejerce una fuerte influencia en sus propiedades, en el funcionamiento y en la magnitud de varios procesos llevados a cabo por los ecosistemas (Baldock y Nelson; 1999). Además, es uno de los factores más importantes responsables de la fertilidad, la producción de cultivos así como la protección de la contaminación, ayuda a prevenir la erosión, la degradación y la desertificación del suelo (Senesi *et al.*, 2007). Las funciones de la MOS que afectan las propiedades del suelo se clasifican en tres grandes grupos: biológicas, físicas y químicas, aunque existen fuertes interacciones entre ellas (Baldock y Nelson; 1999). La MOS tiene la función biológica de actuar como reservorio de energía metabólica, fuente de macronutrientes, estimulación e inhibición de las actividades enzimáticas, crecimiento de las plantas, desarrollo microbiano y resiliencia del ecosistema. Sus funciones físicas son la estabilización de la estructura del suelo, la retención de agua, la baja solubilidad y el color. Finalmente, las funciones químicas se refieren a su efecto en la capacidad de intercambio catiónico, capacidad amortiguadora y pH, quelatación con metales e interacciones con xenobióticos.

Desde el punto de vista biológico, la MOS provee la energía metabólica necesaria para los procesos biológicos de los microorganismos; los cuales transforman los nutrientes de formas orgánicas a inorgánicas. Una vez que estos son transformados tienen dos vías, pueden inmovilizarlos y utilizarlos en la síntesis de tejidos microbianos o pueden mineralizarlos y liberarlos a la solución del suelo una vez que las demandas internas de N sean satisfechas. Al ser fuente de nutrientes, aumenta el desarrollo de poblaciones microbianas, estimula e inhibe las actividades enzimáticas por la absorción y desorción de sustancias húmicas y sus impactos en las propiedades bioquímicas de la pared celular, la membrana celular y/o el citoplasma. El impacto de la MOS en el crecimiento de las plantas se observa en el incremento de la tasa de germinación de la semilla, crecimiento de brotes, raíces y biomasa. Por otro lado, el aumento del reservorio de MOS y el respectivo aumento de nutrientes pueden mejorar la capacidad de un ecosistema para

recuperarse después de perturbaciones naturales o antropogénicas, es decir, lo hacen más resiliente (Baldock y Nelson; 1999).

Desde la perspectiva de las funciones físicas de la MOS, ésta mejora la estructura del suelo tiene como efecto secundario la unión de partículas individuales y la formación agregados más estables que a su vez, mejoran la capacidad de retención de agua en el suelo. La MOS puede absorber hasta 20 veces su masa en agua y mantenerla disponible para las plantas. Este es un efecto directo que depende de la estructura del suelo y la geometría de los poros. Indirectamente, disminuye la pérdida de nutrientes por lixiviación a través del perfil de suelo. Además, el color oscuro que aporta la MO al suelo puede alterar sus propiedades térmicas (Baldock y Nelson; 1999).

Finalmente, desde el punto de vista químico, la MOS mejora la retención de cationes en el suelo por su alta carga, contribuyendo de 25–90 % en los suelos minerales. En suelos ligeramente ácidos y ligeramente alcalinos, la MOS puede actuar como un amortiguador del pH del suelo. Por un lado, debido a la diversidad de grupos funcionales y por otro, debido a la presencia de grupos funcionales débilmente ácidos en las moléculas orgánicas del suelo que pueden actuar como pares ácido/base conjugados presentes en la MOS. La quelatación de la MOS con metales forma complejos estables que mejoran la disolución de los minerales del suelo, reduce las pérdidas de micronutrientes, el potencial de toxicidad de los metales y mejora la disponibilidad del fósforo. Al mismo tiempo, puede alterar la biodegradabilidad, la actividad y persistencia de los pesticidas en los suelos (Baldock y Nelson; 1999).

2.1.1. Composición de la MOS

Los componentes de la MOS han sido estudiados por diferentes autores (Theng *et al.*, 1989; Stevenson, 1994; Brown y Doube, 2004). Por un lado, se puede clasificar en componentes vivos y no vivos, con propiedades físico – químicas altamente variables (Figura 1). Los componentes vivos son los residuos frescos y los componentes no transformados de distintos tipos de biomasa, y representan el 15 % de la MOS; mientras que los componentes no vivos son los animales muertos, el mantillo, las raíces muertas y las células desprendidas, los exudados, el humus, el carbón inerte y la macro-materia orgánica, y representan el 85 % de la materia orgánica (Brown y Doube, 2004). Por otro lado, Stevenson (1994) clasificó los componentes de la MOS no viva en seis grandes grupos: mantillo, fracción ligera, biomasa microbiana, compuestos orgánicos solubles en agua, enzimas y humus estable.

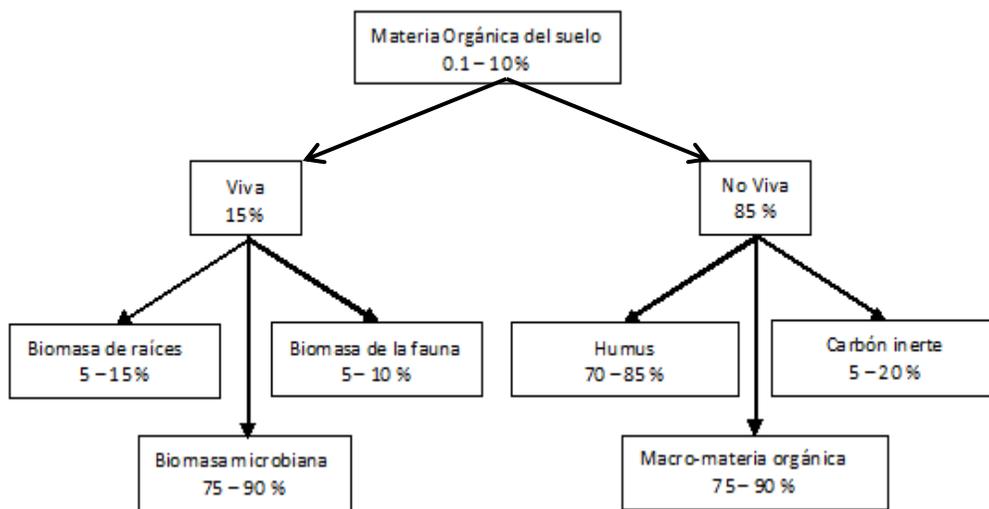


Figura 1. Composición de la materia orgánica del suelo en un suelo fértil. Adaptado de: Pankhurst *et al.*, 1997.

Mantillo. Es la cantidad de biomasa transferida de las plantas vivas a los reservorios de la superficie del suelo por unidad de tiempo (Luo, 2006). La calidad de los diferentes tipos de mantillo se refleja en cuánta energía, C y nutrientes puede proveer el mantillo a los organismos involucrados en su descomposición (Ball, 2006). La tasa de descomposición del mantillo varía en función de la calidad del material. Químicamente, el mantillo que es fácilmente degradable indica una alta calidad de sus componentes, pero el que es difícilmente degradable indica una baja calidad de sus componentes. (Zech *et al.*, 1997; Ball, 2006).

Fracción ligera. Consiste de residuos de plantas y animales en contacto con el suelo que están de ligera a moderadamente descompuestos, pero todavía son reconocibles (Stevenson, 1994; Zech *et al.*, 1997), y por ello es fuente potencial de nutrientes para el crecimiento de las plantas (Stevenson, 1994). El carácter lábil de la fracción ligera es importante por una alta concentración de N con respecto al C orgánico del suelo. Contribuye al reservorio de N disponible para las plantas, especialmente si su relación C:N es menor a 20 (Sollins *et al.*, 1984; Graham, 1999). Es también una fuente importante de C y energía para los microorganismos debido a que no se encuentra protegida por las arcillas de la fracción mineral del suelo (Janzen *et al.*, 1992). La proporción de material en la fracción ligera varía en función de la estación del año, de las características del suelo, de la vegetación, de la cantidad y calidad de mantillo (Stevenson, 1994; Zech *et al.*, 1997; Wang y Wang, 2011).

Biomasa microbiana. El orden en abundancia se puede expresar de la siguiente manera: bacterias > actinomicetos > hongos > algas > protozoos > nemátodos (Stevenson, 1994). La biomasa juega un doble papel en el suelo, primero como un agente para la descomposición del mantillo y liberación de nutrientes y segundo como un reservorio lábil de nutrientes. Los microorganismos obtienen C y

energía para degradar el mantillo del suelo (Stevenson, 1994; Ball, 2006; Luo, 2006). Actúan mediante la descomposición; la mezcla e incorporación de los productos fragmentados al suelo y la secreción de exoenzimas, que convierten las macromoléculas en productos solubles que pueden ser absorbidos y metabolizados por otros microorganismos (Swift *et al.*, 1979; Luo, 2006). Por otro lado, la biomasa microbiana es más lábil y se descompone más rápido que la materia orgánica no viva, por lo que la proporción de C y N residual de la biomasa en el suelo disminuye conforme avanza la descomposición (Zech *et al.*, 1997). La actividad de los microorganismos en la mayoría de los suelos, está ampliamente restringida a la rizósfera, debido a los mayores suministros de C disponible (Zech *et al.*, 1997) y es un indicador sensible de los cambios de la MOS, dado que responde rápidamente a las alteraciones en la vegetación o al cambio de uso y manejo del suelo (Saffigna *et al.*, 1989; Luo, 2006; Wei *et al.*, 2006).

Compuestos orgánicos solubles en agua (CSA). Representan una pequeña parte de la MOS y son considerados la forma más activa del C en el suelo (Qualls *et al.*, 1991; Kalbitz *et al.*, 2005). Los compuestos lábiles del mantillo y los exudados de las raíces, como los carbohidratos o los compuestos ricos en N, son considerados fuentes primarias de CSA (Qualls *et al.*, 1991; Gregorich *et al.*, 2003; Kalbitz *et al.*, 2005). Las diferencias en cantidad y calidad del mantillo y los exudados de raíces explican en parte, los efectos del tipo de vegetación sobre las concentraciones de CSA (Wang y Wang, 2011). Los CSA tienen un efecto importante en las tasas de mineralización de la materia orgánica (Miltner y Zech 1998; Kalbitz y Kaiser, 2008) desde el punto de vista de la nutrición de las plantas como fuente de nutrientes y desde el punto de vista ambiental reducen la concentración de metales biodisponibles por medio de quelatación (Qualls *et al.*, 1991; Stevenson, 1994; Miltner y Zech 1998). Los CSA pueden formar quelatos con algunos minerales tipo arcilla y con los óxidos e hidróxidos de hierro (Fe), lo cual permite que se establezcan y aumenten su tiempo de residencia en la matriz del suelo (Kalbitz *et al.*, 2005).

Enzimas. Las enzimas son producidas por plantas, animales y microorganismos (Stevenson, 1994; Aon y Colaneri, 2001; Aon *et al.*, 2001). Algunas de ellas están asociadas directamente con la producción de células, otras son sintetizadas y secretadas extracelularmente por los microorganismos (Aon y Colaneri, 2001). A pesar de sus relativas bajas concentraciones, toda la actividad bioquímica y los procesos relacionados del estado microbiano, así como las condiciones físico-químicas del suelo dependen o están relacionadas con la abundancia y diversidad de enzimas (Stevenson, 1994; Pascual *et al.*, 1998; Aon *et al.*, 2001; Luo, 2006). Éstas desempeñan un papel importante en el mantenimiento del ciclo de nutrientes en el suelo a través de la transformación de los materiales precursores de materia orgánica (Stevenson, 1994; Aon *et al.*, 2001). Ejemplos de enzimas secretadas por microorganismos son las deshidrogenasas, ureasa, fosfatasa y β -glucosidasa, que actúan sobre la biomasa microbiana, el N, P, C y S (Pascual *et al.*, 1998; Aon *et al.*, 2001). Por su importancia, son utilizadas como un índice de la actividad microbiana, así como de calidad de manejo sustentable del suelo (Pascual *et al.*, 1998; Aon y Colaneri, 2001; Aon *et al.*, 2001). Un mayor contenido de humus está relacionado con una mayor

concentración de enzimas (Stevenson, 1994), aunque también tiende a acumularse en aquellos sitios donde las exoenzimas no pueden destruir fácilmente los restos orgánicos (Luo, 2006).

Humus estable. Es una mezcla de polímeros (sustancias húmicas) con estructura altamente irregular y compleja (Stevenson, 1994; Sposito, 2008), producto final de la degradación de la MOS y del metabolismo microbiano. La Figura 2 muestra un modelo generalizado del humus del suelo. Las sustancias húmicas se asocian a diversos compuestos orgánicos de relativamente bajo peso molecular para formar asociaciones dinámicas estabilizadas por las interacciones hidrofóbicas y los puentes de hidrógeno (H) (Sutton y Sposito, 2005). Entre sus constituyentes se encuentran principalmente ácidos orgánicos de bajo peso molecular, compuestos alifáticos, aromáticos, ácidos carboxílicos, y enzimas extracelulares (Swift *et al.*, 1979; Stevenson, 1994; Ball, 2006; Luo, 2006; Harrison, 2008). Otras sustancias no húmicas que también se encuentran en el humus son la lignina, los taninos, las ceras, los pigmentos, así como varios tipos de polisacáridos y pectinas. Estos últimos compuestos son atribuidos al reservorio lábil de la MOS, al menos en sitios donde los procesos biológicos no son restringidos (Theng *et al.*, 1989).

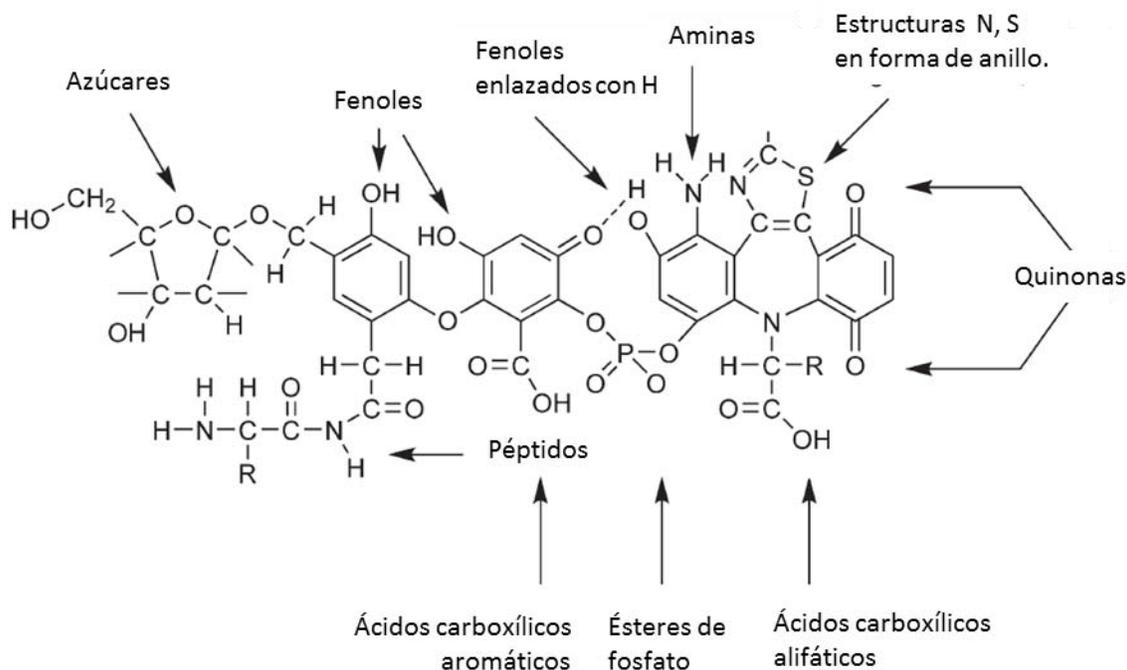


Figura 2. Modelo del humus del suelo con algunas de sus propiedades generalizadas. Adaptado de Harrison, 2008.

La degradación microbiana de la MOS y la formación del humus es el proceso a través del cual se estimula la actividad enzimática (Swift *et al.*, 1979; Baldock y Nelson, 1999) y se mineralizan nutrientes útiles para las plantas como N, P y S, que son liberados a la solución del suelo (Sposito, 2008). Las sustancias húmicas pueden estar envueltas en el transporte y posterior concentración de sustancias minerales; traer consigo xenobióticos orgánicos y elementos traza en las aguas

naturales; juegan un papel importante en la reducción de la toxicidad de algunos metales pesados para los organismos acuáticos (Cu^{2+} , Al^{3+}); actúan como agentes oxidantes o reductores dependiendo de las condiciones ambientales y aumentan la capacidad de sorción del suelo (Stevenson, 1994; Baldock y Nelson, 1999).

El contenido de humus en los suelos varía sistemáticamente con el clima. Por ejemplo, las bajas temperaturas disminuyen o paralizan la actividad microbiana, principalmente de las bacterias, mientras que una alta precipitación mantiene el suelo saturado de agua, que también inhibe la actividad microbiana aerobia. Ambas condiciones favorecen la acumulación de C (Oades, 1988; Sposito, 2008), su estabilización química, o ambas, mediante asociaciones con minerales u otras sustancias (Oades, 1988).

La biogeoquímica del humus es muy importante para el ciclo del C porque el humus almacena alrededor de cuatro veces la cantidad de C que se encuentra en la biósfera terrestre y es el mayor depósito estable de C orgánico en el planeta (Sposito, 2008; Grego y Lagomarsino, 2008). La estabilidad del C en el suelo se determina con el Tiempo Medio de Residencia (TMR) de las sustancias húmicas en el suelo. El TMR se calcula a partir del análisis de ^{14}C y se reportan valores de TMR del humus en un amplio rango que abarca de 250 hasta 1900 años (Stevenson, 1994; Hari y Kumala, 2008; Rabbi *et al.*, 2013). Partiendo de la alta estabilidad del humus en el suelo, en el marco del cambio climático, Lal (2008) señala a los procesos naturales de fotosíntesis y conversión de CO_2 atmosférico en biomasa, humus y otros componentes de la biósfera terrestre como uno de los tres principales tipos de secuestro de carbono.

2.1.2. Proceso de descomposición de la MOS

Ball (2006) se refiere a la descomposición como un proceso complejo con muchos pasos secuenciales y simultáneos que abarca una alteración química, fragmentación física y liberación de nutrientes asociada al metabolismo lento de residuos orgánicos recalcitrantes con altos contenidos de lignina o polifenoles. Otros autores la describen como la transformación progresiva de los materiales orgánicos de origen biológico que se encuentran en el suelo o en su superficie (sin considerar la parte aérea de las plantas vivas) en compuestos inorgánicos mediante una serie de reacciones bioquímicas (Baldock y Nelson, 1999). Estas reacciones son producto de la actividad de la biota del suelo, mediante un proceso complejo de ciclos repetidos de ingestión–excreción y de los cuales obtienen energía y nutrientes durante el proceso (Stevenson, 1994; Adl, 2003). La descomposición raramente resulta en una completa mineralización de los compuestos orgánicos (Ball, 2006) y produce dos efectos: por una parte se acumulan compuestos recalcitrantes (formación de humus) y por otra, se provee una fuente estable de nutrientes solubles en la solución del suelo, se libera CO_2 , agua y otros gases (Aerts, 1997; Adl., 2003).

El proceso de descomposición se clasifica de acuerdo a los microorganismos involucrados o al estado de descomposición de la MO fresca. Swift *et al.* (1979), Aerts (1997) y Adl (2003) se refieren a descomposición de recursos primarios y secundarios. Los recursos primarios son los

restos de los diferentes tejidos de plantas, los recursos secundarios son los residuos de animales, microorganismos, tejidos microbianos y heces (Swift *et al.*, 1979).

La Figura 3 muestra que la tasa de descomposición de diferentes compuestos de la MO fresca a lo largo del tiempo es variable. La masa restante de la MO fresca disminuye con el tiempo y su tasa de descomposición varía con la calidad de los residuos y la temperatura (Swift *et al.*, 1979; Ball, 2006). Los compuestos fácilmente degradables son consumidos en las primeras etapas del proceso mientras que aquellos compuestos más recalcitrantes tienen una tasa de descomposición más lenta (Luo, 2006). En general, después de los primeros 2 años del 20 al 80 % de los residuos orgánicos frescos incorporados al suelo son convertidos en MOS (Adl, 2003).

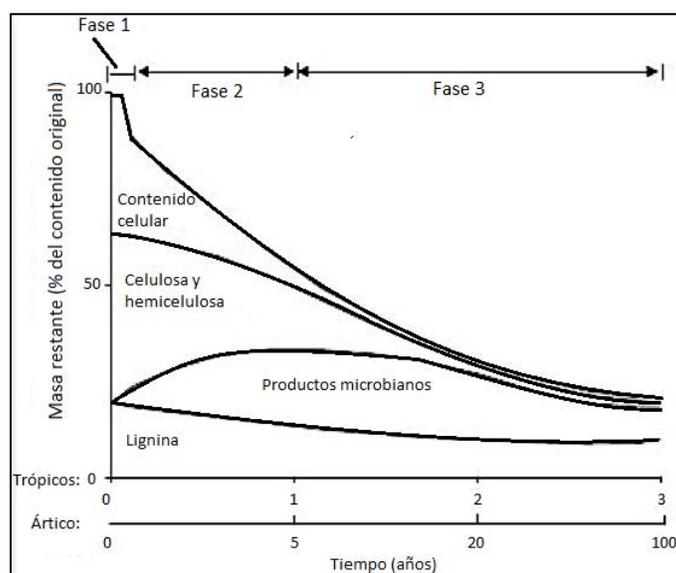


Figura 3. Comportamiento típico del tiempo de descomposición del mantillo. Adaptado de Luo, 2006.

2.1.3. Factores que influyen en la descomposición de la MOS

Como se ha venido señalando, la tasa de descomposición de la MOS depende en gran medida de la calidad y cantidad de las entradas de residuos orgánicos al suelo (Bot y Benítez, 2005). La calidad de los residuos orgánicos determina su potencialidad para degradarse, por ejemplo los componentes solubles de los recursos primarios se transforman más rápido, seguidos de las paredes celulares de polisacáridos y finalmente los compuestos de lignina. En la calidad de los residuos orgánicos también influye la relación entre la cantidad de compuestos orgánicos lábiles y los compuestos recalcitrantes o inhibitorios en los tejidos y estructura de las plantas (Swift *et al.*, 1979; Stevenson, 1994; Ball, 2006).

La relación C:N es la cantidad relativa de C presente en el suelo en proporción a la cantidad de N. Sin embargo, no indica las formas de C y N presentes, simplemente la cantidad total. Dependiendo

de la cantidad de estos dos elementos, la fauna microbiana puede mineralizar o inmovilizar el N, por lo cual, la relación C:N permite inferir cuál de los dos procesos va a ocurrir (Thompson y Throe, 2002). Los materiales con una relación C:N inferior a 20 se descomponen más rápido, dando lugar a la rápida mineralización del N, ya que son materiales ricos en N y, bajos en lignina y polifenoles. Por otro lado, cuanto mayor a 20 sea la relación C:N, disminuye la velocidad de mineralización, dando lugar a la inmovilización del N. En la mineralización, la fauna microbiana respira el C liberando CO₂, utiliza parte del N en su metabolismo y en la producción de tejidos, dejando el resto disponible en el suelo para ser asimilado por las plantas. En la inmovilización, los organismos almacenan el N en sus tejidos, reduciendo la cantidad de N disponible en el suelo y afectando el desarrollo de las plantas (Thompson y Throe, 2002; Wolf y Snyder, 2003; Ball, 2006). Conforme avanza la descomposición de la MOS, el contenido de N en el suelo disminuye y el C permanece en estructuras químicas de difícil asimilación, por lo que la relación C:N aumenta, dando lugar a bajas tasas de mineralización (Bot y Benites, 2005; Osman, 2013).

La tasa de descomposición de la MOS y la cantidad de humus formado también se relacionan con el contenido y liberación de nutrientes a partir de los residuos orgánicos (Wolf y Snyder, 2003; Seiter y Horwath, 2004; Osman, 2013). La MOS sirve como medio para almacenar nutrientes, entre ellos N, P y S, a corto y largo plazo. Cuanto mayor sea la relación de los nutrientes con el C, más lenta será su tasa de liberación a la solución del suelo (Wolf y Snyder, 2003). Diversos autores (Swift *et al.*, 1979; Sánchez *et al.*, 1997; Isaac y Nair, 2005; Mkhabela y Warman, 2005) reportan que el N y P son inmovilizados al principio de la descomposición y liberados hacia el final del proceso; mientras que el K es liberado de forma continua durante todo el proceso.

La humedad del suelo es un factor regulado por el clima, el cual influye en la descomposición de la MOS. Por un lado, regula la actividad de la mayoría de los organismos descomponedores (macro y microorganismos) y por otro lado, promueve la producción de biomasa (Swift *et al.*, 1979; Isaac y Nair, 2005; Ryan y Law 2005). En general, la época de lluvias fomenta la actividad microbiana y la época de secas la ralentiza (Isaac y Nair 2005; Ryan y Law 2005). Un aumento del contenido de humedad del suelo favorece la producción de biomasa, la generación de residuos y el alimento para la biota del suelo, acumulando materia orgánica humificada. El exceso de humedad o su completa escasez, alteran el balance agua-aire en el suelo, la actividad microbiana y la tasa de mineralización de la MOS. El contenido de agua a la capacidad de campo del suelo (alrededor de 60 %) fomenta la máxima actividad microbiana (Bot y Benites, 2005). Por ejemplo, Orchard y Coork (1983) estudiaron la respuesta de la actividad microbiana en un suelo franco limoso a diferentes contenidos de humedad y eventos de rehumedecimiento mediante las tasas de respiración del suelo. Encontraron que la respiración microbiana fue mayor en los suelos con mayor humedad y que el rehumedecimiento de los suelos produjo un rápido aumento de la respiración.

De los componentes del clima se considera que la temperatura, precipitación y evapotranspiración media anual son importantes en la descomposición de la MOS (Aerts, 1997; Bot y Benites, 2005; Davidson y Janssens, 2006). El clima influye en la descomposición de los residuos orgánicos en el

suelo, debido a que es el principal regulador de la biodiversidad de comunidades de animales y, del metabolismo de bacterias y hongos. La descomposición es favorecida en climas cálidos-húmedos y en suelos bien aireados, comparadas con los climas fríos y/o secos.

Zhang y colaboradores (2008) analizaron los resultados de 70 estudios en alrededor de 110 sitios diferentes, para identificar los factores que influyen en la descomposición del mantillo (geográficos, climáticos y de calidad del mantillo). Estos autores concluyeron que la calidad los residuos orgánicos es la que regula en forma directa e importante la descomposición del mantillo a escala global, además de la relación entre la tasa de descomposición del mantillo con la combinación de los factores clima, relación C:N y nutrientes totales. Otros factores también son las características minerales del suelo, el pH, la presencia de sustancias inhibitoras y la acción humana (Stevenson, 1994; Labrador, 1996; Admunson, 2001; Fernández y Leyva, 2003; Adl, 2003; Ball, 2006; Luo, 2006; Osman, 2013). Sin embargo, Saynes *et al.* (2005) evaluaron la actividad microbiana en dos regiones (húmeda y seca) con una marcada estacionalidad en bosques tropicales secos de México y encontraron que las fracciones activas de la MOS variaron dependiendo de los detalles de la precipitación total anual, considerándola una fuerza motriz en el estado y la dinámica del C a nivel regional.

2.2. Mejoradores orgánicos

Los mejoradores orgánicos son todos aquellos residuos de origen animal y vegetal que al ser aplicados al suelo mejoran sus características físicas, químicas y biológicas; aumentan el reservorio de C orgánico del suelo y mantienen y/o aumentan la productividad de los cultivos, (SAGARPA, 2013; Senesi *et al.*, 2007; Ryals *et al.*, 2014). Son una alternativa a los fertilizantes inorgánicos que ha venido incrementando en los últimos años (Goyal *et al.*, 1999) y una manera útil para mantener, incrementar o restaurar los contenidos de materia orgánica en suelos orgánicamente pobres o empobrecidos, con el fin de reducir la degradación, erosión, desertización y la contaminación del suelo (Mondini *et al.*, 2007; Senesi *et al.*, 2007).

Existen diferentes tipos de mejoradores orgánicos que pueden ser aplicados al suelo, entre los que se encuentran los estiércoles, compostas, vermicompostas, mejoradores verdes, residuos de cosechas, aguas residuales, sedimentos orgánicos. Una clase distinta de materiales carbonáceos son los biocarbones, que son residuos orgánicos polarizados, que también se agregan al suelo como mejoradores. Las características de cada abono orgánico dependen del material de origen y de su proceso de producción. La aplicación al suelo produce cambios positivos en las propiedades físicas, químicas y biológicas del mismo (Bowden, 2006; Ryals *et al.*, 2014; SAGARPA, 2013). La materia orgánica agregada al suelo mediante la incorporación de mejoradores influencia directamente y benéficamente la fertilidad del suelo, su composición y la actividad de los microorganismos (Crecchio *et al.*, 2004) y con ello la dinámica de mineralización y humificación. Esta última determina la eficiencia de secuestro de carbono en el suelo (Turrión *et al.*, 2012).

A continuación se describen con mayor detalle las propiedades de los dos tipos de mejoradores que se probaron en el presente estudio, es decir, de la composta y el biocarbón.

2.2.1. Composta

La composta es la descomposición aerobia parcialmente controlada a través de la cual, residuos orgánicos de composición altamente heterogénea son transformados en material humificado, disminuyendo el volumen de residuos y su toxicidad (EPA, 1994; Epstein, 1997; Zmora-Nahum *et al.*, 2007; Komilis y Tziouvaras, 2009; Ferreira *et al.*, 2010; Fornes *et al.*, 2012).

Los materiales que se pueden compostear son todos aquellos que tienen un origen biológico, desde madera y papel hasta estiércol o residuos de cocina (Epstein, 1997). La incorporación de diferentes tipos de material a la composta asegura fuentes suficientes de C y N para los microorganismos y fomenta la porosidad para evitar un proceso anaerobio. El composteo de residuos orgánicos y su aplicación como mejoradores de suelo ha recibido una mayor atención en años recientes en aplicaciones agrícolas así como en proyectos de remediación. Por lo anterior es producida a escala industrial permitiendo la disposición de grandes cantidades de residuos a bajos costos (Giusquiani *et al.*, 1995; Lazcano *et al.*, 2008). Esta estrategia es una opción atractiva para las ciudades donde se tiene la necesidad de tratar y disponer vastas cantidades de residuos orgánicos (Zmora-Nahum *et al.*, 2007).

2.2.1.1. Proceso de compostaje

El compostaje es un proceso dominado por la actividad de los microorganismos que dependen de los nutrientes, del agua (H₂O) y del oxígeno (Poincelot, 1975; Hoitink y Fahy, 1986; Epstein, 1997). La Figura 4 muestra un esquema de los elementos que intervienen en el proceso de compostaje. En el centro de la figura se observa la materia orgánica y sus principales componentes. Las flechas que se dirigen hacia el centro representan los factores que influyen en el proceso, las que salen del centro son los productos del proceso. A una mayor cantidad de microorganismos, más rápida será la descomposición de los residuos orgánicos, comenzando por los materiales más fáciles de descomponer como los carbohidratos y azúcares. Los productos de salida pueden clasificarse en dos tipos. Por una parte están el CO₂ y el H₂O que son productos de la actividad de los microorganismos, por otra parte está la composta *per se*, que consiste en materiales más o menos estables y maduros parecidos al humus, generalmente de color oscuro y apariencia franca (Hoitink y Fahy, 1986; Ferreira *et al.*, 2010).

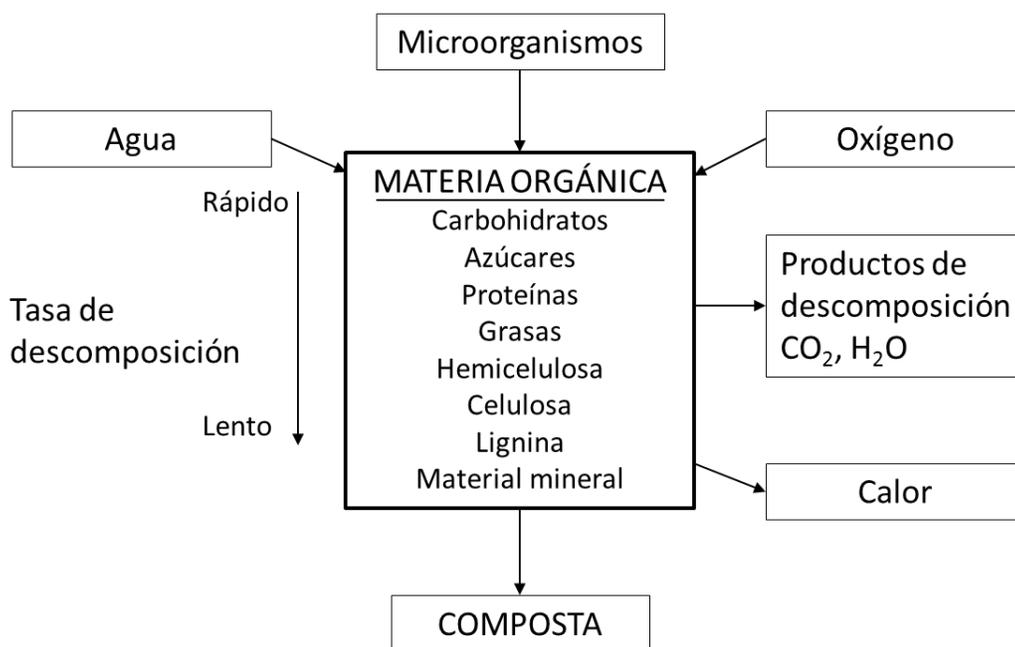


Figura 4. Elementos del proceso de compostaje. Adaptado de Epstein (1997).

El proceso de compostaje consta de tres fases (Hoitink y Fahy, 1986; Climent *et al.*, 1996; Bueno *et al.*, 2008): mesófila, termófila y maduración. En la Figura 5 se han separado las tres fases en diferente color y se muestra la relación entre los días de compostaje y la temperatura de la composta. Cuando se colocan los residuos en la pila de compostaje, éstos se encuentran a temperatura ambiente. En la fase mesófila, que sucede entre los 20 y los 44 °C, el pH se vuelve más ácido (pH 4.5 – 5.0) debido a la producción de ácidos orgánicos de cadena corta por las bacterias mesófilas que colonizan los materiales y consumen la mayoría de compuestos fácilmente degradables como carbohidratos y proteínas (Poincelot, 1975; Climent *et al.*, 1996; Bueno *et al.*, 2008). La fase termófila se caracteriza por un aumento rápido de temperatura, usualmente en dos o tres 3 días, que se estabiliza a 60 – 70 °C por varios días o semanas, dependiendo del tipo de residuos y de la adecuada aireación que se provea a la pila de compostaje (Maynard, 2000; Day y Shaw, 2001; Sullivan y Miller, 2001). En esta fase, las bacterias termófilas, principalmente, llevan a cabo reacciones de oxidación, aumentando la temperatura y el pH (7.5 – 8.5) de la pila de compostaje (Climent *et al.*, 1996; Gray *et al.*, 1973). Dichas bacterias inicialmente descomponen las proteínas y los carbohidratos no celulósicos y eventualmente atacan los lípidos, las fracciones de hemicelulosa, ácidos orgánicos y aromáticos (Hoitink y Keener, 1993; Day y Shaw, 2001). Durante esta fase es muy importante mantener la temperatura a más de 60°C para eliminar los diversos patógenos (Mohee *et al.*, 2008). En la fase de maduración el pH disminuye y se estabiliza, disminuye la temperatura así como la tasa de descomposición. En esta fase, desaparecen las bacterias termofílicas, incrementan las bacterias mesofílicas, los actinomicetos y los hongos mesofílicos (Hoitink y Fahy, 1986; Climent *et al.*, 1996; Maynard, 2000; Sullivan y Miller, 2001; Day y Shaw, 2001). Los compuestos orgánicos más recalcitrantes se descomponen lentamente de igual

forma como sucede en el suelo (Fornes *et al.*, 2012), dando lugar a compuestos similares al humus del suelo (Maynard, 2000; Day y Shaw, 2001; Harrison, 2008).

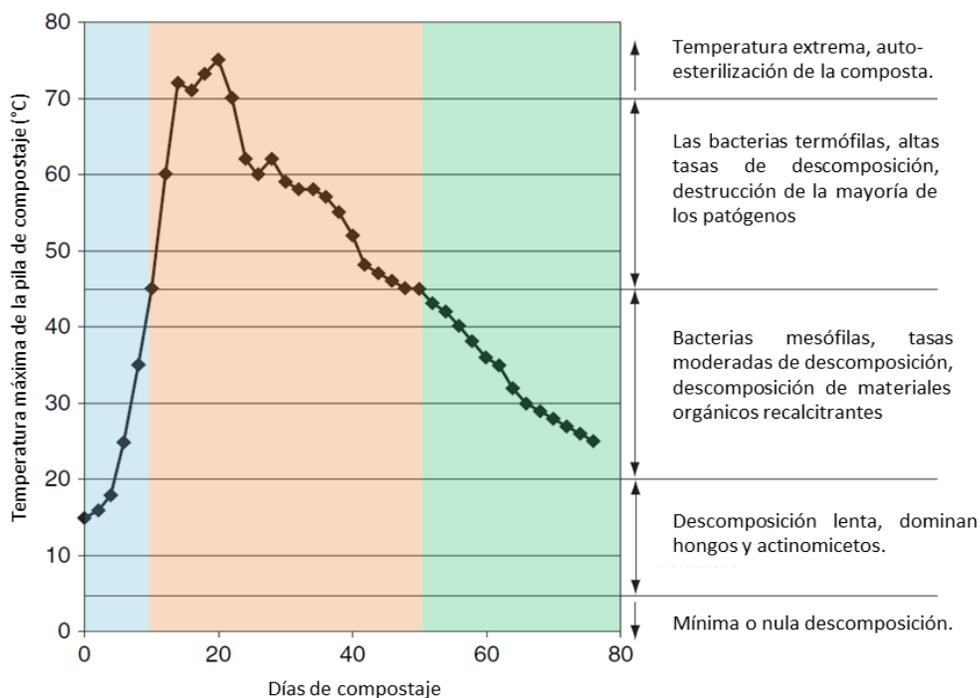


Figura 5. Temperatura de una pila de composta de residuos municipales con aireación forzada. Adaptado de Harrison, 2008.

No existe una única forma para producir composta, pero si puede acelerarse el proceso y hacerlo más eficiente (Maynard, 2000). Para un adecuado compostaje hay diferentes aspectos bioquímicos y microbiológicos que controlan el tiempo de maduración de la composta (Poincelot, 1975). Los principales factores que influyen en el compostaje son el oxígeno y la humedad (Epstein, 1997) seguidos de la temperatura; pero ésta es resultado de la actividad de los microorganismos. Otros factores que también influyen son: pH, el contenido de nutrimentos y de contaminantes y el grado de trituración (Poincelot, 1975; Hoitink y Fahy, 1986; Epstein, 1997). Estos factores interactúan entre sí, por lo que no pueden separarse unos de otros para definir claras relaciones de causa y efecto.

2.2.1.2. Factores que influyen en el proceso de compostaje

Oxígeno y aireación. El compostaje es un proceso aerobio y por ello requiere oxígeno para la adecuada conversión de carbohidratos en CO₂ y H₂O (Jakobsen, 1995; Maynard, 2000). La aireación debe ser periódica y varía en función del material composteado (Epstein, 1997; Guo *et al.*, 2012). Una aireación excesiva disminuye la temperatura de la composta y la tasa de descomposición; mientras que la falta de aireación produce condiciones anaerobias de

descomposición, produciendo malos olores y gases dependiendo su concentración (Schulze, 1962; Epstein, 1997; Maynard, 2000; Guo *et al.*, 2012).

Humedad. La humedad es resultado de la actividad microbiana y la oxidación biológica de la materia orgánica (Epstein, 1997). El contenido óptimo se encuentra entre 50 – 60 % para permitir el paso del aire a través del espacio poroso (Poincelot, 1975). Cuando la humedad sobrepasa el 60 %, los poros se llenan de agua y el aire es desplazado, creando una condición anaerobia. Si la humedad cae por debajo del 45 % por volumen, la falta de humedad produce la pérdida de N en forma de amoníaco (NH_3). Tanto el exceso como la falta de humedad disminuyen la actividad bacteriana, reduciendo la tasa de velocidad de composteo (Maynard, 2000).

Temperatura. La temperatura juega un rol importante en el proceso de compostaje y al mismo tiempo es una función del proceso (Epstein, 1997). Su impacto más importante está en la actividad microbiana; las fases de composteo, descritas anteriormente, están en función de los cambios de temperatura (Figura 5). La temperatura esteriliza parcialmente la composta, ya que las altas temperaturas de la fase termófilas hacen inviables a las semillas de maleza y matan a los patógenos (Hoitink *et al.*, 1997; Maynard, 2000; Mohee *et al.*, 2008). Sin embargo, el exceso de temperatura (>70 °C) deriva en el desarrollo de microorganismos híper termófilos, matando a los microorganismos termófilos, disminuyendo la diversidad y la tasa de descomposición microbiana (Poincelot, 1975; Suler y Finstein, 1977). Las temperaturas menores a 20 °C frenan el crecimiento microbiano y, por tanto, la transformación de los materiales (Moreno y Mormeneo, 2008).

pH. El pH de la pila de compostaje cambia a través de las fases de producción debido a la actividad de los microorganismos. La actividad metabólica de los microorganismos presentes en la pila de compostaje condiciona variaciones en los valores de pH, que a su vez dependen en gran medida del valor de pH de las materias primas. Las bacterias prefieren pH entre 6 – 7.5 mientras que los hongos se desarrollan en valores de pH entre 5.5 – 8 (Moreno y Mormeneo, 2008). El control adecuado del pH permite la liberación de ácidos orgánicos en las primeras etapas de descomposición y un producto final con pH hacia valores ligeramente alcalinos (pH 7.5 – 8.5) (Gray *et al.*, 1973). La aplicación de encalado aumenta el pH de la composta y facilita la pérdida de N-NH_3^+ por volatilización (Michel *et al.*, 1993; Maynard, 2000).

Nutrientos. La característica química más importante de los sustratos es su composición elemental. El N, el P y el C, son los nutrientes más importantes que requieren los organismos para su metabolismo en el proceso del compostaje. Durante dicho proceso, la mayor parte del N es inmovilizada por los microorganismos, los compuestos de N insoluble son degradados a formas solubles antes de ser utilizados por los microorganismos. El NH_4^+ es producido por la desaminación oxidativa de los aminoácidos de la proteína. La mayor parte del N es sintetizada en la fracción de proteína, la cantidad de aminoácidos se vuelve constante debido a la síntesis y la degradación concurrente después de 100 días o más. El nitrato comienza a formarse a expensas del nitrógeno orgánico soluble y a continuación, se puede lixiviar o en menor grado puede ser desnitrificado por bacterias (Michel *et al.*, 1993; Epstein 1997). El C es oxidado por los microorganismos para

producir energía y parte de éste es liberado en forma de CO₂ con la respiración de los microorganismos (Epstein, 1997). A medida que el proceso de compostaje se desarrolla, disminuye la emisión de CO₂ porque disminuye la actividad metabólica y el C disponible. Dependiendo de la calidad de los residuos orgánicos con los que se produzca la composta, el C será susceptible en mayor o menor medida a la mineralización (Poincelot, 1975; Epstein 1997; Maynard, 2000). La relación C:N también influye en el proceso de compostaje. El valor óptimo es 30: 1. Si la relación C:N es baja, el N puede perderse en forma de NH₃⁺ debido a que los microorganismos no tienen la capacidad para procesar todo el nitrógeno, y relaciones más amplias disminuyen la tasa de descomposición de los residuos orgánicos (Poincelot, 1975; Maynard, 2000).

Control de patógenos. La erradicación de los patógenos de los residuos orgánicos es muy importante porque evita su propagación a los cultivos a los que se aplique la composta (Hoitink y Fahy, 1986; Hoitink *et al.*, 1997). El control de patógenos se relaciona con la temperatura de la fase termófila (55 – 70 °C) durante el proceso de compostaje (Hoitink *et al.*, 1997; Maynard, 2000 y Mohee *et al.*, 2008). Bollen (1985) señala que durante el compostaje, los patógenos pueden eliminarse por: a) exposición a altas temperaturas, b) liberación de productos tóxicos durante o después del proceso y, c) el antagonismo microbiano en las zonas de temperatura no letales durante el proceso de compostaje.

2.2.1.3. Calidad de la composta

La composta es el producto final del proceso de compostaje. Es un material de apariencia homogénea, de textura franca, de color oscuro, sin trozos reconocibles del material original, y que no debe estar caliente al tacto (Poincelot 1975; Maynard, 2000). Contiene compuestos lentamente degradables, productos intermedios de descomposición y paredes celulares muertas de microorganismos (Chefetz *et al.*, 1998).

La calidad de la composta se define con base en el grado de madurez y la estabilidad (Pullicino *et al.*, 2007). La madurez se refiere a la utilidad de la composta para el crecimiento de los cultivos por la presencia o ausencia de sustancias fitotóxicas (Poincelot, 1975; Zucchini *et al.*, 1981; Hue y Liu, 1995; Sullivan y Miller, 2001; Pullicino *et al.*, 2007; Gao *et al.*, 2010). Es evaluada por métodos indirectos sensoriales y no sensoriales (Sullivan y Miller, 2001). Los métodos sensoriales consisten en la observación directa de las diferentes características del material composteado. Los métodos no sensoriales incluyen las determinaciones de las tasas de respiración, el índice de humificación o la relación ácidos húmicos (AH) – ácidos fúlvicos (AF) (AH:AF), la relación C:N, el crecimiento de la planta, los índices de germinación o los bioensayos con plantas (Zucchini *et al.*, 1981; Hue y Liu, 1995; Rynk, 2003; Brewer y Sullivan, 2003; Benito *et al.*, 2003; Emino y Warman, 2004; Pullicino *et al.*, 2007). La estabilidad se refiere a la resistencia de la materia orgánica de la composta a una rápida degradación. La cual está relacionada con la actividad microbiana y generalmente se estudia con la respiración o el estudio de las transformaciones químicas de la materia orgánica de la composta (Sullivan y Miller, 2001), como se reporta en estudios con composta producida con residuos sólidos urbanos (Chefetz *et al.*, 1996; Sanchez-Montero *et al.*, 1999; Komilis y Tziouvaras, 2009;) y de jardinería (Benito *et al.*, 2003).

2.2.2. Biocarbón

El biocarbón es un producto compuesto esencialmente de C amorfo, de láminas aromáticas policondensadas en cristales pequeños turboestráticos y de espacios intercalados derivado de la biomasa carbonizada (Lehmann y Joseph, 2009; Keiluweit *et al.*, 2010). Se obtiene de la descomposición térmica de diversos tipos de material orgánico en condiciones controladas de muy poco o ausencia de oxígeno a temperatura < 700 °C (Lehmann y Joseph, 2009; Zheng *et al.*, 2010).

El biocarbón sirve como reservorio de C en el suelo (Glaser *et al.*, 2002; Schmidt and Noack 2000; Lehmann, 2007; Gaunt y Lehmann, 2008; Major, 2010) debido a la abundancia de compuestos aromáticos recalcitrantes que pueden permanecer estables por cientos a miles de años en el suelo (Shneour, 1966; Glaser *et al.*, 2002; Cheng *et al.*, 2008; Kuzyakov *et al.*, 2009; Major *et al.*, 2010). El uso del biocarbón depende de sus propiedades físicas y químicas (Brewer *et al.*, 2009). Las propiedades están en función del origen de biomasa utilizada y de los parámetros operativos del proceso de producción (Shafizadeh, 1982; Keiluweit *et al.*, 2010; Gray *et al.*, 2014). La adición de biocarbón al suelo también disminuye la emisión de otros gases de efecto invernadero como el N₂O y el CH₄ (Winsley, 2007; Gaunt y Lehmann, 2008; Spokas *et al.*, 2009). Por lo anterior, se le considera como una importante estrategia de mitigación en el combate al cambio climático y los bonos de carbono (Meyer *et al.*, 2011; Kloss *et al.*, 2012). Algunos de los usos de dicho mejorador es aumentar la productividad de los cultivos, el almacenamiento temporal de C y promover la filtración del agua de percolación (Glaser *et al.*, 2002; Lehmann y Joseph, 2009), entre otros.

2.2.2.1. Producción de biocarbón

Los materiales con los que se puede producir biocarbón son diversos materiales leñosos, residuos de cultivos, pastos, residuos domésticos y lodos de depuradora (Sohi *et al.*, 2010). Los requerimientos básicos de la biomasa para ser pirolizada son el troceado para disminuir el tamaño de partícula (2 – 5 mm) y que el material esté sustancialmente seco (7 – 10 % de humedad). Para su transformación existen diferentes técnicas como: torrefacción, pirólisis, gasificación o conversión hidrotermal (Keiluweit *et al.*, 2010; Meyer *et al.*, 2011).

La pirólisis es la descomposición termal producida en ausencia de oxígeno (IEA bioenergy-34). La pirólisis se subdivide en diferentes tipos de acuerdo a la temperatura alcanzada, el tiempo de residencia y el porcentaje de producción de acuerdo al estado de la materia (Cuadro 1). El proceso puede ser lento, intermedio o rápido. La pirólisis lenta es la técnica de conversión que maximiza la producción de biocarbón (Spokas *et al.*, 2012). Las diferencias en los diferentes tipos de pirólisis radican en el tiempo de reacción del material (lenta y rápida) o el método de calentamiento (mediante quema de combustibles, calentamiento eléctrico o microondas). También se puede clasificar de acuerdo a la temperatura y al tiempo de residencia del proceso de pirólisis (IEA, bioenergy-34). Durante el proceso de pirólisis, la materia prima es vaporizada en reacciones primarias por calentamiento, dejando un residuo que consiste de carbón y ceniza que varía de 15 – 20 % de la masa de la materia prima (Brewer, *et al.*, 2009), aunque Glaser *et al.* (2002) calcularon con base en datos de diversas publicaciones, que se recupera en promedio un 29 % de la masa de

carbón a partir de la biomasa original. La pirólisis produce gas, vapor (que puede ser colectado como un líquido) y un carbón sólido (Bridgwater *et al.*, 2002). También es el primer paso en los procesos de combustión y gasificación donde es seguida de una oxidación parcial o total de los productos primarios (IEA bioenergy-34).

Cuadro 1. Rendimientos típicos de producción de biocarbón (con base en madera seca) obtenidos de diferentes tipos de pirólisis de madera (Adaptado de IEA bioenergy-34; Libra *et al.*, 2011).

| Modo | Temperatura del proceso (°C) | Tiempo de residencia (TR) | Líquido % | Carbón % | Gas % |
|---------------------------|-------------------------------------|--|------------------|-----------------|--------------|
| Lento | ~400 | TR 10 – 60 min | - | 30 | - |
| Rápido | ~500 | TR de vapor corto ~1 s o enfriamiento rápido del vapor | 75 | 12 | 13 |
| Intermedio | ~500 | TR de vapor caliente ~10-30 s | 50 | 25 | 25 |
| Bajo – Torrefacción | ~290 | TR de sólidos ~30 min | - | 82 | 18 |
| Bajo – Carbonización | ~400 | Largo TR de vapor h → días | 30 | 35 | 35 |
| Carbonización hidrotermal | ~200 | TR de 1 – 12 h | - | <66 | - |
| Carbonización rápida | 300 - 600 | TR <30 min | - | 37 | - |
| Gasificación | ~800 | | 5 | 10 | 85 |

Keiluweit *et al.* (2010) publicaron un modelo de múltiples fases (Figura 6) para mostrar las características de los biocarbones obtenidos a través de un gradiente de temperatura. En su estudio utilizaron residuos leñosos de pino (*Pinus ponderosa*) y pasto festuca (*Festuca arundinacea*) para producir siete biocarbones a temperaturas de 100 – 700 °C en intervalos de 100 °C entre cada biocarbón. Se observa que biocarbones derivados de residuos leñosos y de pasto, experimentan muchas fases de transición desde la celulosa microcristalina a través de una fase intermedia amorfa hasta la formación de cristalitas turboestrácticos. El material se modifica por la temperatura de producción (Cuadro 1). En las etapas iniciales de la carbonización y a temperaturas entre 300 – 500 °C, se da una pérdida de agua y reacciones de deshidratación inicial de los residuos de la madera y el pasto (Baldock y Smemik, 2002). Sin embargo, la estructura nativa de los biopolímeros de las plantas (celulosa, hemicelulosa y lignina) se mantiene presente (Keiluweit *et al.*, 2010).

A continuación viene la fase de transición, en ella, los materiales de las plantas son sometidos a la deshidratación y depolimerización de los biopolímeros de las plantas, creando una pequeña disociación de productos volátiles. Hay presencia de quetonas, aldehídos y carboxilos que son derivados de la lignina y la celulosa, compuestos volátiles como azúcares anhidros, piranos y furanos (Shafizadeh, 1982; Liu *et al.*, 2008).

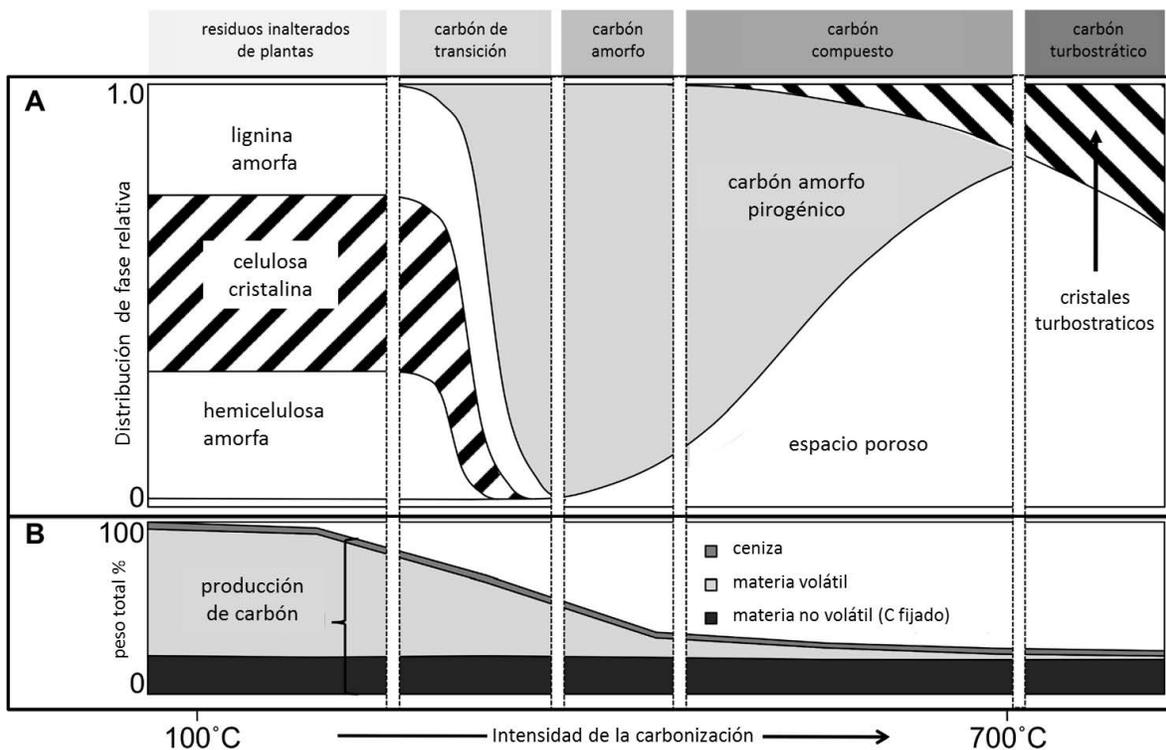


Figura 6. Estructura dinámica molecular del carbono negro derivado de la biomasa de plantas (biocarbón) a través de un gradiente de temperatura de carbonización y representación esquemática de las cuatro categorías propuestas de carbón y sus fases individuales. (A) Características físicas y químicas de las fases orgánicas. (B) Composición del carbón inferida del análisis gravimétrico. Las contribuciones relativas a temperaturas superiores a 700°C son estimadas. Adaptado de Keiluweit *et al.*, 2010.

En la fase de carbón amorfo aumenta el C aromático y se encuentra una completa mezcla de elementos amorfos, pequeños, resistentes al calor, alifáticos y (hetero) aromáticos. Se forman unidades intermedias como piranonas, azúcares anhidro, fenoles, quinonas, piroles y furanos así como pequeñas unidades (poli)aromáticas y un enriquecimiento relativo de residuos de lignina aromática estable debido a la pérdida de material resistente al calor, reflejado en la disminución dramática de biocarbón, sin átomos de C y contenido de materia volátil. La fuerte presencia de fenoles indica que se retienen compuestos volátiles aromáticos y cíclicos. Por otro lado, las sustancias de lignina todavía muestran fuerte absorción de infrarrojo y la celulosa conserva gran parte de su cristalinidad (Keiluweit *et al.*, 2010). Almendros *et al.* (2003) propusieron que los compuestos alifáticos tales como cutanes y lípidos son “fijados” predominantemente en matrices aromáticas, por lo que resisten la volatilización y degradación. El hecho de que la celulosa cristalina sea casi completamente depolimerizada, sugiere una fase de C desintegrada y desordenada al azar.

En la fase de carbón compuesto, los compuestos volátiles disminuyen sustancialmente, lo que refleja la descomposición de los componentes más lábiles. Alrededor de estas estructuras quedan compuestos aromáticos, alifáticos y compuestos que contienen O, así como algunos componentes volátiles no condensados.

En la última fase, crece y aumenta el orden de las estructuras cristalinas, con aumento de las cristalitas turboestráticas. Se da un aumento en la formación de nanoporos debido a que los cristalitos de grafito son más densos que las formas originales de C amorfo (Keiluweit *et al.*, 2010).

2.2.2.2. Factores que influyen en el proceso

Las propiedades físicas y químicas del biocarbón dependen de dos factores, de las propiedades de la biomasa y de la temperatura utilizada, así como del tiempo de residencia en el proceso de pirólisis (Lehmann y Joseph, 2009; Kloss *et al.*, 2012; Mašek *et al.*, 2013; Gray *et al.*, 2014). El contenido de C, la CIC, el C fijado, la capacidad de secuestro de C, las concentraciones minerales y el contenido de ceniza, son propiedades controladas principalmente por el origen del material (Zhao *et al.*, 2013), mientras que la composición elemental, el pH y el material volátil recalcitrante son predominantemente controlados por la temperatura de producción (Gaskin *et al.*, 2008; Mašek *et al.*, 2013; Zhao *et al.*, 2013).

Origen de la materia prima. Los principales constituyentes de la biomasa son la celulosa, la hemicelulosa, la lignina. En menor cantidad también se encuentran minerales inorgánicos como Si, Ca, K, Na y Mg, y en cantidades muy bajas S, P, Fe, Mn y Al y compuestos orgánicos como resinas, grasas, ácidos grasos, compuestos fenólicos y poliesteroles (Raveendran *et al.*, 1995; Lehmann y Joseph, 2009). Por lo tanto, la variabilidad en la composición de los materiales, como el contenido de humedad, lignina, celulosa y hemicelulosa, afectan los contenidos de C, nutrientes, porosidad y potencial de encalado de los biocarbones (Singh *et al.*, 2010; Streubel *et al.*, 2011; Gray *et al.*, 2014). Raveendran *et al.* (1995) concluyeron que el contenido mineral de la biomasa en combinación con su composición orgánica juega un papel importante en la determinación de las propiedades del biocarbón con base en el análisis del proceso de pirólisis en 13 diferentes tipos de biomasa. La lignina es más difícil de descomponerse seguida de la celulosa y la hemicelulosa. Por lo que las especies con altos contenidos de estos materiales ofrecen mayores rendimientos de biocarbón aunque también requieren mayor energía de activación (Yang *et al.*, 2007; Keiluweit *et al.*, 2010; Kim *et al.*, 2011).

Temperatura de combustión. La temperatura afecta el rendimiento, la estructura química (Shafizadeh y Sekiguchi 1983; Sharma *et al.*, 2004; Keiluweit *et al.*, 2010; Shaaban *et al.*, 2014), las propiedades (Yuan *et al.*, 2011; Wu *et al.*, 2012), el tamaño de poros (Li *et al.*, 2008; Gray *et al.*, 2014) y las características de adsorción del carbón (Glaser *et al.*, 1998) (Figura 6). Una baja temperatura en el proceso y tiempos de residencia largos favorecen la producción de carbón vegetal. A altas temperaturas y mayor tiempo de residencia, aumenta la conversión de biomasa en gas y; la temperatura moderada y un corto tiempo de residencia son óptimas para la producción de líquidos (IEA Bioenergy-34).

Conforme aumenta la temperatura, la biomasa sufre cambios en su estructura y se produce biocarbón principalmente aromático (Shafizadeh and Sekiguchi 1983; Sharma *et al.*, 2004; Keiluweit *et al.*, 2010). Shaaban *et al.* (2014) concluyeron que a una temperatura de calentamiento mayor a 400 ° C, se observó la formación de una estructura condensada y una disminución en la

polaridad del biocarbón debido a procesos de deshidratación y volatilización, mientras que, a temperaturas de calentamiento inferiores, la superficie fue más alifática por los grupos funcionales alquil y grupos que contienen O₂. Concluyeron que a temperaturas más altas, la carga superficial negativa disminuyó y el pH aumentó.

El tipo y tamaño de poros cambia en función de la temperatura de pirólisis. A temperaturas altas, la superficie específica del biocarbón es mayor debido al mejor desarrollo de los poros (Shaaban *et al.*, 2014). Gray *et al.* (2014) encontraron que cuando aumenta la temperatura de producción, la macroporosidad residual permanece relativamente constante, mientras que la nanoporosidad pirogénica aumenta dramáticamente. Los nanoporos pirogénicos contribuyen solo mínimamente a la porosidad total, incluso a altas temperaturas de producción, sin embargo, estos poros son los que contribuyen principalmente al área superficial crítica para la sorción de contaminantes y nutrientes.

La temperatura controla la hidrofobicidad. La hidrofobicidad disminuye cuando la temperatura de producción aumenta, y puede deberse a los grupos funcionales alifáticos los cuales se volatilizan y se pierden a mayores temperaturas de producción (Gray *et al.*, 2014). La temperatura tiene efecto sobre el pH y las características de los biocarbones. Yuan *et al.* (2010) analizaron los biocarbones con PAS-FTIR y los potenciales zeta que indicaron que los grupos funcionales tales como –COO–, (–COOH) y –O–(–OH) contenidos en los biocarbones contribuyeron ampliamente a la alcalinidad de las muestras, especialmente para aquellas generadas a bajas temperaturas. Estos grupos funcionales también fueron responsables de generar las cargas negativas en los biocarbones. Los autores concluyeron que la alcalinidad y el pH de los biocarbones se incrementaron con el aumento de temperatura de pirólisis. Wu *et al.* (2012) reportaron que los contenidos de nutrientes, la CIC, el P disponible y los cationes intercambiables de los biocarbones disminuyeron, mientras que la alcalinidad y las estructuras aromáticas aumentaron con el aumento de la temperatura de carbonización.

2.2.2.3. Calidad del biocarbón

La calidad de un biocarbón se evalúa en función de su uso (Keiluweit *et al.*, 2010), diversos estudios reportan el análisis de propiedades de dicho material como el contenido de humedad, valor calorífico, composición elemental, la dureza (resistencia a la abrasión), resistencia a la compresión, la densidad, el área superficial, la porosidad y la distribución del volumen de poro, formación de hidrocarburos policíclicos y reactividad (Glaser *et al.*, 2002; Baldock y Smernik, 2002; Brewer *et al.*, 2009; Wu *et al.*, 2012; Gray *et al.*, 2014). Se han publicado diversos estudios utilizando el biocarbón tanto en invernadero como en campo para evaluar sus propiedades físicas, químicas y biológicas, así como la respuesta en el desarrollo y rendimiento de diversos cultivos (Glaser *et al.*, 2002; Lehmann y Joseph, 2009; Spokas *et al.*, 2012). Spokas *et al.* (2012) publicaron una síntesis del impacto agronómico del biocarbón y señalaron que 50 % de los estudios reportaron un impacto positivo, 30 % diferencias no significativas y 20 % un impacto negativo en el desarrollo y rendimiento de los cultivos. Reportan un aporte de nutrientes en función del material

de origen y, señalaron que la gran variabilidad de los resultados se debe al origen de la biomasa, la forma de producción y el tratamiento posterior a la producción.

Por otro lado, la Iniciativa Internacional de Biocarbón (IBI, por sus siglas en inglés) ha estandarizado diversas técnicas para evaluar la calidad y propiedades del biocarbón. La fundación Esmee Fairbairn con contribución del Consejo de Investigación de Ingeniería y Ciencias Físicas (EPSRC, por sus siglas en inglés) del Reino Unido, publicaron una guía con los parámetros para evaluar la calidad del biocarbón. De acuerdo con el IBI (2014) los análisis se agrupan en tres bloques: 1) propiedades básicas de utilidad del biocarbón; 2) evaluación de compuestos tóxicos y; 3) análisis avanzado de biocarbón y sus propiedades como mejorador del suelo (IBI, 2014). En el primer grupo se incluyen la humedad, C, H y N totales, relación H: C, contenido total de ceniza, pH, CE, encalado, tamaño y distribución de partícula. En el segundo apartado incluyen además la prueba de inhibición de la germinación, hidrocarburos policíclicos aromáticos, relación dioxina: furano, Bifenoles policlorados, y los contenidos de As, Cd, Cr, Co, Cu, Pb, Hg, Mo, Ni, Se, Zn, B, Cl y Na. En el tercer bloque se encuentran el N mineral (amonio y nitrato), P y K total, material volátil, área superficial total y externa (IBI, 2014).

McLaughlin *et al.* (2009) reportan la evaluación de características que son poco deseables en los biocarbones. En primer lugar señalan que el contenido de humedad residual en los biocarbones comerciales es menor al 5 % y nunca mayor al 10 %. Un contenido de humedad > 10% indica la adición de agua y/o una exposición a aire húmedo, lo cual no es deseable porque se vende con base en el peso. En segundo lugar señalan el contenido de cenizas si el material de origen del biocarbón es desconocido. Valores >10 % de cenizas indican un pH elevado y posible presencia de metales; ambas condiciones pueden producir efectos negativos en el suelo y los cultivos. Por último, en tercer lugar se encuentra la capacidad de adsorción y la porosidad. Gray *et al.* (2014) señalaron que los nanoporos pirogénicos abarcan la mayor parte del área superficial del biocarbón y proveen de más sitios para la adsorción de nutrientes y contaminantes de corrientes acuosas.

Debido a la abundancia de compuestos de C, muchos estudios para caracterizar y analizar cambios en la materia prima debidos al proceso de pirólisis, incluyen diversas técnicas de espectroscopia de infrarrojo utilizando la transformada de Fourier (FTIR, PAS-FTIR), la espectroscopía de infrarrojo cercano (NIR);), de fotoelectrón de rayos -X (XPS) y de energía dispersiva de rayos -X (EDX) que pueden ser utilizadas de forma separada o conjunta (Baldock y Smernik, 2002; Grube *et al.*, 2006; Yuan *et al.*, 2010; Keiluweit *et al.*, 2010; Kim *et al.*, 2011; Peng *et al.*, 2011). La espectroscopia FT-IR es reconocida como una herramienta poderosa para caracterizar los componentes específicos representados por los grupos funcionales del biocarbón (Smidt *et al.*, 2011).

2.2.3. Efecto de la aplicación de diferentes tipos de materia orgánica al suelo.

La materia orgánica puede ser agregada al suelo mediante la incorporación de mejoradores orgánicos, es decir, estiércol, restos de plantas, animales, compostas, biocarbones, lodos residuales o Residuos Sólidos Municipales (RSM). La aplicación de mejoradores orgánicos, como

composta y biocarbón, tiene como objetivo mejorar las condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo (Giusquiani *et al.*, 1995; Tilston *et al.*, 2005; Chan, *et al.*, 2007; González *et al.*, 2010; Major, 2010; McGeehan, 2012). Las tasas de transformación y los efectos en el suelo dependen de la dosis de aplicación, del origen y la composición de los materiales, del tipo de suelo e incluso de las condiciones ambientales (Adani *et al.*, 2007; Clapp *et al.*, 2007; Winsley, 2007; Chan *et al.*, 2007; 2008).

2.2.3.1. Efecto en las propiedades físicas.

La aplicación de mejoradores orgánicos al suelo restablece las propiedades físicas del mismo y coadyuva en el desarrollo de cultivos. Esto se da mediante la formación de agregados que mejoran la estructura, aumentan su estabilidad y la porosidad del suelo. Con ello también se mejora la aireación, las propiedades hídricas del suelo, se disminuye la densidad aparente, erosión, la compactación y el encostramiento (Osman, 2013).

Six *et al.* (2000) señalan que dentro de los macroagregados del suelo, se forman microagregados más estables por la unión de la materia orgánica con las arcillas y los productos microbianos. Con el paso del tiempo, los macroagregados se rompen, liberando los microagregados más estables en el suelo. Cuanto mas pequeño es el agregado, hay mayor contacto entre las partículas y los enlaces entre ellas se hacen más fuertes. Al mejorar la estabilidad estructural del suelo se reduce el impacto de las gotas de lluvia, el sellado y el encostramiento con lo cual disminuye la pérdida de suelo por erosión hídrica (Bronick y Lal, 2005; Ingelmo y Rubio, 2008; Osman, 2013). Bronick y Lal (2005) hicieron una revisión acerca de diferentes prácticas de manejo para incrementar la estructura del suelo, entre ellas señalaron que la aplicación de composta mejora la estructura y disminuye la densidad aparente del suelo. Por ejemplo, en el valle de México, de León-González *et al.* (2000) estudiaron la aplicación de altas dosis de composta ($40 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$) de residuos urbanos sobre la estructura del suelo. Los autores encontraron que la aplicación de composta en suelos arenosos con baja precipitación favoreció la formación de macroagregados pero no la estabilidad en un estudio a corto plazo.

La porosidad del suelo, con la adición de mejoradores orgánicos, se observa como un reparto equilibrado de los macro, meso y microporos. Esta aumenta mediante dos formas. Por un lado, por una mejora de la estructura del suelo y, por otro lado, mediante el aumento de actividad microbiana que incrementa la bioturbación, como la formación de canales de lombrices (Osman, 2013). A mayor porosidad, mayor capacidad de retención de agua del suelo, debido al desarrollo de microporos. El agua es retenida por las fuerzas de adhesión y cohesión en los poros del suelo por lo que se incrementa la capacidad de infiltración, además esta agua se encuentra disponible para ser absorbida por las plantas (Bot y Benitez, 2005; Osman, 2013).

Varios autores (Bembridge, 1989; Rose, 1991; Glaser *et al.*, 2002) reportan que la aplicación de mejoradores orgánicos requiere altas dosis para tener efectos significativos en el aumento de la capacidad de retención de agua ($50 - 200 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$) y dicho incremento solamente se observa en suelos de textura gruesa o con grandes cantidades de macroporos; en suelos francos no se

reportan cambios significativos. Tryon (1948) reportó que en suelos arcillosos incluso disminuyó la humedad disponible del suelo. Tester (1990) evaluó el efecto de la aplicación de diferentes tipos de mejoradores orgánicos en diversas propiedades físicas y químicas en un suelo franco arenoso. En el caso de las propiedades físicas, encontró que la aplicación de composta de lodos de depuradora disminuyó significativamente la resistencia a la penetración. Mejoradores como la composta ($100 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$) aumentaron el área superficial y disminuyeron la densidad aparente. El autor asoció dichos efectos al aumento de la capacidad de retención de agua del suelo. Por su parte, Ingelmo y Rubio (2008) señalaron que la macroporosidad es mayor a corto plazo en suelos de textura gruesa y más permanente y regular en suelos de textura arcillosa, en los cuales produce un alargamiento general de los poros, una formación de poros irregulares cerrados, semicerrados o abiertos que también juegan un papel importante en la actividad biológica del suelo, así como en el secuestro de C orgánico.

2.2.3.2. Efecto en las propiedades químicas

La composta aumenta el contenido de materia orgánica (McGeehan 2012; Cellier *et al.*, 2012; Arthur *et al.*, 2012; Lakhdar *et al.*, 2008; 2009); promueve la quelatación con algunos elementos como el Fe, Cu y Mn; su mineralización aporta nutrimentos al suelo, aumenta la CIC (Poincelot, 1975; EPA, 1994; Clapp *et al.*, 2007; Hargreaves *et al.* 2008; Harrison, 2008) y provee un sustrato adicional en suelos afectados por sales que puede aligerar el estrés osmótico y de pH en las poblaciones microbianas (Pathak y Rao, 1998). La quelatación permite la disponibilidad de nutrimentos y la CIC aumenta la adsorción así como la concentración de cationes en general (Hoitink y Fahy, 1986; Giusquiani *et al.*, 1995; González *et al.*, 2010; Bouajila y Sanaa 2011) y puede reducir la solubilidad y toxicidad de algunos metales pesados (Harrison, 2008; Diacono y Montemurro, 2010). La CIC depende de la cantidad y calidad de la materia orgánica así como de la cantidad y tipo de arcillas. La calidad de la MOS influirá en la variedad de los grupos funcionales presentes en su estructura, por lo que la selección adecuada al momento de preparar los mejoradores orgánicos es muy importante (Ingelmo y Rubio, 2008).

El exceso de sales como Na^+ y Cl^- reduce el potencial de agua y causa desbalance en la homeostasis de iones y toxicidad. El potencial hídrico y osmótico de las plantas se vuelve más negativo con el aumento de la salinidad mientras que la presión de turgencia aumenta con el aumento de salinidad (Morales *et al.*, 1998). Los altos contenidos de sales compiten con la toma de nutrientes por la planta, especialmente el K^+ , produciendo una deficiencia de este nutriente. También disminuye la absorción de NO_3^- , la actividad de la enzima nitrato reductasa y los niveles de Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} en diversas plantas (Khan *et al.*, 1999). Esto produce reducción del crecimiento y limita la productividad en algunos cultivos vegetales principalmente aquellos que son altamente sensibles a las sales. La disminución del crecimiento se observa a nivel de toda la planta. Las hojas más viejas comienzan a desarrollar clorosis y caída con periodos prolongados por estrés de sales, aumenta la mortandad y/o disminuye el rendimiento. La mortandad varía de acuerdo a la tolerancia de las diferentes especies. El estrés por sales afecta a los principales procesos tales como el crecimiento, la fotosíntesis, la síntesis de proteína y el metabolismo energético y de lípidos (Greenway y Munns, 1980; Parida y Das, 2005).

El efecto de la aplicación de composta no siempre se observa desde el primer año, debido a que los nutrientes tienen que ser mineralizados para que estén disponibles para las plantas. Dependiendo de los materiales utilizados, la concentración de N en la composta puede variar desde 0.5 – 2.0 %. Aunque estas concentraciones son bajas, la cantidad de nitrógeno agregado al suelo puede ser alta comparada con la que aporta un fertilizante (Poincelot, 1975; Ingelmo y Rubio, 2008). La diferencia radica en que la mayoría de los nutrimentos que se encuentran en la composta, no están disponibles inmediatamente y son liberados en la mineralización a una velocidad lenta de modo que las plantas pueden aprovecharlos mejor para su desarrollo. Maynard (2000) estudió la respuesta de diversos cultivos a la composta en dos diferentes tipos de suelos, uno arenoso y uno arcilloso. El autor reportó que en el suelo arcilloso la mayoría de los cultivos respondieron a la aplicación de composta en el primer año. Pero en el suelo arenoso fue necesario aplicar composta por dos o tres años antes de obtener un efecto sobre el rendimiento del cultivo debido a que los microorganismos transformaron rápidamente el N orgánico a inorgánico.

El suelo se comporta como un sistema amortiguador, es decir, ralentiza los cambios bruscos que podría ocasionar la presencia de ácidos o bases. El poder amortiguador del suelo depende del efecto que produzca el mejorador orgánico en la modificación del complejo de adsorción (Ingelmo y Rubio, 2008). En gran parte se debe a los compuestos orgánicos del complejo de cambio, a la abundancia y tipo de arcilla, de calcio y otras bases. Por ejemplo, la adición de composta aumentará el pH del suelo en suelos ácidos y reducirá el pH en suelos alcalinos si el pH del suelo es cercano a la neutralidad. Además es un factor de estabilidad para la actividad microbiana y la nutrición de las plantas. McGeen (2012) reportó que la aplicación de diferentes tipos de mejoradores orgánicos a un suelo alcalino disminuyó el pH de 8.3 en el tratamiento control a valores entre 6.5 – 7.5, dependiendo del tipo de abono utilizado. Mientras que Mkhabela y Warman (2005) reportaron un aumento del pH del suelo de 5.9 a 6.3 y de 5.4 a 5.8 cuando aplicaron composta de residuos urbanos a suelos ácidos. Los autores señalaron el aumento en el pH pudo deberse a la mineralización del C y la subsecuente producción de iones hidroxilo (OH^-) así como la entrada de cationes básicos (K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+}) con la aplicación de la composta. Por otro lado, Petruzzelli *et al.* (1987) encontraron que un suelo Regosol junto con un Histosol (pH \approx 7) amortiguaron la aplicación de la ceniza alcalina (pH = 10.8), aumentando el pH en 0.04 unidades. Mientras que un Fluvisol aumentó el pH de 6.1 a 9 en la dosis más alta. Con ello concluyeron que la capacidad amortiguadora del suelo fue importante en la determinación del efecto del pH por la aplicación de cenizas más que el pH inicial del suelo.

El biocarbón aumenta el pH, el contenido de C (Glaser *et al.*, 2002; Yuan *et al.*, 2011) absorbe y retiene nutrientes como Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ y NH_4^+ , lo que inhibe las pérdidas por lixiviación (Lehmann *et al.*, 2002; Novak *et al.*, 2009; Sohi *et al.*, 2010). La composición altamente aromática lo hace muy resistente al ataque microbiano (Schmidt y Noack 2000). La carga negativa, el alta área superficial, la densidad de carga y la baja oxidación en los bordes de la estructura aromática forman grupos carboxílicos responsables de la formación de complejos órgano-minerales (iones metálicos, materia orgánica y nutrientes orgánicos disueltos) y el aumento de la CIC (Glaser *et al.*, 2002; Liang *et al.*, 2006; Diacono y Montemurro, 2010; Liu *et al.*, 2012). A pesar de los efectos

positivos del biocarbón, dosis de aplicación mayores a $100 \text{ Mg}\cdot\text{ha}^{-1}$ no son adecuadas para un uso práctico (Lehmann y Joseph, 2009).

2.2.3.3. Efecto en las propiedades biológicas

La composta mejora la biología del suelo por tres razones: es una fuente de alimentos para los organismos heterotróficos, actúa como mejorador de las condiciones del hábitat de los microorganismos y agrega organismos benéficos (Fischer y Glaser, 2012) y enzimas extra e intracelulares que estimulan la actividad microbiana al suelo (Lakhdar *et al.*, 2009). Esto produce un aumento de la actividad enzimática, la biomasa y la respiración microbiana debido a la adición de grandes cantidades de fuentes energéticas fácilmente aprovechables (Shen *et al.*, 1997; Lakhdar *et al.*, 2009; Tejeda *et al.*, 2009; González *et al.*, 2010; Cellier *et al.*, 2012). También ayuda a la supresión de enfermedades y patógenos (Hoitink y Fahy, 1986). Se reduce el transporte de metales pesados; acelera la transformación de contaminantes orgánicos peligrosos y moléculas biológicas persistentes (Hanay *et al.*, 2004; Clapp *et al.*, 2007; Lakhdar *et al.*, 2009; Diacono y Montemurro, 2010).

El biocarbón generalmente contribuye a la proliferación de simbiosis entre microorganismos debido a que la porosidad provee un hábitat propicio para su desarrollo (Diacono y Montemurro; 2010; Gray *et al.*, 2014). En el caso de bacterias de vida libre fijadoras de N se ha tenido éxito en su propagación cuando se han inoculado en biocarbón (Rondon *et al.*, 2007). El biocarbón puede causar un aumento en la respiración del suelo, también conocido como “priming effect”, debido a su área superficial que provee a los microorganismos de hábitat y el aumento de C parcialmente disponible. Por otro lado, si el biocarbón es estable, también puede estabilizar la materia orgánica al mezclarse con composta (Fischer y Glaser, 2002). La mezcla de ambos mejoradores puede mejorar el secuestro de C mediante el establecimiento de complejos entre la composta y el biocarbón, proveer con la composta nutrientes disponibles para las plantas y reducir su pérdida por erosión o lixiviación mediante una mejora de la porosidad, la estructura y el balance de agua (Liu *et al.*, 2012).

2.2.3.4. Efecto de la aplicación de composta al suelo

La combinación de varios efectos positivos sobre propiedades específicas del suelo, trae como consecuencia beneficios indirectos de la aplicación de composta. En experimentos a mediano plazo, Giusquiani *et al.* (1995) y Tejeda *et al.* (2009) evaluaron la aplicación de composta durante 4 años. Giusquiani *et al.* (1995) utilizaron composta de residuos sólidos urbanos en un suelo calcáreo de textura franco arcillosa (Fluventic Xerochrept) y reportaron un aumento de la porosidad total, actividad enzimática y concentración de C, Pb, Cu y Zn en el suelo. Tejeda *et al.* (2009) utilizaron composta de leguminosas y no leguminosas en un suelo Xelloric Calciorthid y reportaron un aumento de la densidad aparente, actividad enzimática, C de la biomasa y cubierta vegetal. González *et al.* (2010) realizaron un experimento con el cultivo de remolacha a corto plazo (132 días) en un suelo Typic Argiudoll. Encontraron que la aplicación de la mezcla de vermicomposta –

composta al suelo produjo un aumento del C orgánico particulado, de la concentración de ácidos fúlvicos, respiración microbiana, P extraíble, la CIC y la biomasa del cultivo. También se observó un aumento de la conductividad eléctrica aunque no a niveles de salinización, una disminución de la densidad aparente y un aumento de la biomasa de remolacha. Por su parte, Bouajila y Sanaa (2011) reportaron que la aplicación de composta de residuos domésticos produjo aumento en el contenido de materia orgánica que mejoró la estabilidad estructural, la permeabilidad y, aumentó el contenido de C y N en función de la dosis de aplicación por la presencia de una apreciable cantidad de materia orgánica asociada a una alta actividad microbiana.

La aplicación de composta no madura o inestable puede causar problemas al suelo y al cultivo. El efecto más notable de la aplicación de composta inmadura al suelo es el bloqueo del N disponible y la volatilización de NH_3 (Iglesias y Pérez, 1989; Maynard, 2000). También provoca la disminución de la concentración de O_2 , la creación de ambientes anaerobios y fuertemente reductores a nivel del sistema de raíces aumentando la solubilidad de metales pesados en el suelo. Estas alteraciones en el medio dan lugar a la producción de sustancias fitotóxicas principalmente NH_3 , óxido de etileno, ácidos orgánicos y ácidos carboxílicos de bajo peso como el ácido fórmico, acético, propiónico, butírico, valérico y caprónico (Iglesias y Pérez, 1989; Paradelo *et al.*, 2010; Himanen *et al.*, 2012). La planta reacciona a las condiciones inhibitoras del ambiente disminuyendo el índice de germinación, la tasa metabólica, la respiración de las raíces, la absorción de nutrientes así como el transporte y síntesis de giberelina y citoquinina. Por otro lado, aumenta la absorción y concentración de metales pesados en la planta (Poincelot, 1975; Zucconi *et al.*, 1981; Iglesias y Pérez, 1989; Brewer y Sullivan, 2003; Paradelo *et al.*, 2010; Himanen *et al.*, 2012; Michler, 2013).

2.2.3.5. Efecto de la aplicación de biocarbón al suelo

Baronti *et al.* (2014) reportaron que el biocarbón ayudó a reducir el estrés hídrico de la planta y aumentar la actividad fotosintética mediante un substancial aumento relativo en el contenido de agua disponible en el suelo comparada con el suelo control. Mulcahy *et al.* (2013) encontraron que la adición de un 15 – 30 % (v/v) de biocarbón, en sustratos arenosos, produce un aumento estadísticamente significativo en la resistencia de las plantas de jitomate a la sequía severa, en dos sustratos diferentes y dos ambientes diferentes.

Glaser *et al.* (2002) concluyeron que la aplicación de biocarbón produjo un aumento de la retención de nutrientes porque aumenta la CIC y la capacidad de retención de agua en los poros del suelo. La retención de agua disminuye la percolación a través del suelo, y en consecuencia, el lavado de nutrientes. Clough *et al.* (2013) hicieron una revisión del biocarbón y la dinámica del nitrógeno en el suelo. Concluyeron que la toma de N vía intercambio de iones remueve NH_4^+ vía adsorción y estimula la inmovilización, lo cual tiene consecuencias en el lavado de NO_3^- . El biocarbón también puede estimular la mineralización, el suministro de N incorporado en el biocarbón a la biomasa y reducir las emisiones de N_2O . Novak *et al.* (2009) reportaron que la aplicación de biocarbón resultó en un aumento del pH del suelo, C orgánico, Ca, K, Mn y P y en una disminución de la acidez intercambiable, S y Zn.

Rondon *et al.* (2007) estudiaron las causas del mejoramiento de la fijación biológica de N en plantas de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) mediante las adiciones de biocarbón al suelo (Typic Haplustox) en diferentes dosis. Concluyeron que el aumento en la disponibilidad de B y Mo fue el principal factor que incrementó la fijación biológica de N en el suelo y, contribuyó en menor medida al aumento en la disponibilidad de K, Ca, P, de pH y la disminución en la saturación de Al en el suelo.

2.3. Cebada (*Hordeum vulgare* L.), generalidades del cultivo

La cebada es un cultivo ampliamente extendido a nivel mundial, aunque crece mejor en los climas frescos y moderadamente secos (Financiera Rural, 2009). Se desarrolla en un amplio rango latitudinal, altitudinal y de temperatura, pudiendo desarrollarse hasta los 3000 msnm. Soporta temperaturas de hasta -10 °C aunque su temperatura ideal de germinación es entre 12 y 25 °C (Robertson y Stark, 2003). Por otra parte, no es demasiado exigente en sus condiciones edáficas. Puede desarrollarse en suelos poco profundos y pedregosos siempre y cuando tenga suficiente abastecimiento de agua al comienzo de su desarrollo. Soporta suelos con alto contenido de Ca, es tolerante a la salinidad y a la sequía (Ullrich, 2010). Castellanos *et al.* (2000) la clasifican como un cultivo tolerante con base en el porcentaje de sodio intercambiable y señalan que su rango óptimo de desarrollo se encuentra en suelos con pH entre 6 – 7.5. No es deseable su cultivo en suelos demasiado arcillosos o inundados.

En cuanto a nutrimentos, la cebada es sensible al exceso de nitrógeno el cual puede resultar en un exceso de crecimiento vegetativo, en encamado y/o una disminución del rendimiento y calidad del cultivo, sin tomar en cuenta las pérdidas por lixiviación en el suelo (Robertson y Stark, 2003). La aplicación de K por su parte, disminuye el riesgo de encamado.

La salinidad limita la producción de los suelos agrícolas en grandes áreas alrededor del mundo. En estas áreas, la mayoría de las especies cultivadas presentan una reducción en la producción (Maas y Hoffman, 1977). La cebada es uno de los pocos cultivos comerciales relativamente tolerante a la salinidad (Belkhdja *et al.*, 1994; Greenway y Munns, 1980), dentro de los cereales es considerada la especie más tolerante a la salinidad porque soporta altas concentraciones de Na⁺ y Cl⁻ en los tejidos de las hojas (Fricke, 2004; Munns y Tester, 2008). Los genotipos de la cebada pueden tener un índice EC50 de 15 dS m⁻¹ (Maas y Hoffman, 1977). Por ello, diversos estudios en suelos salinos o enfocados a la mejora de cultivos utilizan cebada (Gauch y Eaton, 1942; Hurkman *et al.*, 1989; 1991).

3. Objetivos

3.1. General

Evaluar con un cultivo indicador (cebada) y en condiciones de invernadero los efectos de la aplicación de tres mejoradores orgánicos sobre dos tipos de suelo con características contrastantes, en algunas propiedades físicas y químicas del suelo y en características espectroscópicas de la materia orgánica del suelo.

3.2. Particulares

- ✓ Evaluar la respuesta del cultivo cebada. La respuesta se evaluó en las siguientes características del cultivo:
 - Supervivencia
 - Altura de las plantas
 - Producción de biomasa;
- ✓ Evaluar cambios en las propiedades físicas (capacidad máxima de retención de agua) y químicas (pH, CE, C, N, P, K, CIC, C:N) del suelo en función del tipo y dosis de mejorador orgánico utilizado en dos fechas después de la siembra de la cebada;
- ✓ Evaluar la calidad de la materia orgánica del suelo mediante el análisis de C con espectroscopía FT-IR, antes y después del desarrollo del cultivo de cebada.

4. Hipótesis

- El cultivo de cebada aumenta su tasa de supervivencia, altura y producción de biomasa con la adición de mejoradores orgánicos, principalmente la aplicación de composta en el suelo con mayores limitaciones (SLO) en comparación con el tratamiento testigo.
- La adición de mejoradores orgánicos como compostas al suelo producen aumento de la capacidad de retención de agua, pH, CIC, C, N y P de los suelos tratados. La adición de biocarbón produce un aumento de la retención de agua, pH, CIC y C pero no mejora el contenido nutrimental del suelo.
- Los suelos tratados con compostas o biocarbón, experimentan cambios en la composición química en función del tipo de material (CCM, CUNAM, BIO), mismos que se reflejan en sus espectrogramas infrarrojos.
- La composición química de los mejoradores orgánicos estudiada con espectroscopía de infrarrojo no cambia significativamente en periodos cortos de tiempo (tres meses).

5. Materiales y métodos

El experimento se montó en el invernadero del Instituto de Geología de la UNAM ubicado a un costado del mismo instituto, en las coordenadas 19°19'40" N y 99°10'33" O (Figura 8). Dentro del invernadero se trabajó en la sala A con orientación al norte, con una temperatura promedio de 25 ± 1 °C.



Figura 7. Ubicación del invernadero del Instituto de Geología de la UNAM.

Los suelos utilizados en el experimento procedieron de dos sitios de la ciudad de México. Uno es un Solonchak gleyico (SLO), provino de la zona federal del ex lago de Texcoco localizado en las coordenadas 19°32'50" N y 98°59'74" O con una elevación de 2230 msnm. El segundo fue un Regosol vítrico (RGO) proveniente del Parque Ecológico de la Ciudad de México, colectado en las coordenadas 19°15'40"N y 99° 11' 54" con una elevación de 2642 msnm. En los cuadros 2 y 3 se presentan las propiedades químicas de estos suelos.

Cuadro 2. Propiedades químicas del suelo Regosol vítrico utilizado en el experimento. (Siebe *et al.*, 2015.)

| Hori zonte | Profundidad (cm) | pH (H ₂ O) | C.E. 1:2.5 (dS*m ⁻¹) | C _{org} (%) | N tot (%) | Ca | Mg | K | Na | P Bray (mg/kg) |
|---------------|---------------------|-----------------------|-------------------------------------|-------------------------|--------------|-------|------|------|------|-------------------|
| AC | 0-9 | 5.89 | 0.08 | 3.66 | 0.25 | 10.11 | 1.96 | 0.52 | 0.11 | 2.13 |
| C1 | 9-25 | 6.20 | 0.06 | 2.40 | 0.16 | 9.17 | 2.17 | 0.39 | 0.12 | 3.09 |

CE: conductividad eléctrica, Corg: carbono orgánico, Ntot: nitrógeno total, Ca: calcio, Mg: magnesio, K: potasio, Na: sodio, P-Bray: fósforo Bray

Cuadro 3. Propiedades químicas del suelo Solonchak glei-mólico utilizado en el experimento (Fernández, 2006). Los valores con un asterisco al costado derecho (*) corresponden a análisis realizados por la autora de este trabajo.

| | Profundidad | pH (H ₂ O) | CaCO ₃ | CE 1:10 | CEe | Na | RAS | Ca* | Mg* | K* | Na* |
|----------------|-------------|-----------------------|-------------------|---------|-----------------------------|------------------------|------|---|-----|------|-----|
| | (cm) | | % | --- | ---(dS·m ⁻¹)--- | (mg·ml ⁻¹) | | ----- (cmol _c ·kg ⁻¹)----- | | | |
| Valor promedio | 0-15 | 9.6 | 2.7 | 1.2 | 46.7 | 12.4 | 31.9 | 34.4 | 6.5 | 13.9 | 7.3 |

CE: conductividad eléctrica, CEe: conductividad eléctrica del extracto de saturación del suelo, Na: sodio, RAS: relación de adsorción de sodio, Ca: calcio, Mg: magnesio, K: potasio.

Los mejoradores orgánicos utilizados fueron tres. Una composta proveniente del Bordo Poniente de la Ciudad de México (CCM); una composta elaborada con residuos de jardinería provenientes de la planta de compostaje de la UNAM (CUNAM); y un biocarbón producido con residuos de jardinería provenientes de la planta de compostaje de la UNAM (BIO). La CCM fue producida de acuerdo al protocolo que sigue la planta de compostaje Bordo Poniente, en la cual los residuos orgánicos domésticos y los residuos de jardinería de la ciudad de México se mezclan y apilan en hileras. El proceso toma de 35–40 días durante el cual las pilas se voltean para ventilarlas cada 7 días. Pasado este tiempo, la composta se tamiza y se almacena. Michler (2013) caracterizó y evaluó dicha composta (Cuadro 4). La CUNAM y el BIO fueron elaborados y caracterizados por Bacre *et al.* (2012). Los autores optaron por diseñar los sistemas con la idea central de mantener un control de la masa, así como también, hacerlos en una escala comparable a la que se utiliza en la práctica y con volúmenes de trabajo lo suficientemente grandes para replicar los procesos en aplicaciones futuras. La CUNAM se produjo en contenedores cilíndricos con un volumen de trabajo de 1 m³, con 10 perforaciones de 5 cm de diámetro para mantener aireada la composta. El proceso duró 30 días, para ello se estableció una relación C:N de 30, un porcentaje de humedad 60 % y la temperatura osciló entre 21 – 73 °C (Bacre *et al.*, 2012). El BIO fue elaborado en un reactor de pirólisis con dos cilindros concéntricos de aleaciones de hierro y cobre de distintos tamaños y 2 termopares tipo k acoplados, cada uno, a un sensor de 30 cm de longitud. El cilindro exterior contó con orificios en la parte inferior para permitir la entrada de aire, una tapa y una chimenea removible. El cilindro interno contó con una de las caras descubiertas para colocar la materia prima a pirólisis; dicha cara se cubrió con una tapa con malla de 1 cm que permitió el escape de los gases de pirólisis. El proceso fue llevado a cabo durante 6 horas donde la temperatura osciló entre 0 a 480 °C. El Cuadro 4 muestra las principales características de los diferentes mejoradores utilizados durante el experimento, para mayor información se recomienda recurrir a la literatura citada.

Cuadro 4. Características de los diferentes mejoradores orgánicos utilizados. En el caso de la CE, el paréntesis al lado derecho indica la relación suelo: agua del análisis.

| | pH (agua) | CE (dS cm ⁻¹) | C tot (%) | N tot (%) | Relación C:N | P tot (%) |
|---|--------------|------------------------------|--------------|--------------|-----------------|--------------|
| CCM (Michler, 2013) | 8.3 | 0.14 (1:10)* | 27.5 | 2.5 | 11 | 1.31 |
| CUNAM (Bacre <i>et al.</i> , 2012) | 7.26* | 0.10 * (1:2.5) | 41.4 | 2.4 | 17.2 | 0.273 |
| BIO (Bacre <i>et al.</i> , 2012) | 9.32* | 0.05 * (1:5) | 65.2 | 1.6 | 40.8 | 0.318 |

*: Análisis realizados por la autora de este trabajo.

CCM: composta de residuos orgánicos domésticos de la planta de composta de la ciudad de México, CUNAM: composta de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria, BIO: biocarbón de residuos de jardinería. Ctot: carbono total, Ntot: nitrógeno total, Ptot: fósforo total.

5.1. Diseño del experimento en el invernadero

Se condujo un experimento con un arreglo factorial de los tratamientos con dos lotes, cada uno correspondiente a los dos tipos de suelo (SLO y RGO). Los factores ensayados fueron dos, los mejoradores orgánicos y las dosis. Los niveles de cada factor fueron tres. Para el caso del factor “mejorador orgánico” los niveles fueron el tipo de mejorador: CCM, CUNAM y BIO. Para el factor “dosis de aplicación” los niveles fueron las tres diferentes dosis: 0 % (v/v) o dosis control; 25 % (v/v) de composta o 10 % (v/v) de biocarbón y; 50 % (v/v) de composta o de 20 % (v/v) de biocarbón (Figura 8). Se montaron un total de 54 macetas o unidades experimentales, repartidas equitativamente entre los dos suelos y sus respectivos tratamientos. Para cada uno de los suelos se destinaron 27 macetas. Nueve correspondieron a cada uno de los mejoradores orgánicos, que a su vez, se repartieron entre los tres niveles de aplicación y sus tres repeticiones (3 dosis * 3 mejoradores * 3 repeticiones * 2 suelos = 54 macetas). Las unidades experimentales fueron aleatorizadas cada 10 días para minimizar el efecto de posición dentro del invernadero.

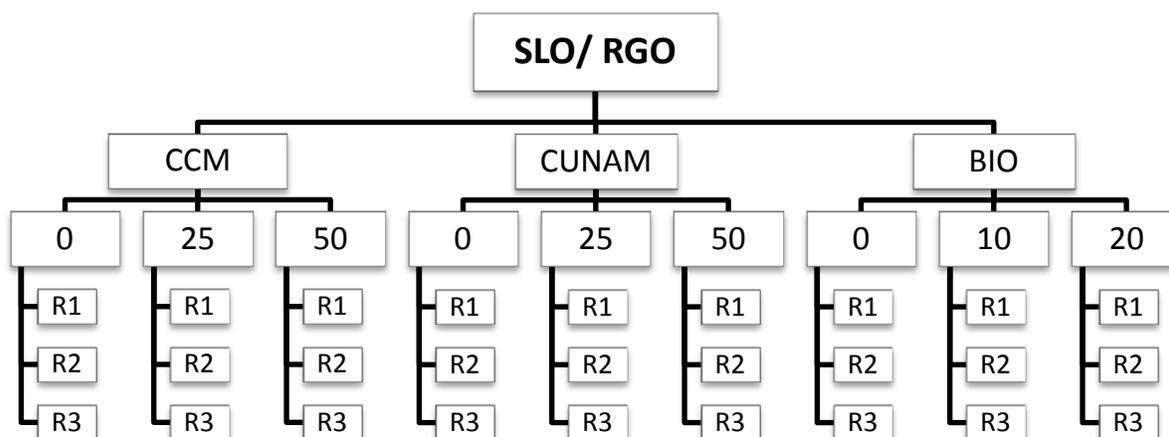


Figura 8. Diseño del experimento ensayado en cada tipo de suelo (SLO y RGO). Las dosis aplicadas de cada uno de los mejoradores orgánicos están expresadas en % (v/v). R1, R2 y R3 son las repeticiones para cada uno de los

tratamientos. CCM: composta de residuos orgánicos domésticos de la planta de compostaje de la ciudad de México, CUNAM: composta de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria, BIO: biocarbón de residuos de jardinería.

5.1.1. Preparación del sustrato y establecimiento del cultivo de cebada en invernadero

La CCM que provino del Bordo Poniente de la ciudad de México fue colectada en agosto del 2012, se tamizó en malla 5 mm para quitar la mayor parte de basura que contenía la composta y los fragmentos orgánicos de mayor tamaño, posteriormente se homogeneizó el material. La CUNAM que provino de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria fue producida y almacenada en 2011, previo a este experimento fue tamizada en malla 5 mm para retirar los fragmentos más grandes y a continuación se homogeneizó. Finalmente, el BIO empleado provino de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria del “lote 1” también fue producido y almacenado en 2011, previo a este experimento la mitad fue molida para pasarla por la malla 5 mm que se mezcló 50 % y 50 % con una fracción previamente molida a 1 mm, posteriormente se homogeneizó.

Los suelos SLO y RGO se colectaron en noviembre de 2012, se secaron al aire y a la sombra, se mezclaron bien para homogeneizar la muestra, la que posteriormente se tamizó en malla 2 mm. La homogeneización de las muestras se hizo en dos fases. En primer lugar, el suelo y los mejoradores orgánicos fueron homogeneizados por separado, cada uno en una tina de plástico y mezclado con una pala de metal aproximadamente 15 minutos. En segundo lugar, se prepararon las proporciones de cada material para realizar las mezclas, 0 (control), 25 y 50 % v/v para las compostas y, 0, 10 y 20 % v/v para el BIO. La homogeneización se realizó de la misma manera que los materiales por separado.

Debido a las propiedades de CE y pH del suelo SLO y los mejoradores, se optó por utilizar la cebada como cultivo indicador para el experimento de invernadero. El cultivo se estableció con semillas de cebada procedentes de la Facultad de Ciencias de la UNAM el día 14 de diciembre de 2012 y terminó el 11 de marzo de 2013 (88 días). Se regó cada 5 ± 1 días para mantener el suelo a un 60 % de humedad. En primer lugar, se pesó y se etiquetó cada maceta. En segundo lugar, se determinó la capacidad máxima de retención de agua, la cual se explica más adelante. Una vez obtenido este valor, se calculó la proporción de agua equivale al 60 % de la capacidad máxima. El valor obtenido de este cálculo, se sumó al peso del suelo y al peso de cada una de las macetas para obtener un valor “x” (peso de suelo + 60 % agua + maceta). Por lo tanto, antes de regar cada maceta, se pesaba. El valor obtenido se restaba al valor inicial y la diferencia indicaba la cantidad de agua a aplicar. No se compensó el incremento de peso de las macetas producido por la acumulación de materia de cebada.

Se colectaron muestras del sustrato de cada unidad experimental (suelo + dosis de mejorador orgánico), y del cultivo de cebada en dos fechas. En el caso del sustrato, la primera fecha fue antes de establecer el cultivo de cebada, por lo que se denominaron tiempo cero (T0), estas muestras fueron almacenadas hasta su análisis en bolsas de plástico previamente etiquetadas. La segunda

fecha fue una vez terminado el cultivo en invernadero y las muestras se denominaron tiempo uno (T1). Se procedió a preparar las muestras de suelo para su análisis en el laboratorio. Las muestras se secaron al aire y a la sombra, se molieron y se tamizaron a través de malla 2 mm y se almacenaron en bolsas de plástico previamente etiquetadas. Estas muestras (T1) se analizaron conjuntamente con las denominadas T0. En el caso de las variables estudiadas en el cultivo, altura, supervivencia y biomasa, fueron colectadas en dos fechas, como se describe a continuación.

5.2. Evaluación de la respuesta del cultivo indicador (cebada)

Supervivencia de la planta. La variable supervivencia de la planta se evaluó mediante el conteo manual de plantas vivas en cada maceta a los 30 y los 88 días de siembra.

Altura de la planta. La altura de la planta se evaluó en tres plantas seleccionadas que fueran representativas de la población en la maceta en dos fechas; a los 30 y los 88 días. Se midió la altura con una cinta métrica y se calculó el promedio para cada uno de los tratamientos.

Biomasa. La biomasa en dos fechas: a los 30 y a los 88 días. Se cortaron las plantas a 2 cm de la superficie del suelo. Todas las plantas de cada maceta se pesaron para determinar el peso fresco, se colocaron en bolsas de papel, se secaron a 60 ° C durante 48 horas y se pesaron nuevamente para conocer el peso seco.

5.3. Análisis de suelo

5.3.1. Análisis físicos y químicos

En el laboratorio de Edafología Ambiental del Instituto de Geología se realizaron los siguientes análisis físicos y químicos de las muestras de suelo: pH en agua, conductividad eléctrica (CE), capacidad de intercambio catiónico (CIC), fósforo Olsen (P-ol) y fósforo Bray (P-br), nitrógeno total (Nt), carbono total (Ct) y la capacidad máxima de retención de agua (CMRA).

Análisis de pH. Se siguió la metodología “Determinación del pH del suelo en H₂O, KCl 1M y CaCl₂ 0.01M” MET-012 (van Reeuwijk, 1992), utilizando solamente H₂O para llevar a cabo las determinaciones. Se agitó la muestra con agua durante 18 horas, con relación suelo: agua 1:2.5. El pH fue medido con un potenciómetro de la marca WTW LF90 equipado con una celda compuesta por un electrodo de vidrio de baja resistencia y uno de referencia de planta libre de iones junto con un diafragma de alambre de platino en una celda de combinación, el cual fue calibrado con una curva de tres puntos con soluciones buffer pH 4, 7 y 10.

Conductividad eléctrica. Se siguió la metodología MET-012 (van Reeuwijk, 1992). Las muestras fueron agitadas durante 18 horas, con una relación suelo: agua 1:2.5. Posteriormente se hizo la determinación usando un puente de conductividad (WTW LF90).

Capacidad de intercambio catiónico (CIC) con acetato de amonio a pH 7.0, 1 N. La CIC fue cuantificada utilizando la metodología “Determinación de cationes intercambiables por extracción con acetato de amonio 1N pH 7” MET-007 (Bouwer, *et al.*, 1952; van Reeuwijk, 1992); mediante la suma de las concentraciones individuales de los cationes Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y K^+ . Previamente al análisis se lavaron las muestras con 100 ml de alcohol etílico al 80 % para remover el exceso de sales solubles de las muestras, dada su alta conductividad eléctrica.

El Ca^{2+} y Mg^{2+} fueron determinados mediante espectroscopía de absorción atómica, con un espectrofotómetro Perkin Elmer 3110 en flama de aire – acetileno. Se agregó cloruro de lantano a una concentración del 1 %, para liberar al Ca del P. El Na^{1+} y el K^{1+} fueron determinados mediante flamometría en llama de una mezcla de butano y propano en una proporción de 65 % y 35 %, aproximadamente, con un flamómetro Corning 400. La ionización que ocurre a la temperatura de la llama de butano y propano en estas determinaciones se eliminó al agregar cloruro de cesio a una concentración final de 0.2 % para evitar interferencia en la lectura de Na y K. Los resultados se reportaron en $\text{cmol}_{(+)} \text{Kg}^{-1}$.

Fósforo. Se determinó mediante dos técnicas en función del pH de la muestra. La primera fue la “Determinación de fósforo disponible (método de Bray-Kurtz) usando ácido ascórbico como reductor” MET-020 (van Reeuwijk, 1992), el cual es utilizado para el análisis de P de suelos ácidos a neutros. La segunda técnica fue la “Determinación de fósforo disponible (método de Olsen) usando cloruro estanoso como agente reductor” MET-019 (van Reeuwijk, 1992), el cual es utilizado para el análisis de P en suelos neutros y alcalinos.

La determinación para ambos métodos se hizo colorimétricamente con molibdato de amonio y reducción de heteropoliácido (incolore) con ácido ascórbico o cloruro estanoso como agente reductor según la técnica empleada. La intensidad del color azul desarrollado está en función de la concentración de P en el suelo. La medición del P se realizó con un espectrofotómetro a una longitud de onda de 720 nm.

Carbono (Ct) y Nitrógeno total (Nt). El Ct y Nt total fueron cuantificados mediante un analizador elemental CHNS/O modelo Analyzer 2004 serie II, marca Perkin Elmer con un detector de conductividad térmica utilizando helio como gas acarreador y acetanilina como estándar en la calibración. La cantidad de muestra utilizada en la medición fue de ≈ 15 mg. La temperatura de combustión utilizada fue 975°C y la temperatura de reducción fue 640°C .

Relación C:N. Con los resultados del análisis de Ct y Nt se calculó la relación C:N dividiendo el valor del primero entre el valor del segundo.

Capacidad máxima de retención de agua (CMRA). La CMRA fue evaluada con la técnica “Determinación de la capacidad máxima de retención de agua” MET-015 (Schinner *et al.*, 1993). Las muestras de suelo (20 g) fueron pesadas y saturadas con agua. Pasados 30 minutos se volvieron a saturar. Después de dos horas de reposo, se pesaron las muestras y se colocaron en

una estufa a secar durante 24 horas. Una vez secas, se pesaron y se calculó la CMRA de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$CMRA (\%) = \frac{(PS_2 (g) - PB_2 (g)) - PS_1 (g)}{PS_1 (g)} * 100$$

donde:

CMRA (%) = Capacidad máxima de retención de agua, valor en porcentaje

PS_1 = Peso del suelo inicial, valor en gramos

PS_2 = Peso del suelo a las dos horas después de la saturación, valor en gramos

PB_2 = Peso del blanco a las dos horas después de la saturación, valor en gramos

5.4. Evaluación de la calidad de la MOS mediante espectroscopía de infrarrojo con la transformada de Fourier (FT-IR)

La calidad de la MOS se evaluó mediante la técnica de FT-IR con un espectrómetro de infrarrojo Bruker Tensor 27. Se utilizó una muestra 15 ± 0.5 mg, se mezcló con 0.2 g de bromuro de potasio (KBr) grado FT-IR (≥ 99 %) en crisoles de porcelana y se fabricó la pastilla. Los espectrogramas fueron el promedio de 100 lecturas que hizo el equipo, el rango de valores para cada uno de ellos osciló de $4000 - 400 \text{ cm}^{-1}$ con una resolución de 2 cm^{-1} y se hicieron tres repeticiones para cada muestra. Las repeticiones se promediaron y se obtuvo un espectrograma para cada abono, cada suelo y cada unidad experimental. Los espectrogramas fueron suavizados con el programa del espectrofotómetro (Varian Resolution V4.1.0.1.1) con la función de suavizado "Boxcar" utilizando cinco puntos. Se corrigió la línea base con la función "baselineSpec" del paquete "ChemoSpec" en el programa R v3.0.2, con este mismo paquete y programa se quitó la banda correspondiente al efecto del CO_2 ($2500 - 2000 \text{ cm}^{-1}$) y se recortaron al rango $3500 - 750 \text{ cm}^{-1}$ para facilitar el análisis.

Una vez obtenidos los espectrogramas, la calidad de la MOS se evaluó en dos partes. Primero, mediante la caracterización de los grupos químicos más importantes de la MOS en los diferentes mejoradores orgánicos (CCM, CUNAM, BIO); los suelos (RGO, SLO); en todos los tratamientos evaluados durante el experimento de invernadero para dos tiempos, antes del establecimiento del cultivo (T0) y a los 88 días (T1). Para ello se revisaron diversos estudios que reportan la composición química de la composta (Inbar *et al.*, 1989; Chefetz, 1998; Hsu y Lo, 1999; Smidt y Schwanniger 2005; Smidt y Meissl, 2007; Som *et al.*, 2009; Smidt *et al.*, 2011), el biocarbón (Sharma *et al.*, 2004; Brewer, 2009; Yuan *et al.*, 2011; Kloss, *et al.*, 2012) y la materia orgánica del suelo (Tan, 2010; Coates, 2000; Hay y Myneni, 2007). Los grupos químicos característicos estudiados fueron: C alifático, C de compuestos aromáticos, C de polisacáridos, ácido carboxílico (ACar), carboxilato (ICar) y N de amida II. Se utilizó el programa R v3.0.2 para graficar y caracterizar

los grupos químicos. En el Anexo 10.2 se pueden encontrar los cuadros con los valores de intensidad específicos para cada grupo químico de cada uno de los materiales analizados.

En segundo lugar, se monitorearon cambios relativos en la composición de la materia orgánica calculando la relación entre el valor de la intensidad de las bandas principales. Se calculó la relación C aromático/ C alifático; C aromático/ CO polisacárido; C aromático/ amida; C aromático / ACar, Icar; ACar, ICar/ C alifático y, ACar, ICar/ CH polisacárido. Una vez obtenido el valor de la relación, se restó T1–T0 y se graficó la diferencia para observar cambios relativos en el tiempo en la relación de bandas, siendo que valores de cero indicaron que no hubo cambios.

5.5. Análisis estadísticos

De todos los resultados obtenidos en los diferentes análisis en planta y sustrato (suelo + mejorador orgánico) se calculó el promedio y la desviación estándar de las repeticiones. Los resultados obtenidos fueron analizados estadísticamente con el programa Statistica v10. Para cada análisis se corroboró la normalidad de los datos, previo al ANOVA factorial con dos factores y tres niveles, de acuerdo con el diseño experimental (Figura 8). Aunque era solo un experimento, se analizaron por separado los resultados de cada uno de los lotes, es decir, los tratamientos con el suelo SLO y con el RGO. En cada análisis se evaluaron las diferencias estadísticas entre los tratamientos de las muestras colectadas en cada una de las fechas (T0, T1) y también se compararon estadísticamente ambas fechas (T0 vs T1). Dicha evaluación se realizó mediante una comparación de medias para observar si había diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos con un nivel de confianza del 95 %. Para ello se utilizó la prueba de la Diferencia Mínima Significativa (DMS). Los resultados fueron graficados con el programa SigmaPlot v11.0.

6. Resultados

6.1. Supervivencia, altura y biomasa de la cebada en mejoradores orgánicos con suelo Solonchak

6.1.1. Supervivencia de la plantas

A los 30 días se observó en los tratamientos de mejoradores orgánicos con el Solonchak (SLO) una clara diferencia de la supervivencia en el efecto de su aplicación con respecto a los tratamientos testigo de acuerdo ($p= 0.0028$) (Figura 9). En los tratamientos testigo la supervivencia fue menor al 10 %, mientras que el aplicar CCM aumentó hasta cerca de un 80 % y en el caso de la CUNAM y BIO aumentó a más del 90 %. Solamente la dosis BIO 10 % (v/v) tuvo una supervivencia menor al 20 %. La mejor respuesta de la supervivencia de las plantas se obtuvo en los tratamientos de CUNAM. A los 88 días, la supervivencia en los diferentes tratamientos en el SLO disminuyó al nivel de los tratamientos testigo; este decremento fue significativo en la supervivencia de las plantas de cebada comparada con los resultados a 30 días ($p= 0.0016$). La supervivencia de las plantas en la mayoría de los tratamientos no superó el 20 %, con excepción de las dosis más altas de CUNAM y BIO con un promedio de 64 y 48 %, respectivamente. Estos tratamientos fueron significativamente diferentes ($p= 0.0001$) y se observó una respuesta positiva con la aplicación de mejoradores orgánicos.

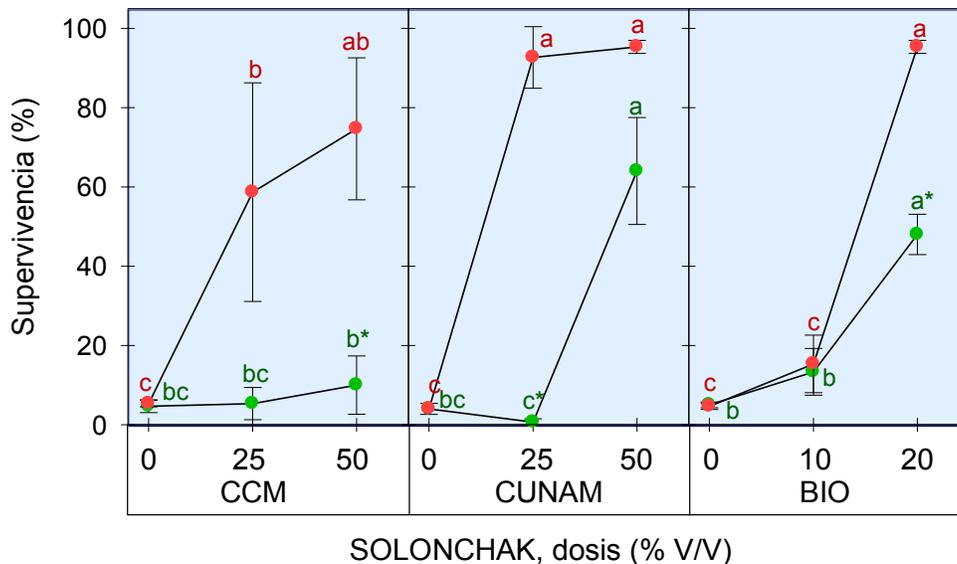


Figura 9. Valores promedio y desviación estándar para la variable de supervivencia (%) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Solonchak mezclado con diferentes tipos de mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la supervivencia al comparar ambas fechas.

Cuando se compararon los resultados de las dos fechas evaluadas (30 y 88 días), solamente con las dosis más altas de CCM y BIO, así como en la dosis media CUNAM se observó un cambio

significativo en el tiempo (CCM $p= 0.0111$, CUNAM $p= 0.0001$, BIO $p= 0.0007$), el cual fue considerado negativo en la variable evaluada.

6.1.2. Altura de la planta

La altura de las plantas de cebada cortadas a los 30 días no fue significativamente influenciada ($p= 0.0542$) por la aplicación de mejoradores orgánicos al suelo (Figura 10). La mayoría de las plantas de cebada de los distintos tratamientos alcanzaron una altura promedio entre 20 y 30 cm, con excepción de aquellas en los tratamientos testigo con CCM y CUNAM. Las mayores alturas de plantas se presentaron en los tratamientos con la dosis más alta de CCM y la dosis media UNAM sin ser estadísticamente diferentes entre sí. En los tratamientos con BIO no se observaron diferencias en la altura de las plantas con respecto al tratamiento testigo. A los 88 días, la altura las plantas cortadas fue significativamente diferente ($p= 0.0017$) por la aplicación de mejoradores orgánicos al suelo (Figura 10). En los tratamientos con dosis alta de CCM, BIO, así como la dosis media de CUNAM, se observó que la altura de las plantas fue menor que a los 30 días, incluso por debajo de la altura de los tratamientos testigo, asociada a la muerte de numerosas plantas.

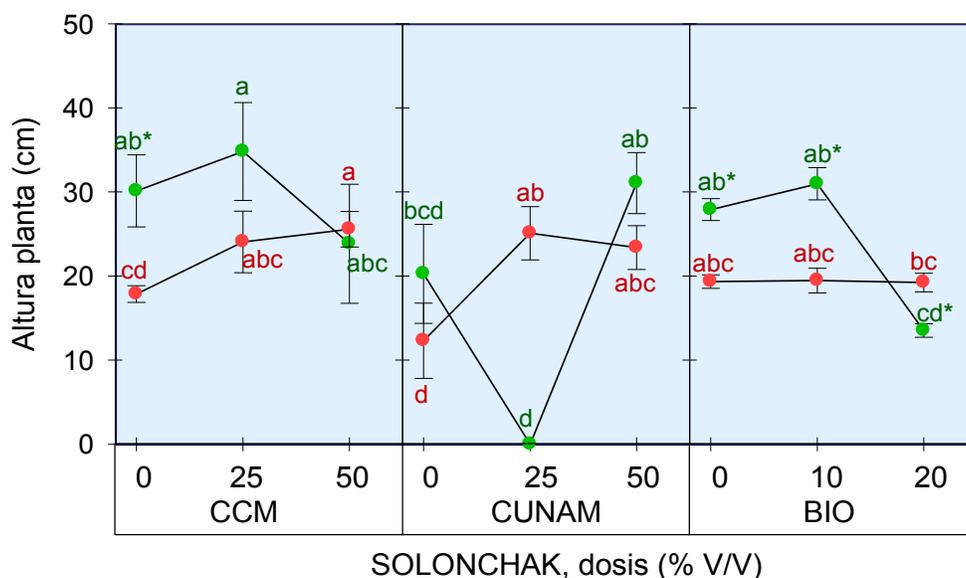


Figura 10. Valores promedio y desviación estándar para la variable de altura (cm) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en los tratamientos con el suelo Solonchak y diferentes tipos de mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la altura al comparar ambas fechas.

Considerando todos los tratamientos en conjunto, no hubo diferencias significativas entre la altura de las plantas a los 30 y los 88 días ($p= 0.103$), pero si entre tratamientos específicos. Por ejemplo, el tratamiento testigo CCM y los tres tratamientos BIO tuvieron un aumento significativo en la altura de las plantas (CCM $p= 0.027$, BIO $p= 0.0024$, BIO $p= 0.0043$, BIO $p= 0.0071$).

6.1.3. Biomasa

A los 30 días hubo diferencias estadísticamente significativas en la biomasa ($p= 0.0222$) como respuesta a la aplicación de mejoradores orgánicos al suelo (Figura 11). En los tratamientos testigo sobrevivieron muy pocas plantas (Figura 9) y la biomasa prácticamente fue cero, al igual que la dosis 10 % de BIO. Con las dosis mayores de mejoradores orgánicos hubo un efecto positivo en la cantidad de biomasa producida; aunque CCM y CUNAM fueron estadísticamente iguales. A los 88 días, se observaron diferencias significativas entre los diversos tratamientos ($p<0.0001$). La cantidad de biomasa aérea disminuyó en los tratamientos testigo; pero con la dosis alta de CUNAM y la dosis media de BIO donde se observó un aumento con respecto a lo observado en el corte de plantas a los 30 días. Estos tratamientos fueron los que tuvieron mejor resultado. El decremento general de la biomasa en el corte de plantas a los 88 días fue significativo en comparación con los resultados del corte a 30 días ($p= 0.0161$).

Comparando cada uno de los tratamientos en las dos fechas evaluadas (30 y 88 días), se observaron cambios significativos en la biomasa para la dosis media de CUNAM y la dosis alta de BIO (CUNAM $p= 0.0001$, BIO $p= 0.0001$). Estos cambios indicaron que en el corte de plantas a 88 días la producción de biomasa fue menor.

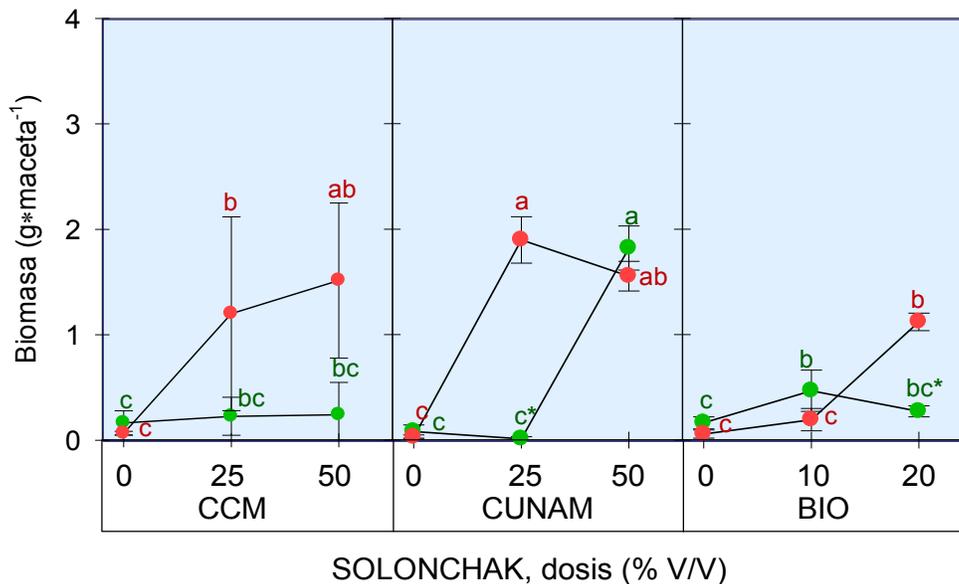


Figura 11. Valores promedio y desviación estándar para la variable biomasa ($g*maceta^{-1}$) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Solonchak mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la biomasa al comparar ambas fechas.

6.2. Supervivencia, altura y biomasa de la cebada en mejoradores orgánicos con suelo Regosol

6.2.1. Supervivencia de las plantas

A los 30 días se observó en los tratamientos de mejoradores orgánicos con el Regosol (RGO), una respuesta similar en los tratamientos en la variable supervivencia de las plantas. La principal diferencia se observó en los tratamientos testigo. La supervivencia en los tratamientos testigo RGO (55 – 75%) fue seis veces mayor a la del SLO (<10%). Se observó una clara diferencia en el efecto de la aplicación de mejoradores orgánicos (compostas y biocarbón) al comparar las dosis más altas de los tratamientos con respecto a los tratamientos testigo, ($p < 0.0001$) (Figura 12). En los tratamientos testigo, la supervivencia de las plantas osciló entre 55 y 75 %, y la respuesta máxima de los tratamientos varió entre 75 y 95 %. Solamente la dosis BIO 10 % tuvo una supervivencia de 7 %, que fue cinco veces menor a la respuesta de los tratamientos testigo. A los 88 días, la supervivencia en los tratamientos en el RGO disminuyó por debajo del nivel de los tratamientos testigo. Este decremento fue significativo en la supervivencia de las plantas de cebada comparada con los resultados a los 30 días ($p = 0.0018$). La supervivencia entre los diferentes tratamientos a los 88 días no fue estadísticamente significativa ($p = 0.0518$). Los tratamientos a los que se aplicó CCM y BIO tuvieron una menor supervivencia comparada con sus respectivos tratamientos testigo. Por otro lado, aquellos tratamientos a los que se aplicó CUNAM tuvieron una respuesta positiva en función de la dosis, aunque hubo una alta variabilidad entre las repeticiones.

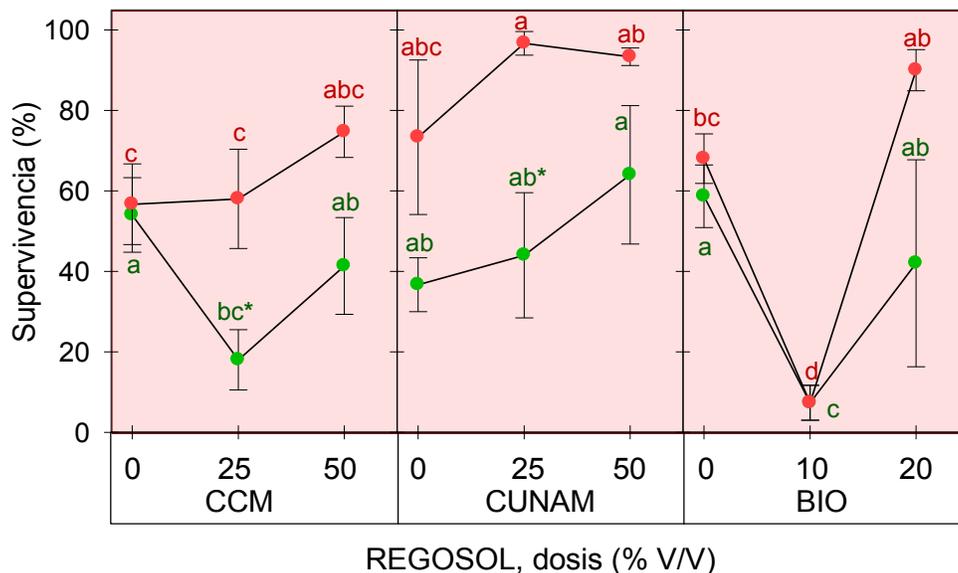


Figura 12. Valores promedio y desviación estándar para la variable de supervivencia (%) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la supervivencia de las plantas al comparar ambas fechas.

Se compararon estadísticamente los cambios en la supervivencia de las plantas de cebada durante el experimento en las dos fechas (30 y 88 días). Solamente las dosis medias de CCM y CUNAM, mostraron un cambio significativo en el tiempo (CCM $p= 0.0221$, CUNAM $p= 0.0288$), aunque este cambio representó la mortandad de las plantas de cebada.

6.2.2. Altura de la planta

A nivel general del RGO, se observó un aumento de la altura de las plantas a los 30 y 88 días. Los tratamientos testigo CUNAM y BIO, así como la dosis alta de BIO no tuvieron cambios significativos en función del tiempo ($p = 0.1144$).

A los 30 días se observaron diferencias estadísticamente significativas ($p= 0.0089$) en la altura de las plantas de los diferentes tratamientos (Figura 13). La respuesta a la adición de mejoradores orgánicos fue positiva en CCM y CUNAM, mientras en BIO no hubo diferencias en la altura de plantas comparada con los tratamientos testigo. La dosis alta de CCM y la dosis media de CUNAM presentaron los mayores valores en altura de plantas, aunque fueron estadísticamente iguales. Los tratamientos donde se aplicó BIO también fueron estadísticamente iguales. A los 88 días, la altura de las plantas mostró diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.0005$). Se observó una respuesta positiva de la altura de la planta a la aplicación de mejoradores orgánicos al suelo, aunque las diferentes dosis de aplicación de CCM y CUNAM no produjeron cambios significativos en esta variable. La altura en respuesta a la aplicación del BIO en la dosis alta disminuyó comparada con el tratamiento testigo. Las dosis medias de CCM y BIO mostraron la mayor altura de planta. Comparando ambos tipos de suelo, la altura de la planta respondió de forma similar en función del tipo de abono; aunque el error estándar fue más alto en los tratamientos del SLO.

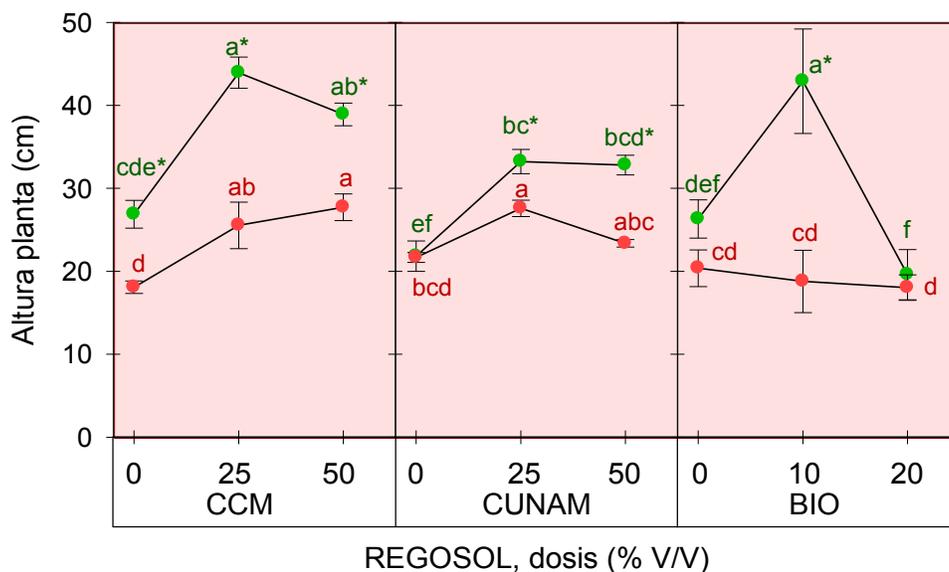
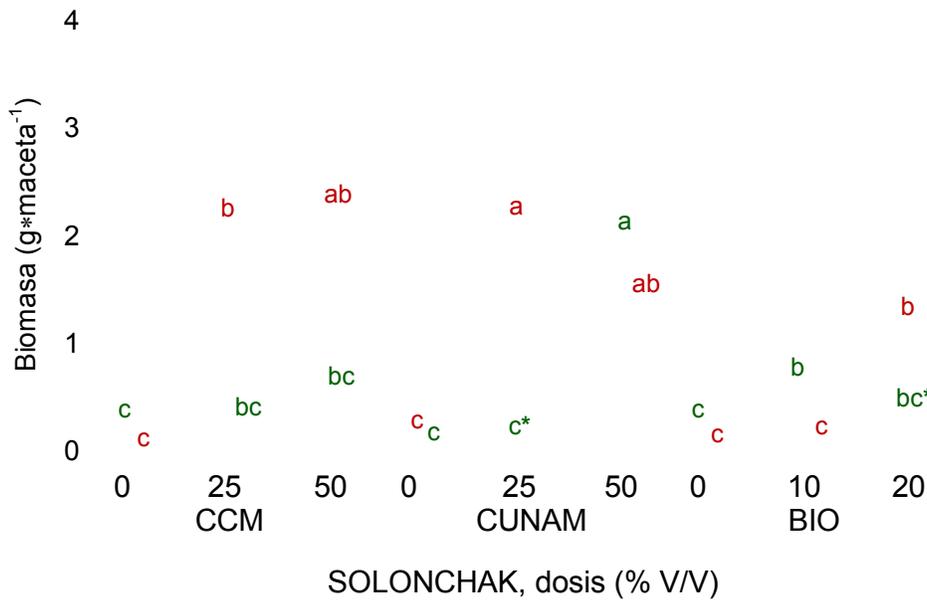


Figura 13. Valores promedio y desviación estándar para la variable altura (cm) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes

mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la altura de las plantas al comparar ambas fechas.

6.2.3.]

En el RG
variabilic
como re
testigo li
con RGC
dosis 10
se obtuv
dosis fue
los trata
cambios
mayor c
CUNAM.
compara
diferenti
biomasa
10% $p=$
negativo



alta
(01)
ntos
ores
o la
ados
bas
ntre
e los
i. La
M y
i en
con
i de
BIO
os y

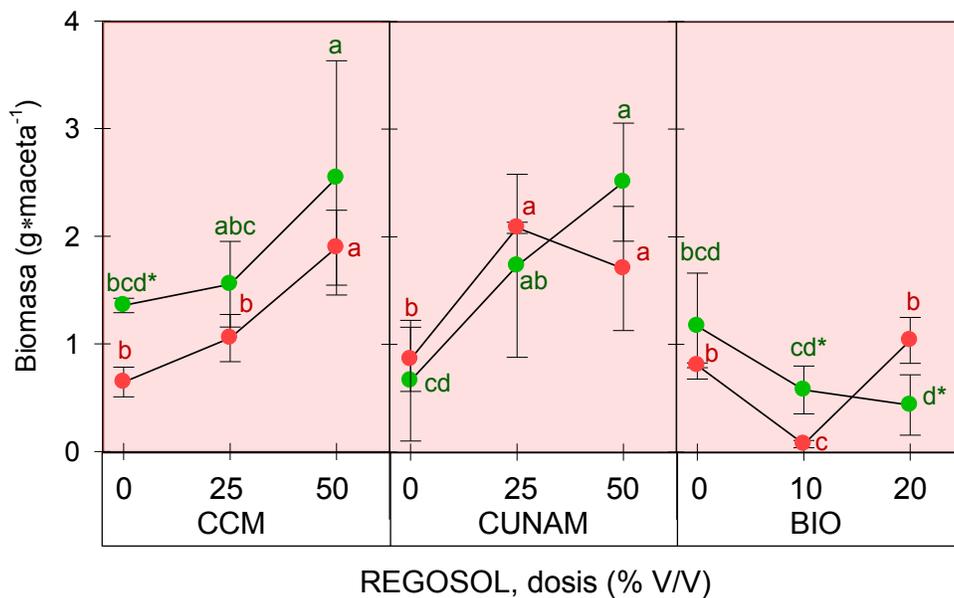


Figura 14. Valores promedio y desviación estándar para la variable biomasa ($g \cdot maceta^{-1}$) de las plantas de cebada a los 30 (círculos rosa) y a los 88 días (círculos verdes) después de la siembra en el suelo Regosol mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Las letras indican las diferencias significativas entre los diferentes tratamientos de cada fecha y los asteriscos (*) indican diferencias significativas en la biomasa de plantas al comparar ambas fechas.

La respuesta de la variable biomasa cambió en función del tipo de suelo y de la supervivencia. En el primer corte a los 30 días, se observó el efecto de la adición de mejoradores orgánicos para ambos suelos. Mientras que al final del cultivo (88 días) la alta variabilidad de los datos condicionó las diferencias entre los tratamientos.

6.3. Cambios en las propiedades físicas y químicas del suelo en función del tipo de mejorador

6.3.1. Análisis físicos y químicos

pH. El Solonchak (SLO) y el Regosol (RGO) respondieron de forma distinta a la aplicación de mejoradores orgánicos. Dichos cambios fueron estadísticamente significativos para en los tratamientos con ambos suelos (Figura 15). En el T0 del SLO se obtuvo un pH entre 7.5 y 9. En los tratamientos con aplicación de composta (T0) el pH disminuyó en promedio 0.6 unidades con respecto a los tratamientos testigo, y en el caso del BIO el decremento fue de 0.2 unidades de pH. Esta tendencia se mantuvo en el T1 para las compostas, pero en cambio, en el BIO bajó en promedio 0.02 unidades de pH. T0 y T1 tuvieron un aumento promedio de 0.15 unidades de pH, es decir, estadísticamente iguales.

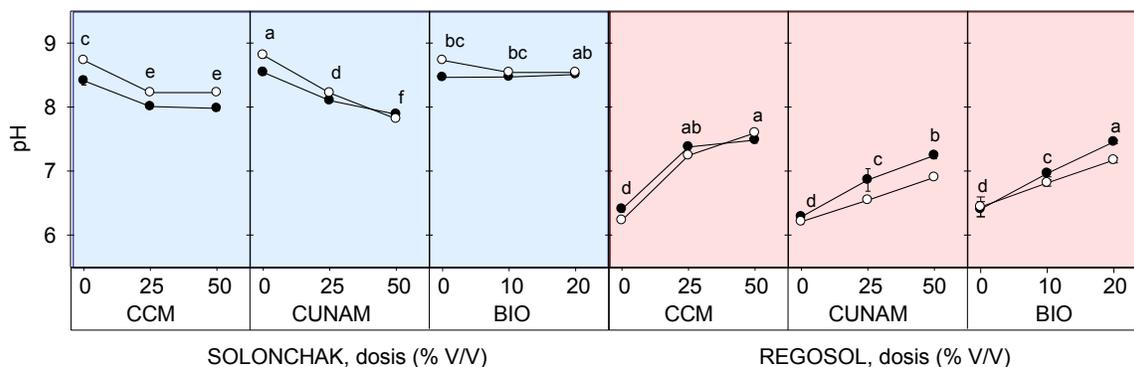


Figura 15. Valores promedio y desviación estándar para la prueba de pH del suelo para: A) Solonchak y, B) Regosol, mezclados con diferentes mejoradores orgánicos. Antes del cultivo (T0, círculos blancos) y a los 88 días (T1, círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, en el SLO ($p < 0.0001$) y el RGO ($p = 0.0019$).

Los sustratos preparados con el RGO presentaron valores de pH entre 6 y 7.5. La adición de cualquiera de los tres mejoradores orgánicos aumentó el pH del suelo en 0.8 unidades respecto a los tratamientos testigo en el T0 y el T1. Se comparó el T1 con el T0 y se observó un aumento promedio de 0.15 unidades de pH, aunque fueron estadísticamente iguales.

Conductividad eléctrica (CE). Los resultados indicaron que a mayor contenido de composta o biocarbón en los sustratos preparados con ambos suelos, hubo un aumento significativo de los valores de CE comparados con los tratamientos testigo (Figura 16). El incremento en CE fue mayor con CCM que con CUNAM y de ambos fue mayor que con BIO.

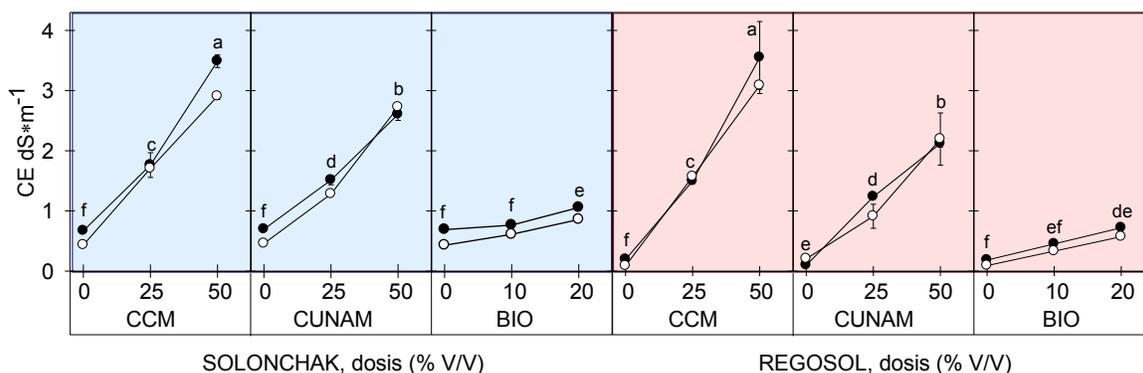


Figura 16. Valores promedio y desviación estándar para la prueba de CE ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$) del suelo mezclados con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, $\text{SLOp} = p < 0.0001$ $\text{RGOp} = p < 0.0001$.

Nitrógeno total (N total). La adición de compostas y biocarbón incrementó el contenido de N total con respecto a los tratamientos testigo (Figura 17). El aumento fue hasta 1.5 veces cuando se aplicó CCM y CUNAM, y hasta 0.5 veces cuando se aplicó BIO, sin mayores diferencias entre ambos suelos. Esta tendencia se mantuvo antes y después del cultivo de cebada. El contenido de N en el T1 disminuyó significativamente en los tratamientos donde se mezclaron los mejoradores orgánicos con el SLO ($p = 0.0098$) en comparación con el T0. En los tratamientos donde se mezclaron los mejoradores orgánicos con el RGO no se observaron cambios significativos ($p = 0.589$) en el tiempo.

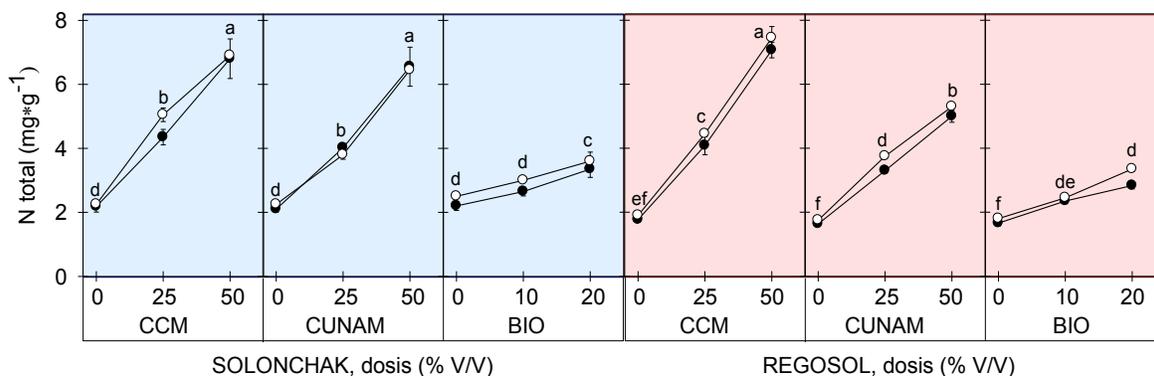


Figura 17. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de N total ($\text{mg}\cdot\text{g}^{-1}$) los tratamientos de suelo mezclados con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros)

después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$.

Fósforo (P). El contenido de P extraíble incrementó con la adición de los mejoradores orgánicos estudiados (Figura 18). La tasa de aumento para ambos sustratos presentó el siguiente orden decreciente: CUNAM > CCM > BIO. Al igual que para el porcentaje de N, la tasa de aumento de P en las compostas es de dos a seis veces mayor que en el BIO. Esta tendencia se mantuvo antes y después del cultivo de cebada. Los cambios en el tiempo fueron estadísticamente significativos ($p < 0.0001$) para las dosis más altas de los tres mejoradores orgánicos en los tratamientos con el SLO. Por ejemplo, el contenido de P en el T1 en la dosis alta de la CUNAM en el SLO, tuvo un aumento significativo comparado con el tratamiento testigo y con el mismo tratamiento en el T0.

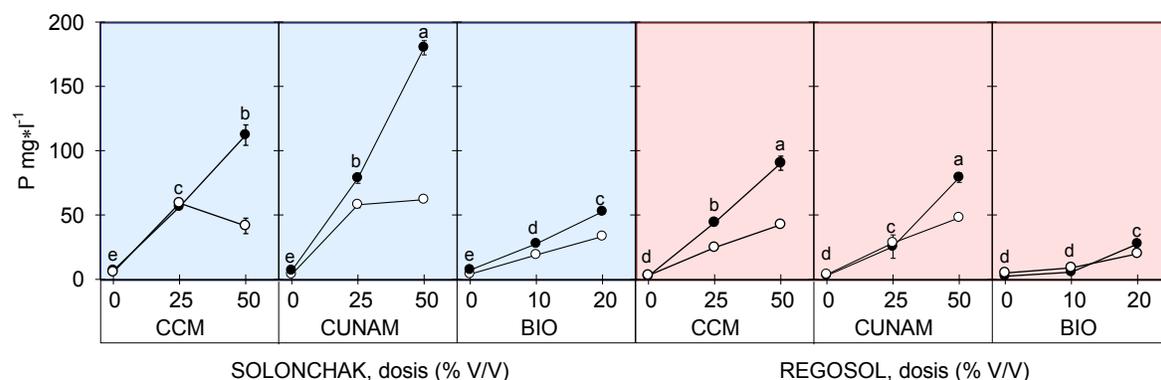


Figura 18. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de P ($\text{mg} \cdot \text{l}^{-1}$) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) que finalizó el cultivo. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$.

En el caso de los tratamientos donde se mezclaron los mejoradores orgánicos con el RGO, el aumento del contenido de P extraíble fue menor que en los tratamientos con el SLO. El aumento del contenido de P en los sustratos con el RGO en función del tiempo, fue significativo para las dosis altas de los tres mejoradores orgánicos y la dosis media de CCM ($p < 0.0001$).

Carbono total (C total). Los resultados mostraron un incremento en el contenido de C como respuesta a la adición de los mejoradores orgánicos (Figura 19). La tasa de aumento del C fue similar para los tres tipos de mejoradores orgánicos en ambos suelos. Esta tendencia se mantuvo hasta el final del experimento. No se observaron cambios significativos del contenido de C en el tiempo para ningún tratamiento con ambos suelos (SLO $p = 0.518$, RGO $p = 0.184$).

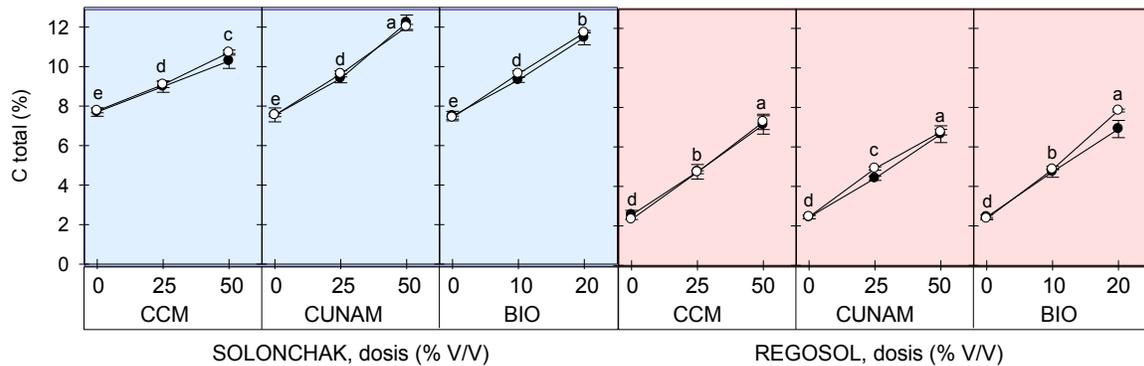


Figura 19. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de C total (%) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días (T1), SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$.

Relación C:N. Los cambios en la relación C:N fueron mayores en los tratamientos donde se mezclaron mejoradores orgánicos con el SLO que con el RGO. Se observaron diferencias significativas entre los tratamientos de ambos suelos cuando se compararon con los tratamientos testigo. Los tratamientos con el RGO a los que se aplicó CUNAM y los tratamientos con el SLO a los que se aplicó BIO fueron estadísticamente iguales. En general, para los tratamientos en ambos suelos donde se aplicó composta (CCM o CUNAM), la relación C:N disminuyó con el aumento de la dosis. Los tratamientos con el RGO en los que se aplicó BIO mostraron un aumento de la relación C:N en función de la dosis (Figura 20).

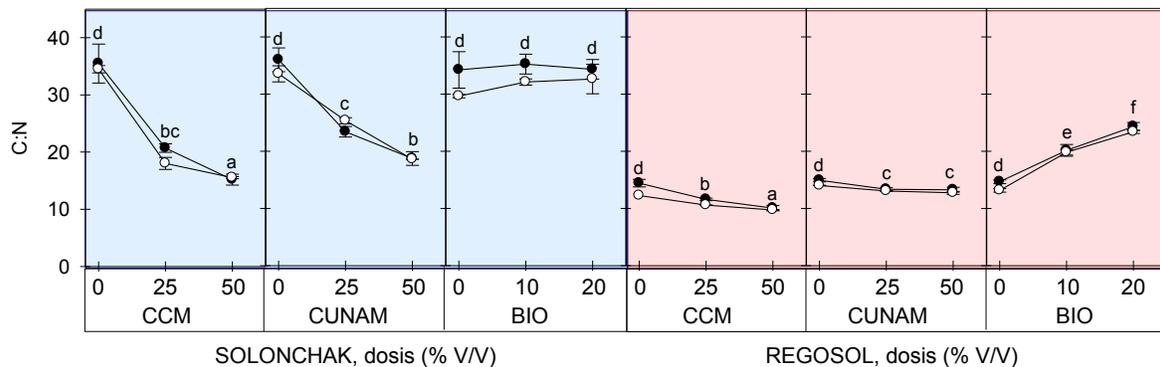


Figura 20. Valores promedio y desviación estándar para la relación C:N en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) después de la siembra. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días. SLO $p < 0.0001$ RGO $p < 0.0001$.

Los cambios en el tiempo de la relación C:N para la aplicación de mejoradores orgánicos en ambos suelos fueron mínimos. Dichos cambios fueron más notorios en los tratamientos donde se aplicó BIO en el suelo SLO, aunque estadísticamente iguales (SLO $p = 0.3397$, RGO $p = 0.3463$).

Capacidad de intercambio catiónico (CIC) Los resultados indicaron que la adición de mejoradores orgánicos al SLO no produjo cambios en la CIC de los tratamientos. Por el contrario, la adición de mejoradores orgánicos al RGO si produjo un aumento en la CIC de los tratamientos con una tasa de aumento en el siguiente orden decreciente: CCM > CUNAM > BIO. No se observaron cambios en la CIC en función del tiempo para ambos suelos (Figura 21).

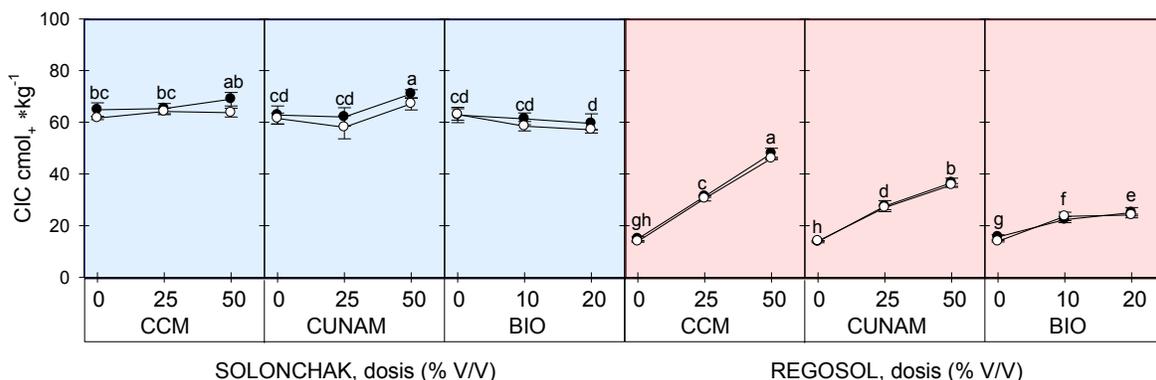


Figura 21. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de CIC ($\text{cmol}_{(+)}\cdot\text{kg}^{-1}$) en el suelo mezclado con diferentes mejoradores orgánicos. Antes (círculos blancos) y al final del cultivo, 88 días (círculos negros). Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días, $\text{SLOp} = 0.0514$ RGO $\text{p} < 0.0001$.

Capacidad Máxima de Retención de Agua (CMRA). Los resultados mostraron que la aplicación de mejoradores orgánicos aumentó la CMRA en ambos suelos en T0 y T1. El aumento de la CMRA en las mezclas de los mejoradores orgánicos con ambos suelos presentó el siguiente orden: CUNAM > CCM > BIO (Figura 22). En T1 se observó un aumento de la CMRA en todos los tratamientos con respecto al T0, aunque dicho aumento fue significativo solamente para algunos de los tratamientos. Los mejores resultados en el T1 de CMRA en el SLO se obtuvieron en los tratamientos con CUNAM y en el RGO con las dosis más altas de CUNAM y CCM, donde la CMRA aumentó hasta un 75 % comparada con el tratamiento testigo.

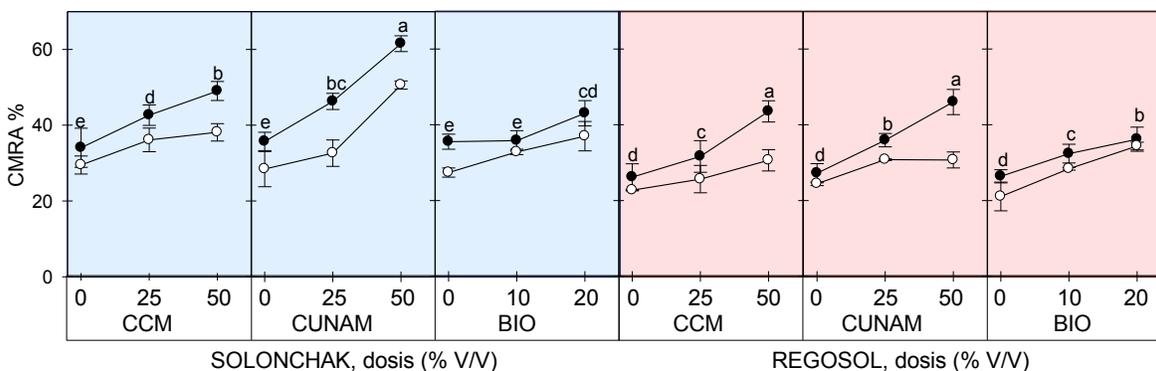


Figura 22. Valores promedio y desviación estándar para el análisis de la Capacidad Máxima de Retención de Agua (%) en los suelos mezclados con diferentes mejoradores orgánicos, antes del cultivo (círculos blancos) y a los 88 días (círculos negros) que finalizó el cultivo. Las letras indican las diferencias significativas entre los tratamientos a los 88 días (T1), $\text{SLOp} < 0.0001$ RGO $\text{p} < 0.0001$.

6.4. Evaluación de la calidad de la materia orgánica mediante el análisis del C con espectroscopía FT-IR en los diferentes sustratos utilizados

6.4.1. Caracterización de los grupos químicos.

En esta sección se describen los espectrogramas de cada uno de los suelos, mejoradores y tratamientos en T0 y T1. La descripción o caracterización de los espectrogramas consiste en asignar a las bandas importantes que se observan, el posible grupo químico que representan. A una banda de absorción determinada pueden asignarse uno o varios grupos funcionales. El Cuadro 5 resume las bandas de absorción características para cada uno de los suelos y mejoradores utilizadas en este trabajo.

Cuadro 5. Valores de las longitudes de onda y su grupo funcional asociado encontradas en espectrogramas de suelo y mejoradores orgánicos antes de preparar las mezclas de los tratamientos.

| Banda de absorción (cm ⁻¹) | Grupo funcional característico | SUELOS | | MEJORA DORES | | |
|---|--|--------|-----|-----------------|-------|-----|
| | | SLO | RG0 | CCM | CUNAM | BIO |
| 3300 | Enlaces H, grupos OH | X | X | X | X | |
| 2930 - 2855 | Estiramiento del grupo alifático metileno CH asimétrico y simétrico, respectivamente. | X | | X | X | X |
| 1650 | Estiramiento del grupo C=O. Amida (I). Saturación de alqueno (C=C), un estiramiento de alqueno (C=C). | | X | X | X | X |
| 1600, | Estiramiento de un anillo aromático (C=C-C). Doble enlace C=C conjugado de los alquenos. Deformación de aminas primarias N-H. Vibración asimétrica de carboxilatos alifáticos. | | | X | X | X |
| 1580-1560 | Amida (II). Estiramiento de un anillo aromático (C=C-C). Vibración asimétrica de carboxilatos alifáticos | | | X | X | X |
| 1450-1430 | Deformación de grupos CH ₃ o CH ₂ alifático asimétrico. Flexión de un grupo metileno CH. | X | | X | X | X |
| 1420 | Deformación de C-H. Grupos CH ₂ , CH ₃ . Vibración simétrica de carboxilatos alifáticos | | | | X | |
| 1320 | Compuesto nitro aromático simétrico. Vibración simétrica de polisacáridos alifáticos (metino C-C). | | | | | X |
| 1222 | Flexión del grupo CH aromático, estiramiento C-O. | | | | X | |
| 1115-1030 | Hombro ligero CH ₂ alifático. Flexión del grupo CH aromático. Vibración simétrica C-O-C de polisacárido. | X | X | X | X | X |
| 875 | CH aromático fuera del plano de deformación, C-O de carbonatos fuera del plano de deformación | X | | X | X | X |

6.4.2. Descripción de los espectrogramas de los suelos.

En la Figura 23 se observan los espectrogramas correspondientes a los diferentes tipos de suelo. En la región del espectrograma entre 3400 y 3300 cm^{-1} en el SLO se observa una banda amplia, apenas perceptible correspondiente a enlaces H y grupos OH; a 1650 cm^{-1} una banda que señala amida (I), un estiramiento del grupo carbonilo (C=O), saturación de olifeína (C=C), un estiramiento de alqueno (C=C), aunque esta banda también puede corresponder a agua en la muestra; la banda a 1030 cm^{-1} que representa la vibración O-CH₃ o un estiramiento C-O de polisacárido.

El SLO muestra bandas en 2930 y 2855 cm^{-1} que corresponden a grupos alifáticos de metileno (CH), en 1450 cm^{-1} que representa deformación de grupos CH₃ o CH₂ alifático. La banda de absorción en 1800 y 1720 cm^{-1} representa un grupo carbonilo (C=O) y ambas bandas están presentes en materia orgánica con pH alcalino ($1800 - 1700\text{ cm}^{-1}$), aunque la banda 1720 cm^{-1} también puede asociarse a un ácido carboxílico; la banda en 875 cm^{-1} corresponde a la flexión del grupo aromático fuera del plano. Por otra parte, en el RGO en la banda de absorción 1100 cm^{-1} tiene un hombro ligero que puede corresponder a un grupo CH₂ alifático, a un grupo C-H aromático dentro del plano o una vibración simétrica C-O-C.

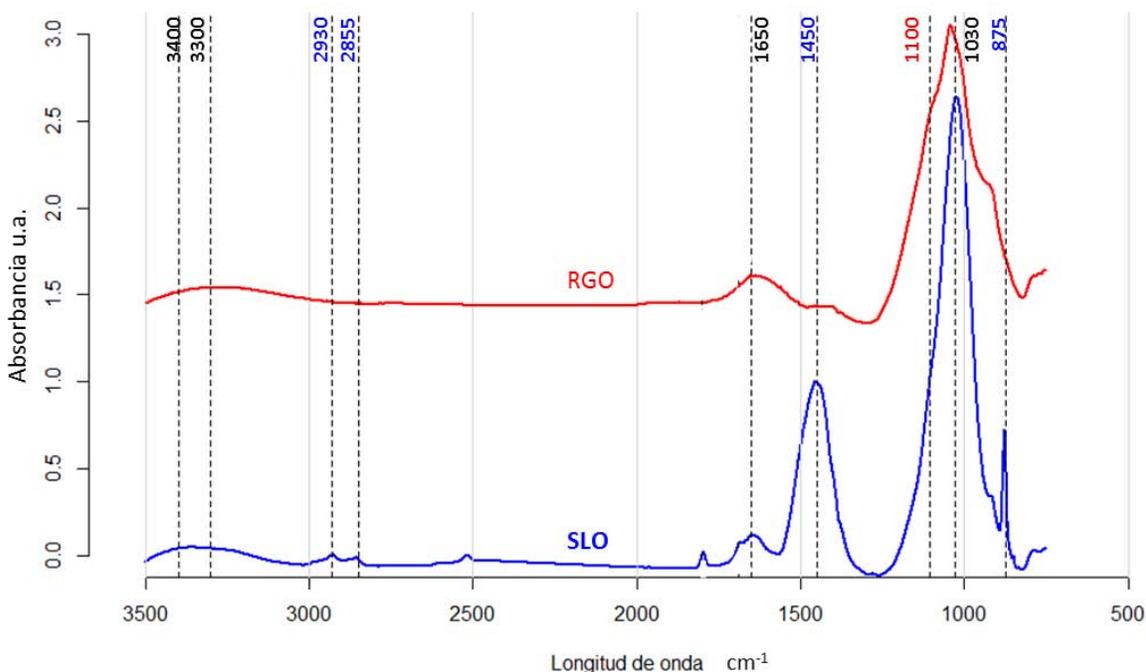


Figura 23. Espectrogramas FT-IR correspondientes a los diferentes tipos de suelo. Las líneas verticales negras indican bandas de absorción de enlaces de grupos funcionales presentes en el suelo. Los valores en negro corresponden a las bandas que coinciden para ambos suelos, Solonchak (SLO) y Regosol (RGO).

6.4.3. Descripción de espectrogramas de los mejoradores orgánicos

En la Figura 24 se observan los tres espectrogramas correspondientes a los diferentes tipos de mejoradores orgánicos. El C de los grupos alifáticos se observa en los tres mejoradores orgánicos en la región 2930 – 2855 cm^{-1} , otra banda que comparten es en 1650 cm^{-1} que corresponde a ácidos carboxílicos alifáticos, aunque también puede ser una vibración de compuestos aromáticos (C=C); la longitud de onda en 1510 cm^{-1} asociada a un estiramiento de anillo aromático (C=C) y finalmente; la banda de absorción en 875 cm^{-1} que corresponde a CH aromático fuera del plano de deformación.

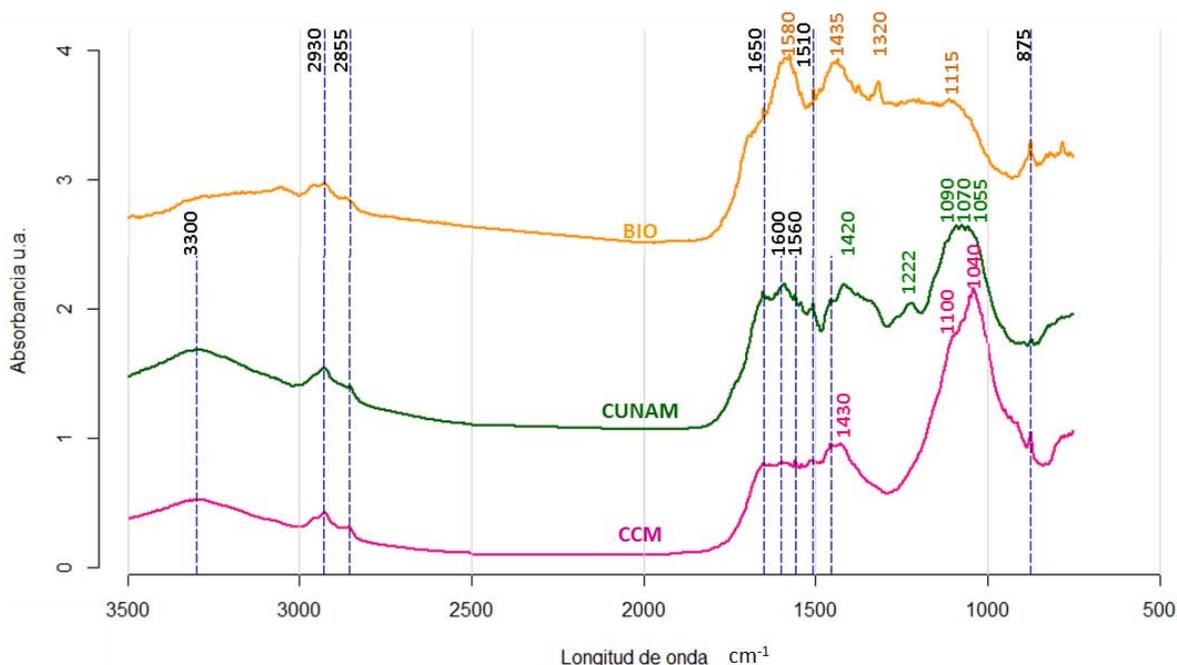


Figura 24. Espectrogramas FT-IR correspondientes a los diferentes mejoradores orgánicos. Las líneas verticales indican las bandas de absorción características en cada uno de los mejoradores: composta de la Ciudad de México (CCM), composta con residuos de jardinería de la universidad (CUNAM) y biocarbón con residuos de jardinería (BIO). Los valores en negro corresponden a las bandas que coinciden en los tres mejoradores o solo en la composta.

En cada uno de los mejoradores orgánicos también se observan bandas características que representan los grupos químicos estudiados (Figura 24). En el espectrograma de la CCM se observó el C de grupos alifáticos en región del espectrograma 1450 – 1420 cm^{-1} ; también se observa una pequeña banda en 3300 cm^{-1} que aunque no es tan marcada como las de la región alrededor de 1400, es ampliamente reconocida como presencia de grupos alifáticos. El C grupos aromáticos en la banda de absorción 1600 cm^{-1} ; el C-H de polisacáridos en 1100 y 1040 cm^{-1} y; la banda 1560 cm^{-1} se podría asignar al ácido carboxílico, C aromático y el N en amida II, pero siendo una composta con altos contenidos de N se concluyó que esta banda representa al N amida II. En el espectrograma de la CUNAM se observó el C de grupos alifáticos en las bandas 3300 y 1450 cm^{-1} ; el C de grupos aromáticos se observó en las bandas 1600 y 1500 cm^{-1} , la banda 1420 cm^{-1} se asignó a la presencia de ácido carboxílico, la región entre 1090–1050 cm^{-1} representó al grupo C-H

de polisacárido y, la banda 1560 cm^{-1} correspondió al N en amida II. Por último, en el espectrograma del BIO se observó el C de grupos alifáticos en las bandas 1435 y 1320 cm^{-1} ; el C grupos aromáticos en la región de $1580 - 1500$, en 1222 y 1115 cm^{-1} ; el C-H de polisacáridos en la región $1100 - 1050$ se observó un hombro alrededor de 1070 cm^{-1} ; las bandas en 1580 , 1560 y 1320 cm^{-1} se asignaron a la presencia de grupos de ácido carboxílico y finalmente, no se observó la presencia de N en amida II.

Descripción de espectrogramas de los tratamientos en SLO y RGO

En las Figuras 24 y 25 se observa la compilación de los espectrogramas FT-IR, en T0 y T1, para cada uno de los tratamientos utilizados en el experimento en invernadero. Las figuras se muestran en tres bloques de espectrogramas que corresponden a cada uno de los mejoradores orgánicos utilizados. En cada bloque se observan los espectrogramas de los diferentes tratamientos en el T0 e inmediatamente arriba el espectrograma correspondiente en T1.

Hubo bandas de absorción comunes para la mayoría de los espectrogramas, excepto en los tratamientos del SLO-CCM. Las bandas de absorción comunes fueron aquellas que se observaron en la caracterización de los mejoradores y se mantuvieron presentes después del cultivo de cebada (T1). Estas bandas se encontraron en las longitudes de onda 1650 , 1560 , 1510 , 1030 y 875 cm^{-1} . Todas ellas se asocian con diferentes tipos de vibración de grupos aromáticos (C=C y CH) aunque también se asignan a vibraciones del grupo ácido carboxílico (ACar) e ion carboxilato (ICar) (1560 cm^{-1}), grupo carbonilo (1650 cm^{-1}), C-O polisacárido (1030 cm^{-1}), amidas (1650 , 1560 cm^{-1}) y carbonatos (875 cm^{-1}).

SLO. En los tratamientos con CCM en T0 dominaron los compuestos alifáticos (bandas de absorción 2930 , 2855 , 1430 y 1320 cm^{-1}), seguidos de los compuestos aromáticos (1580 , 1560 y 1000 cm^{-1}), las amidas (1580 y 1560 cm^{-1}), los polisacáridos (1015 y 1000 cm^{-1}), la vibración de alquenos C=C (1670 cm^{-1}) y los grupos ACar e ICar (1700 cm^{-1}). En T1 se mantuvieron las bandas de la vibración de alquenos (1670 cm^{-1}), CH_3 o CH_2 alifático simétrico (1430 cm^{-1}) y la banda 1560 cm^{-1} que puede ser un grupo alifático, aromático o amida. Al mismo tiempo, otras bandas del espectrograma absorbieron mayor energía IR y se hicieron más visibles. Se observó la vibración del enlace C=O (1800 , 1690 , 1650 y 1540 cm^{-1}), del C=C (1650 , varias bandas agudas entre $1500 - 1470\text{ cm}^{-1}$) y una región de vibraciones C-O de polisacáridos ($1090 - 975\text{ cm}^{-1}$). Las características del SLO se observan en el T1 con las frecuencias 1800 , 1030 y 875 cm^{-1} que aparecen en todos los espectrogramas y que fueron bandas de absorción identificadas en la descripción del espectrograma del SLO (Figura 24).

En los espectros de los tratamientos de CUNAM en el SLO para el T0 dominan las bandas de absorción de los compuestos aromáticos ($1650 - 1500$, 1222 y 875 cm^{-1}), seguidos del ACar y el ICar (1420 cm^{-1}), amidas (1650 y 1580 cm^{-1}), grupos carbonilo (1650 cm^{-1}) CH alifático (2930 y 2855 cm^{-1}), OH de alcoholes (3300 cm^{-1}), alqueno (1650 cm^{-1}) y carbonatos (875 cm^{-1}). En T1 se mantienen las bandas 1510 cm^{-1} de compuestos aromáticos; 1030 cm^{-1} de polisacáridos; 1650 cm^{-1} de aromáticos y; 875 cm^{-1} de carbonatos. Al mismo tiempo, otras bandas del espectrograma se

hicieron más visibles como la vibración de diferentes tipos de amidas (1680 cm^{-1}) y una serie de bandas de absorción de $1580 - 1430\text{ cm}^{-1}$ que pueden asignarse a grupos amida ($1570 - 1540\text{ cm}^{-1}$), compuestos aromáticos ($1510 - 1450\text{ cm}^{-1}$), grupo metoxil ($1470 - 1430\text{ cm}^{-1}$) y/o metileno ($1485 - 1445\text{ cm}^{-1}$). Finalmente, otra región con varias bandas se observó en $1060 - 975\text{ cm}^{-1}$ que puede asignarse a: vibraciones C-O, C-O-C de polisacáridos ($1250 - 900\text{ cm}^{-1}$), vibraciones de CH_2 alifático de anillo de ciclohexano ($1055 - 1000\text{ cm}^{-1}$), flexión en el plano de CH aromático ($1225 - 950\text{ cm}^{-1}$), y/o estiramiento y deformación del grupo C-O del etanol 1060 cm^{-1} (Figura 24).

En los espectrogramas de los tratamientos BIO en el SLO para el T0 dominan las bandas de absorción de los compuestos aromáticos ($1650-1510$, 1420 , 1050 , 1030 y 875 cm^{-1}), seguidos de los ACar y el ICar (1720 , 1560 y 1320 cm^{-1}), carbonilo (1650 y 1695 cm^{-1}), amidas (1650 y 1560 cm^{-1}), polisacáridos ($1050-1030\text{ cm}^{-1}$), carbonatos (875 cm^{-1}) y compuestos alifáticos (1320 cm^{-1}). En T1 todas las bandas de absorción se mantienen y solamente aparece una vibración en 1009 cm^{-1} que puede corresponder a un polisacárido, un CH aromático y/o la vibración CH_2 alifático de un anillo de ciclohexano (Figura 25).

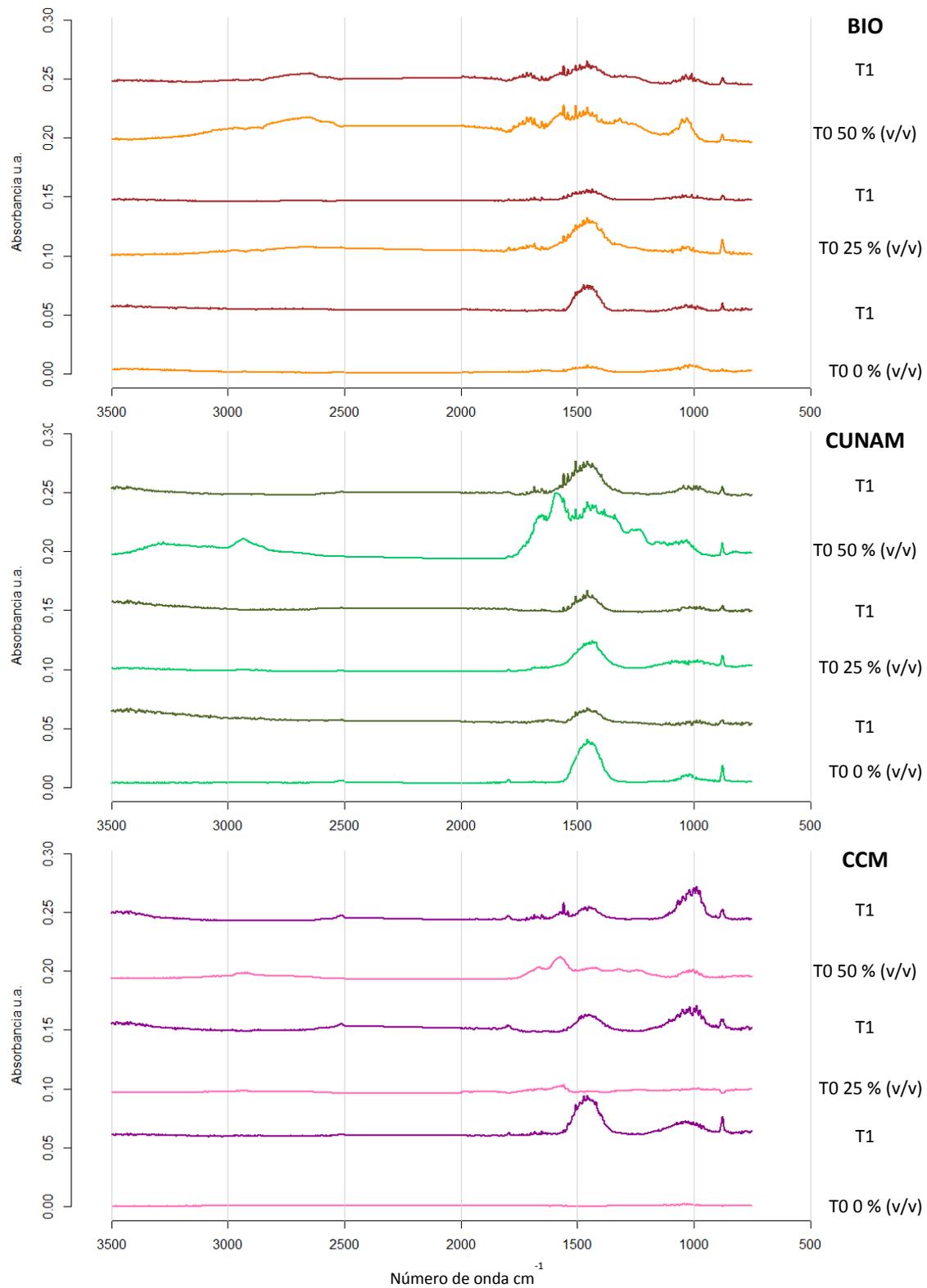


Figura 25. Espectrogramas FT-IR correspondientes a los diferentes tratamientos del SOLONCHAK. De abajo hacia arriba se observan los diferentes tipos de mejoradores (CCM, CUNAM, BIO, respectivamente) y las combinaciones de las diferentes dosis en T0 y T1.

RGO. En los tratamientos con CCM en el suelo RGO para el tiempo T0 dominaron los compuestos alifáticos (2930, 2855, 1430 y 1390 cm^{-1}), seguidos de aromáticos (1650–1500, y 1040 cm^{-1}), amidas (1650 y 1560 cm^{-1}), polisacáridos (1040 cm^{-1}), grupo carbonilo (1650 cm^{-1}) y ACar e ICar (1560 y 1390 cm^{-1}). En T1 todas las bandas de absorción se mantienen excepto 1430 cm^{-1} , además se observan una región con bandas agudas bien definidas en 970–925 cm^{-1} , que pueden corresponder a la vibración de un enlace CH de grupo alqueno fuera del plano de flexión, C–H₂ alifático de anillo de ciclohexano o un C–O de polisacárido (Figura 25).

En los espectrogramas de los tratamientos con CUNAM en el RGO para el tiempo T0 dominaron los compuestos aromáticos (1650–1500 cm^{-1}) y alifáticos (2930, 2855, 1450–1420 y 1030 cm^{-1}) seguidos del grupo amida (1280 cm^{-1}), los ACar y los ICar (1560, 1420 y 1385 cm^{-1}), el grupo carbonilo (1650 cm^{-1}) y la vibración C-O-C y C-O de polisacáridos (1030 cm^{-1}). En T1 la mayoría de las bandas se mantienen, excepto dos bandas del grupo alifático 2930 y 2855 cm^{-1} . Al mismo tiempo, otras bandas del espectrograma se hicieron más visibles como la banda 1730 cm^{-1} del grupo carbonilo, 1690 cm^{-1} de vibraciones del grupo carbonilo, del ACar y del ICar y, la banda de absorción en 950 cm^{-1} de compuestos aromáticos y/o C-O-C, C-O de polisacáridos (Figura 17).

En los espectrogramas de los tratamientos con BIO en T0 no dominó un grupo funcional específico, los compuestos alifáticos (2930, 2855 y 1455 cm^{-1}), los aromáticos (1650–1500 cm^{-1}), las amidas (1680, 1650 y 1560 cm^{-1}) y el grupo ACar (1720, 1695 y 1560 cm^{-1}) tuvieron el mismo número de bandas de absorción. También se observó la presencia del grupo carbonilo (1695 y 1650 cm^{-1}), compuesto nitro aromático (1320 cm^{-1}) y alqueno (1680 cm^{-1}). En el T1 se mantuvieron solo la mitad de las bandas de absorción de compuestos aromáticos, el carbonilo y la vibración nitro aromática. Al mismo tiempo, se observaron otras bandas en el rango 1160 – 900 cm^{-1} , que pueden ser de C–O polisacárido, C–H de alquenos y de grupos aromáticos; también se observó la banda de absorción 1540 cm^{-1} del grupo aromático y/o amida y la vibración del grupo OH de alcoholes (3450 y 1100 cm^{-1}) (Figura 26).

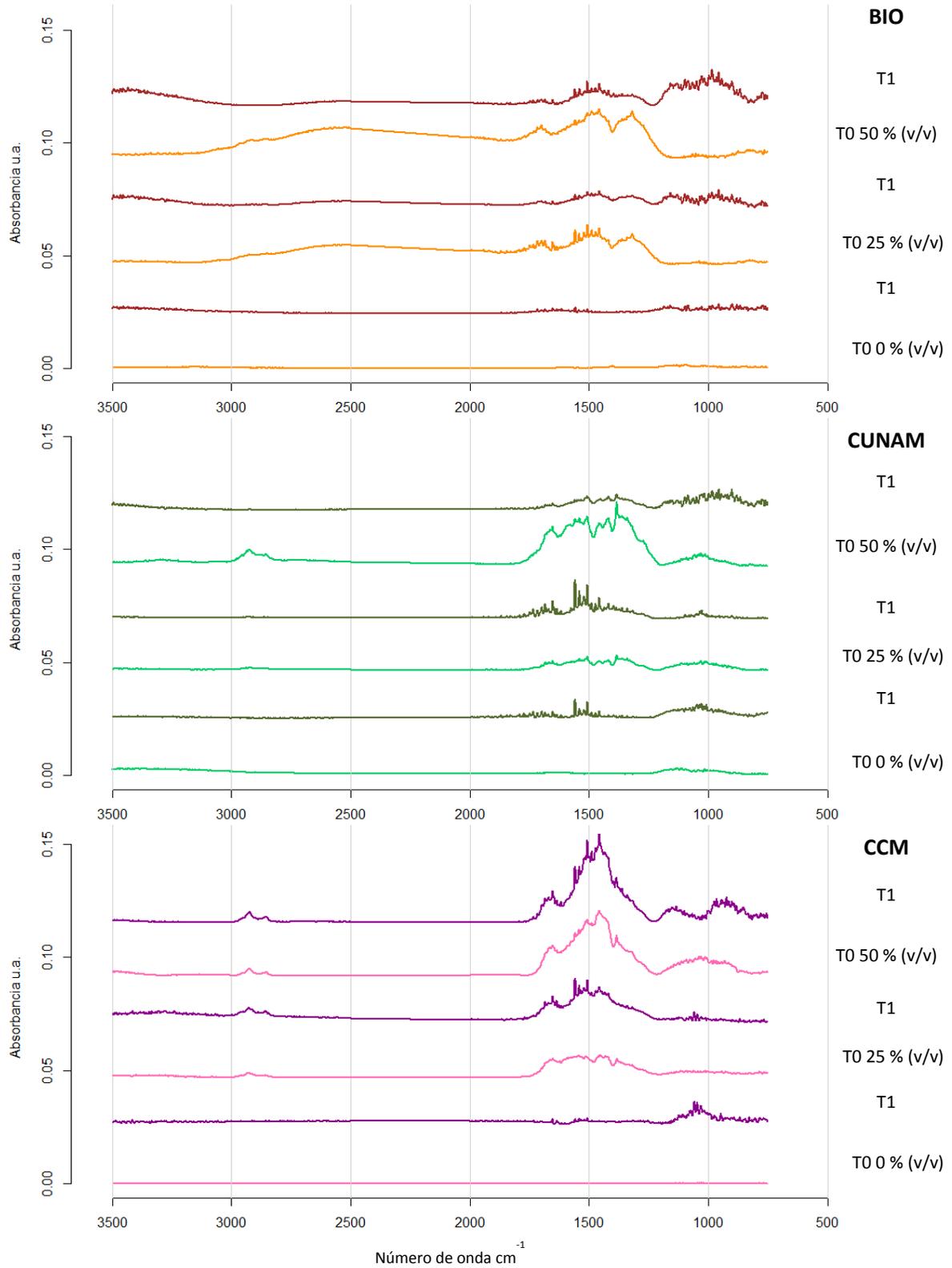


Figura 26. Espectrogramas FT-IR correspondientes a los diferentes tratamientos del REGOSOL. De abajo hacia arriba se observan los diferentes tipos de mejoradores (CCM, CUNAM, BIO, respectivamente) y las combinaciones de las diferentes dosis en T0 y T1.

6.4.4. Cambios relativos en la intensidad de las bandas en bandas de absorción específicas.

De acuerdo con lo reportado en varios estudios (Chefetz *et al.*, 1998; Chefetz *et al.*, 1996; Inbar *et al.*, 1989; Sharma, 2004; Brewer *et al.*, 2009; Keiluweit *et al.*, 2010) se calculó la relación entre diferentes bandas de absorción características de los diferentes tipos de mejoradores orgánicos. Como puede observarse en el Anexo 10.3, la variabilidad de los datos en algunos casos fue grande. La mayor desviación estándar se obtuvo para las bandas de absorción de la CCM en el SLO y los datos aberrantes fueron eliminados del cálculo de la media. Debido a que un grupo funcional puede estar representado en diferentes bandas del espectrograma (Cuadro 6), se optó por seleccionar solamente una de ellas para realizar el cálculo (Cuadro 6). Una vez realizado el cálculo se restó T1–T0 y, se graficó en función del abono y la dosis (Figura 27). De esta manera, los puntos que tocan el cero del eje “y” de la figura, indican que no hubo cambios en la absorción en la relación entre dos grupos químicos. Los valores positivos o negativos si indican un cambio pero gráficamente no se observa cual de los grupos químicos fue el que cambió o disminuyó. A continuación se muestra una descripción más detallada de la Figura 27.

Cuadro 6. Relación de grupos químicos y su banda de absorción correspondiente, característicos de compostas y biocarbones.

| Relación entre grupos químicos | CCM (cm ⁻¹) | CUNAM (cm ⁻¹) | BIO (cm ⁻¹) |
|---------------------------------|----------------------------|------------------------------|----------------------------|
| C aromático / C-O polisacáridos | 1650/1100 | 1650/ 1090 | 1650/ 1030 |
| C aromático / amida II | 1650/1560 | 1650/1560 | 1650/1580 |
| C aromático / ACar e ICar | 1650/1430 | 1650/1420 | 1650/1580 |
| ACar e ICar / C alifático | 1600/2930 | 1600/2930 | 1580/2930 |
| ACar e ICar / C-O polisacáridos | 1600/1040 | 1600/1055 | 1580/1030 |

CCM: composta de residuos orgánicos domésticos de la planta de composta de la ciudad de México, CUNAM: composta de residuos de jardinería de la planta de Ciudad Universitaria, BIO: biocarbón de residuos de jardinería, ACar: Ácido carboxílico, ICar: Ión carboxilato.

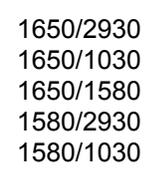
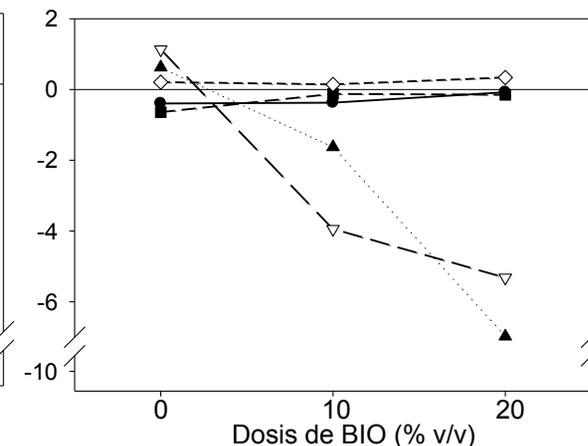
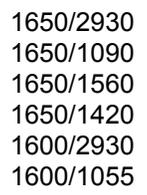
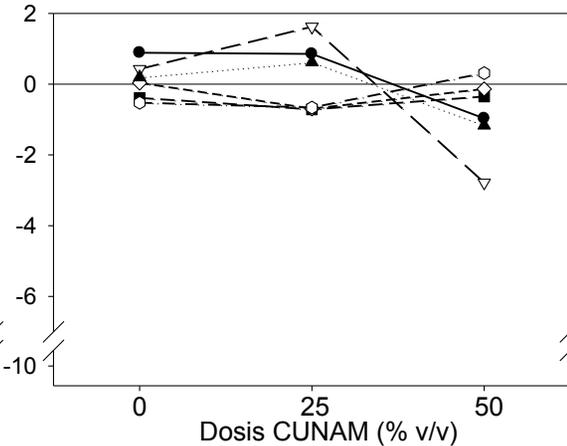
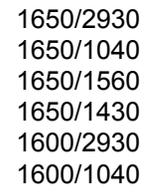
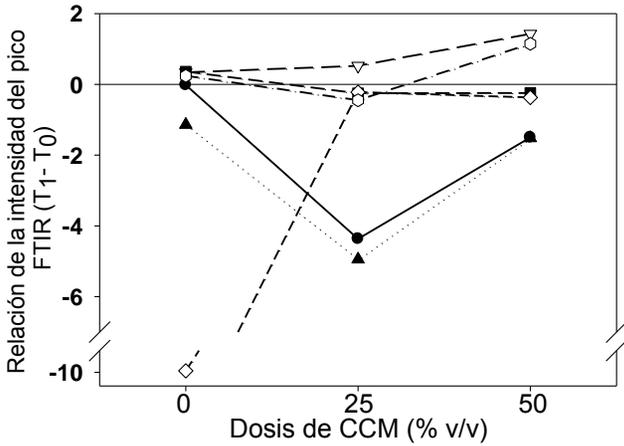
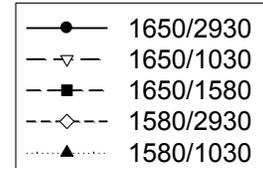
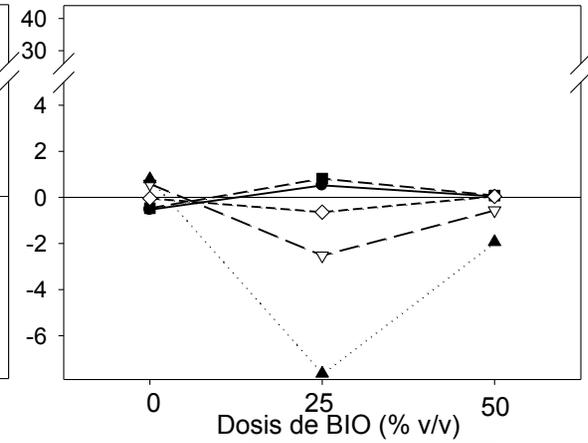
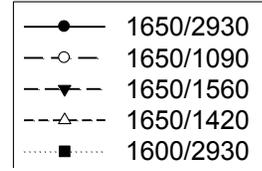
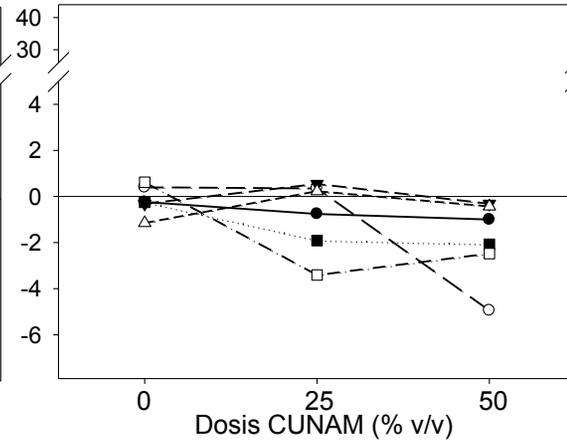
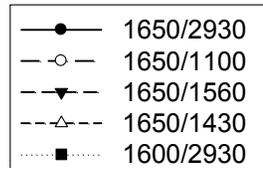
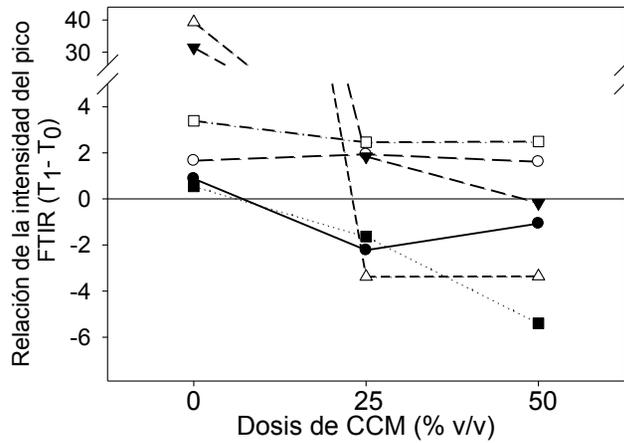


Figura 27. Cambios relativos en función del tiempo (T1 – T0) de la relación de diferentes bandas de absorción asociadas a los principales grupos químicos presentes en la materia orgánica. C- aromático/ C-alifático, C- aromático /C-polisacáridos, C- aromático /N-amida, C- aromático /C-ACar, C-ACar /C-alifático y C-ACar /C-polisacáridos (1650/2930, 1650/1100, 1650/1560, 1650/1430, 1600/2930 y 1600/1040, respectivamente). En las figuras de la parte superior se muestran los resultados obtenidos en el suelo SLO y, en la parte inferior los obtenidos en el RGO; con cada uno muestra a los mejoradores orgánicos y sus diferentes dosis.

Solonchak con aplicación de mejoradores orgánicos

En la parte superior de la Figura 27 se muestran los resultados del cálculo de las relaciones entre grupos químicos en los tratamientos con el SLO. En el caso de la CCM se observó un aumento de la intensidad relativa de los compuestos aromáticos en el tiempo (círculos y triángulos en blanco y en negro). En menor medida se observó un aumento en el C de los compuestos alifáticos, principalmente en las dosis altas de CCM (círculo y cuadrado negro). Para los tratamientos donde se aplicó CUNAM, no se observaron cambios en el C de grupos aromáticos en función de la dosis (triángulo y círculo negro, triángulo blanco). A pesar de ser valores cercanos a cero, muchos de ellos se encuentran por debajo de este valor, lo cual indicó una disminución de las estructuras que contienen C aromático y/o un aumento de los compuestos alifáticos y polisacáridos en función del tiempo. El tratamiento testigo no mostró cambios en la intensidad de absorción de los de los grupos químicos estudiados. En la dosis de aplicación 25 % mostró un aumento de ACar e ICar (cuadrado y círculo negro) y del C de polisacáridos (cuadrado negro). En la dosis 50 % de CUNAM se observó un aumento compuestos alifáticos y de polisacáridos. Finalmente, en los tratamientos donde se aplicó BIO, el tratamiento testigo y aquel con la dosis más alta, mostraron cambios mínimos en la intensidad de las bandas de absorción estudiadas con valores muy cercanos a cero, lo que indica que el C aromático se mantuvo estable en función del tiempo. Sin embargo, el tratamiento con la dosis 10 % de BIO, mostró un posible decremento en la señal del ACar y el ICar así como un aumento del C de polisacáridos.

Regosol con aplicación de mejoradores orgánicos

En la parte inferior de la figura 27 se muestran los resultados del cálculo de las relaciones entre grupos químicos en los tratamientos con el RGO. En el caso de la CCM, no se observaron cambios en la relación del C aromático/ amida II y el C aromático/ ACar, ICar. En el tratamiento testigo solamente se observó un aumento de la intensidad del ACar, ICar en función del tiempo. Mientras que, donde se aplicó 25% de CCM se observó un aumento del C alifático (círculo negro), de N de amida (triángulo negro) y una ligera disminución de la intensidad de ACar (triángulo blanco). En la dosis de aplicación 50 % de CCM se observó un posible aumento del C de grupos aromáticos (círculos y triángulos en blanco y en negro) comparado con la dosis 25 %. Para los tratamientos con CUNAM, la mayoría de los valores se encuentran por debajo del cero. Los puntos del tratamiento testigo se encuentran muy cercanos a cero por lo que se infiere que no hubo cambios en la composición de la MOS en función del tiempo. En la dosis de aplicación 25 % de CUNAM se

observa un aumento del C de los grupos aromáticos por los valores mayores a cero y por otro lado, los valores menores a cero indicaron un aumento del C de polisacáridos. Para la dosis 50 % de CUNAM se observó un aumento del ACar e ICar (triángulo blanco), del N de amida II (triángulo negro) y un aumento del C alifático (círculo negro). Finalmente, en los tratamientos donde se aplicó BIO, se observaron dos tendencias bien definidas: por un lado, se infiere que no hubo cambios en el C de grupos alifáticos ni de ACar e ICar dado que se situaron muy cerca del cero. Por otro lado, se encontró que los valores de las relaciones 1650/1030 y 1580/1030 cm^{-1} disminuyeron en función de la dosis y también en T1 comparados con T0. Esto posiblemente se debió a un aumento relativo del C aromático por el consumo de compuestos polisacáridos.

7. Discusión

Al contrario de la forma en la que se han mostrado los objetivos, la metodología y los resultados; este apartado comienza discutiendo los cambios en las propiedades físicas y químicas de cada tipo de suelo en función del tipo de mejorador orgánico. A continuación se discutirá la calidad de la MOS y finalmente, se terminará con la respuesta del cultivo explicada con base en las dos primeras secciones.

7.1. Cambios en las propiedades físicas y químicas del SLO en función de los diferentes sustratos utilizados

El SLO es un suelo con pH fuertemente alcalino (8.76) (Siebe *et al.*, 2006). Tiene una CE de $4.2 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ en extracto de saturación que lo clasifica como un suelo ligeramente afectado por sales, aunque comparado con el RGO tiene un contenido de sales casi 10 veces mayor. Tiene un contenido bajo de P y N y una CIC muy alta (Castellanos *et al.*, 2000; NOM-021, 2002).

pH y conductividad eléctrica (CE)

La aplicación de ambas compostas produjo resultados similares en el pH y la CE del suelo SLO. La aplicación de la CCM al SLO disminuyó el pH de 8.7 a 8.2, la CUNAM produjo una disminución del pH a 7.8 en el caso de la dosis más alta y, la aplicación de BIO disminuyó el pH 0.2 unidades, de 8.7 a 8.5; el cual no fue un cambio significativo. El efecto de los tres mejoradores sobre la CE fue mayor con la CCM, seguido de la CUNAM y el BIO. Las dosis más altas de CCM y CUNAM clasificó a los respectivos tratamientos como ligeramente afectados por sales (Siebe *et al.*, 2006).

La bibliografía reporta un aumento del pH con la adición de mejoradores orgánicos, ya sea compostas producidas con residuos urbanos (Gallardo-Lara y Nogales, 1987; Mkhabela y Warman, 2005; Hargreaves y Warman, 2008), jardinería (Belyaeva y Haynes, 2012; Liu *et al.*, 2012) o biocarbón (Glaser *et al.*, 2002; Harrison *et al.*, 2008; Liu *et al.*, 2012; Schulz y Glaser, 2012). Sin embargo, los resultados obtenidos en este experimento mostraron la tendencia opuesta con la aplicación de las compostas. Generalmente, la composta aumenta el pH en suelos ácidos y lo reduce en suelos alcalinos por su efecto amortiguador (Harrison, 2008).

La alta CE de los mejoradores (CCM > CUNAM) provocó el aumento de la misma en el suelo. Hargreaves y Warman (2008) señalan que las compostas provenientes de residuos urbanos tienen altas concentraciones de sales que pueden inhibir el crecimiento de la planta y afectar negativamente la estructura del suelo. Los altos contenidos de sales compiten con la toma de nutrientes por la planta, especialmente el K^+ , produciendo una deficiencia de este nutriente. También disminuye la absorción de NO_3^- , la actividad de la enzima nitrato reductasa y los niveles de Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} en diversas plantas (Khan *et al.*, 1999). Sin embargo, las compostas también pueden disminuir la CE de suelos con problemas de sales. Tejeda *et al.* (2006) reportaron que la aplicación de composta disminuyó la CE cuando se aplicó composta en un suelo salino. Un manejo

adecuado del agua y una mejora en la capacidad de infiltración pueden promover el lavado de sales. La conductividad eléctrica disminuye cuando la infiltración de agua y su capacidad de retención aumentan, acelerando el lavado de sales como el Na^+ y disminuyendo el porcentaje de sodio intercambiable (El-Shakweer et al., 1998). Mylavarapu *et al.* (2009) reportaron una disminución en la CE con la aplicación de compostas, principalmente en la temporada húmeda. Por último, se ha reportado el aumento de la CE y el pH en estudios donde se aplica biocarbón (Adriano *et al.*, 1982; Carlson y Adriano, 1993). En este trabajo fue el abono que menos aumentó la CE de los tratamientos. La adición constante de agua para efectos del cultivo pudo lavar sales del suelo e impedir cambios significativos en el pH. Elseewi *et al.* (1980) reportaron que la MOS amortiguó el aumento de pH en un suelo calcáreo donde se aplicó ceniza, componente del biocarbón, además de una mejora significativa en el rendimiento de cebada en un experimento en invernadero. De acuerdo con el análisis FT-IR, las bandas 1580 y 1375 cm^{-1} en el espectrograma del BIO, se asocian a carboxilatos alifáticos ($-\text{COO}^-$) y podrían en parte explicar su efecto en la alcalinidad del suelo. Yuan *et al.* (2011) señalan que los grupos funcionales tales como $-\text{COO}^-$, $-\text{COOH}$ y $-\text{O}(-\text{OH})$ contenidos en los biocarbones contribuyeron de forma importante en su alcalinidad, dando las cargas negativas de los biocarbones. La adición de BIO puede resultar en una adición excesiva de sales solubles al suelo afectando el pH y provocando desbalances nutricionales (Carlson y Adriano, 1993).

N, C y relación C:N

El aumento del contenido de N fue mayor en los tratamientos donde se aplicó composta que en los que se aplicó biocarbón; en los tratamientos donde se aplicó composta el contenido de N aumentó casi cuatro veces, mientras donde se aplicó BIO aumentó solamente dos veces. La disponibilidad de N está en función del origen del mejorador orgánico, la fecha de aplicación y la relación C:N (Hue y Silva, 2000). En términos de masa hubo menos N en los tratamientos con BIO que con composta por las dosis de aplicación, composta (25 y 50 % v/v) o biocarbón (10 y 20 % v/v). Michler (2012) reportó que la CCM aporta 25 $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ de N; Bacre *et al.* (2012) reportaron que la CUNAM aporta en promedio 24 $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ y, el biocarbón aporta 16 $\text{mg} \cdot \text{g}^{-1}$ de N al suelo.

La adición de composta al suelo aumenta el contenido de N y ha sido ampliamente estudiado (Gallardo-Lara y Nogales, 1987; Iglesias-Jiménez y Alvarez, 1993). Las compostas generalmente tienen altos contenidos de nutrientes como el N (Harrison, 2008), sin embargo, la composición química del material de origen de la composta es un factor importante en la cantidad de N que aporta al suelo. Las compostas derivadas de materiales con alto contenido de nutrientes como los biosólidos o los residuos de animales tienen mayor disponibilidad de nutrientes, mientras que las compostas derivadas de materiales con mayor contenido de celulosa como residuos de jardinería, son más propensas a tener deficiencia de N. El valor nutritivo de las compostas se observa sobre todo a largo plazo, una vez que el N inorgánico es liberado al suelo (Iglesias-Jiménez y Álvarez, 1993; Harrison, 2008). Hargreaves *et al.* (2008) reportan que las compostas de residuos urbanos aportan una concentración de N de casi 40 $\text{g} \cdot \text{kg}^{-1}$, aunque solamente del 16–21 % del N total se encuentra disponible a los seis meses después de su aplicación. Por otro lado, diversos autores han reportado que los biocarbones tienen poca capacidad de suministrar N al suelo, en parte por

su forma de producción pero también por el material de origen (Glaser *et al.*, 2002; Clough *et al.*, 2009; Belyaeva y Haynes, 2012). El N es el nutrimento más sensible al calor, por lo cual, el contenido de N en los biocarbones es bajo, principalmente cuando se produce a altas temperaturas (Tryon, 1948; De Luca *et al.*, 2009). El bajo aporte de N en términos de masa y la temperatura de producción del BIO, explican en buena parte los bajos contenidos de N en los tratamientos donde se aplicó BIO respecto a aquellos donde se aplicó composta.

Por otro lado, el C aumentó con la aplicación de los mejoradores orgánicos en el siguiente orden: CUNAM > BIO > CCM. El material de origen de los mejoradores orgánicos puede explicar estos resultados. Con base en la técnica de producción de los mejoradores, se esperaba que el C fuera mayor en los tratamientos donde se aplicó BIO. La adición de mejoradores orgánicos incrementa la MOS y, por lo tanto, el reservorio de C en el suelo (Grego y Lagomarsino, 2008). Las formas en las que se encuentra el C determinan el tiempo de residencia en el suelo. A pesar de que estadísticamente la CUNAM aportó más C al suelo que el BIO, este último tiene una estructura fuertemente aromática que lo hace más estable en el tiempo (Lehmann, 2007; Keiluweit *et al.*, 2010; Kim *et al.*, 2011), se esperaría que con el tiempo, el contenido de C sea mayor en los tratamientos con BIO debido a su recalcitrancia, esto no se observó en los resultados debido al corto periodo del experimento. Sin embargo, el análisis de los espectrogramas FT-IR, mostró la presencia de varias bandas de absorción en la región $1650 - 1490 \text{ cm}^{-1}$, correspondientes a estructuras de C aromático en el SLO que podría ser un indicador del consumo del C fácilmente mineralizable por la biomasa microbiana. Gigliotti *et al.* (1999) y Adani *et al.* (2007) reportaron un aumento del contenido de C y la presencia de C en estructuras aromáticas con la aplicación de composta de residuos urbanos en un suelo calcáreo con pH alcalino.

El contenido de C en los tratamientos con la aplicación de los tres mejoradores orgánicos fue mayor en el SLO que en el RGO. Esto pudo deberse a la presencia de carbonatos en el suelo SLO que varía del 2–10 % y fue reportada por Fernández (2006).

La relación C:N disminuyó significativamente para los tratamientos donde se aplicó composta. Debido a que la CCM aportó menos C que la CUNAM, la relación C:N en el primer caso disminuyó de 35 en el tratamiento testigo a 15 en el tratamiento con la dosis más alta. En donde se aplicó CUNAM la relación C:N disminuyó de 35 a 25. La aplicación de BIO incrementó el contenido de C en el suelo sin un aporte equivalente de N, por lo que la relación C:N se mantuvo entre 30 – 35. El cambio en la relación C:N en el caso de las compostas dio lugar a la mineralización de la materia orgánica, permitiendo mayor disponibilidad de N para las plantas, mientras que en caso de los tratamientos con BIO el N, pudo quedar temporalmente retenido en los tejidos de los microorganismos teniendo efectos negativos para las plantas, tal como ha sido documentado por distintos autores (Gallardo–Lara y Nogales, 1987; Mkhabela y Warman, 2005; Eriksen *et al.*, 1999), además del bajo aporte de N por este mejorador, explicado anteriormente y reportado por Chan *et al.* (2007). Los autores concluyeron que la relación C:N alta en el suelo con la aplicación de biocarbón se debe al poco aporte de N por parte de este mejorador al suelo.

Fósforo

El máximo aumento en el contenido de P fue con la dosis de aplicación más alta de CUNAM >CCM > BIO. La aplicación de composta produce un aumento del contenido de este nutriente en el suelo (Iglesias- Jiménez *et al.*, 1993; Hue y Silva, 1994; Mkhabela y Warman, 2005; Lakhdar *et al.*, 2009). Este aumento se debe a un aporte directo de P por parte de la composta y, a un aporte indirecto por un aumento de la disponibilidad al disminuir el pH. El pH alcalino disminuye la capacidad de sorción de P por parte del suelo e indica abundancia de Ca^{2+} , el cual reacciona con el P que se inmoviliza por precipitación por la formación de fosfato de calcio $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ e hidroxiapatita ($\text{Ca}_5(\text{PO}_4)_3(\text{OH})$) (Hue y Silva, 1994; Castellanos *et al.*, 2000; Navarro y Navarro, 2003). Iglesias- Jiménez *et al.* (1993) encontraron que la composta de residuos urbanos tiene una alta capacidad de suministrar P a las plantas, debido a que la concentración de P tiende a incrementar con el tiempo. Hue y Silva (1994) evaluaron una composta con residuos de jardinería y observaron un aumento significativo del contenido de P y de su disponibilidad en el suelo con dosis igual o mayores a 25 % (v/v). Sin embargo, no todo el P aportado por las compostas pudo estar disponible durante el desarrollo del experimento en invernadero. La salinidad y la sodicidad pueden afectar las formas y dinámicas de este nutriente en el suelo. Por otro lado, la aplicación de BIO incrementó en menor medida el contenido de P; varios autores han reportado que la aplicación de biocarbón incrementa el contenido de P en el suelo (De Luca *et al.*, 2009; Kim *et al.*, 2011; Liu *et al.*, 2012; Schulz y Glaser, 2012). De Luca *et al.* (2009) señalan que el P se volatiliza a temperaturas de 800°C. Bacre *et al.* (2012) señalan que la temperatura máxima durante la producción del BIO fue de 450 °C, por lo cual, se puede inferir que el incremento de la concentración de P en los tratamientos correspondió a un aporte del BIO.

Capacidad de intercambio catiónico

La CIC efectiva en el SLO, expresada como la suma de los cationes intercambiables Na^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} no cambió con la adición de los mejoradores orgánicos, solamente se observó un aumento cuando se aplicó la dosis 50 % (v/v) de CUNAM. De acuerdo con la NOM 021 (2002), en todos los tratamientos aplicados al SLO, los valores de CIC se clasificaron como muy altos. Posiblemente el efecto de la CIC fue sobreestimado y enmascarado por la mineralogía del suelo. Osman (2013) señala que la CIC en el suelo aumenta con el contenido de arcilla. Gutiérrez (1997) y Fernández (2006) reportaron altas concentraciones de arcillas tipo esmectita en los suelos del Ex-lago de Texcoco. Las esmectitas son consideradas minerales secundarios de bajo orden estructural y con alta CIC. La CIC en el SLO también fue sobreestimada debido a la alta cantidad de K^+ , Na^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} en el suelo, a pesar que las muestras fueron lavadas con una solución de alcohol al 80 % para remover el exceso de sales. Castellanos *et al.* (2000) señalaron que en suelos salinos se sobrestimarán siempre los cationes de cambio, en función del tipo de sal presente. Posiblemente fue influenciada por la concentración de Na^+ que se clasificó como moderadamente alta y el K^+ que se clasificó como muy alto. Con base en lo anterior se concluyó que no se observaron cambios en la CIC y hubo una sobreestimación de la CIC debido al alto contenido de arcillas.

Capacidad máxima de retención de agua (CMRA)

La CMRA aumentó con la adición CCM en función de la dosis y del tiempo. Varios autores reportan un aumento de la CMRA cuando aplicaron composta (Giusquiani *et al.*, 1999; Hargreaves *et al.*, 2008; Demir y Glüser, 2015) y biocarbón (Sohi *et al.*, 2010; Belyaeva y Haynes, 2012; Liu *et al.*, 2012) al suelo.

Román *et al.* (2013) señalan que el tamaño de partícula influye en la actividad microbiana, la porosidad y la retención de humedad. En este experimento, ambas compostas fueron cribadas a través de un tamiz de 5 mm para proporcionar un tamaño de partícula similar. Con base en un análisis visual de las compostas utilizadas, se observó que la CCM tenía un tamaño de partícula más pequeño que la CUNAM, posiblemente debido los restos de poda que dieron origen a esta última. Como se ha señalado anteriormente, el suelo SLO tiene limitaciones en cuanto a la disponibilidad de agua para las plantas. La aplicación de la composta con mayor tamaño de partícula (CUNAM) explicaría el mejor resultado en la CMRA, que comparada con la CCM. Handreck (1983) señala la capacidad de almacenamiento de agua, el espacio poroso y la densidad aparente mejoran cuando el tamaño de partícula oscila entre 0.1 – 0.5 mm. Mientras que un tamaño de partícula muy pequeño (<0.1 mm) disminuye la cantidad de agua disponible para las plantas y la aireación del suelo. Otros autores (Spiers y Fietje, 2000; Noguera *et al.*, 2003; Benito *et al.*, 2005; López, 2011) han corroborado lo expuesto por Handreck (1983). Por ejemplo, Benito *et al.* (2005) evaluaron el uso de composta con residuos de poda y encontraron que un tamaño de partícula entre 2.0 y 4.0 mm, que permitió una buena retención y disponibilidad de agua y un contenido de aire adecuados. Por su parte, Spiers y Fietje (2000) encontraron que el 31.5 % de las partículas tuvieron un tamaño entre 0.1 y 0.5 mm, con lo que infieren un aumento en la capacidad de almacenamiento de agua del suelo.

En el caso de la aplicación del BIO, solamente la dosis más alta aumentó significativamente la CMRA comparada con el tratamiento testigo. Bembridge (1989) señaló que la aplicación de mejoradores orgánicos requiere altas dosis para tener efectos significativos en el aumento de la CMRA (50 – 200 Mg*ha⁻¹). Por otro lado, Belyaeva y Haynes (2012) concluyeron que el biocarbón es un potencial mejorador de ciertas propiedades físicas del suelo como la retención de agua por una mejora en la distribución de poros, principalmente los meso y microporos (Thies y Rillig, 2009). Keiluweit *et al.* (2010) y Gray *et al.* (2014) encontraron que una mayor porosidad está asociada a una mayor capacidad de almacenar agua por parte del biocarbón y, que el desarrollo de la porosidad es función de la temperatura y tiempo de residencia durante el proceso de producción. En este caso no se midió la porosidad, pero puede inferirse que ésta contribuyó parcialmente al aumento de la CMRA, debido a que el tiempo de residencia para optimizar el desarrollo de poros en BIO.

7.2. Cambios en las propiedades físicas y químicas del RGO en función de los diferentes sustratos utilizados

El RGO es un suelo con pH ligeramente ácido (6.2), con baja CE en extracto de saturación ($0.45 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$) y libre de sales, de acuerdo con Siebe *et al.* (2006). Tiene un contenido muy bajo de P, N y CIC (Castellanos *et al.*, 2000; NOM-021, 2002).

pH y conductividad eléctrica (CE)

La adición de mejoradores orgánicos incrementó el pH en el siguiente orden: CCM > BIO > CUNAM. La alta salinidad de la CCM explica el mayor aumento de pH. La adición de BIO incrementó el pH en 1.2 unidades hasta valores de 7.5 debido al aporte de cationes básicos al suelo. La bibliografía reporta un aumento del pH con la adición de compostas producidas con residuos urbanos (Gallardo-Lara y Nogales, 1987; Mkhabela y Warman, 2005; Hargreaves *et al.*, 2008), jardinería (Belyaeva y Haynes, 2012; Liu *et al.*, 2012) o biocarbón (Glaser *et al.*, 2002; Harrison *et al.*, 2008; Liu *et al.*, 2012; Schulz y Glaser, 2012). En suelos neutros la adición de composta madura no provoca cambios apreciables de pH aunque es previsible que contribuya a la capacidad amortiguadora del suelo (Ingelmo y Rubio, 2008). Mkhabela y Warman (2005) encontraron que la aplicación de composta de residuos urbanos aumentó el pH del suelo. Señalaron que dicho aumento puede atribuirse a la mineralización de C, la producción de iones OH^- y por la adición de cationes básicos como K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} . Belyaeva y Haynes (2012) justifican que el aumento del pH en los tratamientos donde aplicaron biocarbón de gallinaza fue mayor que aquellos donde aplicaron composta de residuos leñosos debido al material de origen y al proceso de producción. Durante la pirólisis se produce una gran pérdida de biomasa, la cual da lugar a una concentración de nutrientes distintos al N y que está relacionada al material de origen. Por otra parte, el proceso de producción de composta concentra cationes básicos en menor medida.

La CE incrementó con la aplicación de los tres mejoradores orgánicos, de la misma manera que ocurrió en el SLO: CCM > CUNAM > BIO. El aumento de la CE en los tratamientos con los mejoradores orgánicos está altamente relacionada con el material de origen y el proceso de producción (Hicklenton *et al.*, 2001; Belyaeva y Haynes, 2012). La alta concentración de sales en la CCM pudo inhibir la germinación de las plantas, sobretodo en los tratamientos con el suelo SLO. Tanto el suelo como la composta antes mencionados tuvieron los valores más altos de CE. Los tratamientos donde se combinaron SLO y CCM mostraron la menor supervivencia y biomasa de plantas al final del cultivo (88 días). Otros autores también han reportado el efecto negativo en el crecimiento de la planta y la estructura del suelo (He *et al.*, 1995; Hargreaves *et al.*, 2008). Los altos contenidos de sales compiten con la toma de nutrientes por la planta, especialmente el K^+ , produciendo una deficiencia de este nutriente. También disminuye la absorción de NO_3^- , la actividad de la enzima nitrato reductasa y los niveles de Ca^{2+} , K^+ , Mg^{2+} en diversas plantas (Khan *et al.*, 1999).

Nitrógeno (N), Carbono (C) y relación C:N

La disponibilidad de N está en función del origen del abono orgánico, la fecha de aplicación y la relación C:N (Hue y Silva, 2000). Los cambios en la disponibilidad de N por la aplicación de los mejoradores orgánicos han sido discutidos en la sección anterior (ver apartado 7.4).

El C total en el suelo RGO fue menor que en el SLO, aumentó en mayor medida para los tratamientos con BIO y CUNAM que para los tratamientos con CCM. Esto fue debido al material original a partir del cual se produjeron los mejoradores orgánicos. Michler (2013) reportó un contenido de C en la CCM de 27 % mientras que Bacre *et al.* (2012) reportaron un 65 y 41 % de C para el BIO y CUNAM, respectivamente. El aumento de C por la adición de compostas y biocarbón ha sido ampliamente estudiado (Lehmann *et al.*, 2009; Mylavarapu y Zinati, 2009; Novak *et al.*, 2009; Steinbeiss *et al.*, 2009; Boujila y Saana, 2011). No hubo cambios estadísticos en el contenido de C en función del tiempo en ningún tratamiento con ambos suelos. Aunque el C total aumentó para ambos suelos, el C de los tratamientos con BIO es más estable. Gaunt y Cowie (2009) señalan que en contraste con la composta, la pirólisis de la biomasa crea un aumento real en los reservorios de C terrestre porque estabiliza el C en la biomasa y disminuye la descomposición. La estabilidad del C en el biocarbón es lo que permite que los beneficios de su aplicación al suelo tengan efectos a largo plazo en las propiedades físicas y en el secuestro de C en el mismo. Debido a que el experimento solamente duró 88 días, no hubo tiempo suficiente para reportar una transformación importante del C en los diversos sustratos. Además, la vida media del biocarbón es alta (Baldock y Smernik, 2002; Cheng *et al.*, 2008; Gaunt y Cowie, 2009; Steinbeiss *et al.*, 2009). Bolan *et al.* (2012) reportaron que la tasa de descomposición evaluada con la vida media del biocarbon fue de 27 años, cuando éste se produjo con residuos verdes. Cheng *et al.* (2008) calcularon que la vida media de diferentes tipos de biocarbón era de 1335 años a 10 °C de temperatura y; Steinbeiss *et al.* (2009) reportaron de 4 – 29 años dependiendo del tipo de suelo y la calidad del biocarbón.

La relación C:N disminuyó con la aplicación de compostas (CCM < CUNAM) y aumentó con la aplicación de BIO. La relación C:N permite inferir si el N está disponible o inmovilizado en el suelo. Desde el punto de vista del efecto que tiene la relación C:N en la mineralización de N en el suelo, los cambios en este parámetro con la aplicación de compostas no fueron significativos. Condiciones propicias de pH, CE y nutrientes como los encontrados en el RGO produjeron un mayor consumo de C y se infiere una mayor actividad microbiana en comparación con el SLO. El C en la CCM fue más fácilmente mineralizable que en la CUNAM y por lo tanto la actividad biológica pudo ser mayor en el primer caso. Una mayor disponibilidad de N tendría un efecto directo sobre el establecimiento de cultivos. Eriksen *et al.* (1999), Wolkowski (2003) y Bouajila y Sanaa (2011) reportaron un aumento de la actividad biológica con la adición de una composta de residuos urbanos. Esto también puede relacionarse con los análisis FT-IR. Los resultados mostraron que en el T1, las formas de C fácilmente mineralizable como el C-O polisacáridos disminuyeron en los tratamientos con CCM y aumentaron en los tratamientos con CUNAM. Mientras que el C aromático aumentó en la CCM y disminuyó en la CUNAM. Chefetz *et al.* (1996) reportaron que una composta producida con residuos sólidos municipales tuvo menor presencia de compuestos

aromáticos que una producida con madera dura. Con la aplicación de BIO el contenido de C aumentó casi tres veces, mientras que el N solamente aumento 1.7 veces. Por lo tanto, la relación C:N aumentó de 15 a 25 con la aplicación de BIO y pudo afectar negativamente al desarrollo del cultivo. Jackobsen (1995), Eriksen *et al.* (1999) y Mkhabela y Warman (2005) señalan que valores de relación C:N mayores a 20 indican que el N puede estar inmovilizado temporalmente en la biomasa microbiana y, no estar en formas disponibles para las plantas. Asai *et al.* (2009) concluyeron que el biocarbón puede reducir la producción de grano en suelos con bajos contenidos de N si no hay un manejo de la fertilización adecuado, debido a la alta relación C:N (Lehmann *et al.*, 2002). Por otro lado, el análisis FT-IR mostró que el C presente en el BIO es más estable debido a la presencia de bandas de absorción correspondientes a C de estructuras aromáticas. Esta característica permite señalar que el BIO no tiene un efecto significativo en la fertilidad del suelo pero si en el secuestro de carbono por su alta estabilidad en el tiempo. Kalbitz y Kaiser, 2008 reportaron que el biocarbón incrementa el tiempo de residencia del C en el suelo debido a su estabilidad estructural.

Fósforo (P)

El contenido de P aumentó en función de la dosis, principalmente para las compostas. El máximo aumento en el contenido de P fue de 36, 27 y 11 veces para la dosis de aplicación más alta de CCM, CUNAM y BIO, respectivamente comparado con el tratamiento testigo. La aplicación de composta de residuos urbanos o jardinería produce un aumento del contenido de este nutriente en el suelo (Iglesias- Jiménez *et al.*, 1993; Hue y Silva, 1994; Mkhabela y Warman, 2005; Lakhdar *et al.*, 2009). El aporte de P con los mejoradores orgánicos está en función de la calidad del material de origen y del proceso de producción (Hue y Silva, 1994; Castellanos *et al.*, 2000; Navarro y Navarro, 2003). Diversos autores reportan que el biocarbón aporta más P que N debido a que se liberan sales de los tejidos vegetales durante la carbonización (Tryon, 1948; Knoepp *et al.*, 2005; De Luca *et al.*, 2009) y a que su temperatura de volatilización durante la pirólisis es a 800 °C (De Luca *et al.*, 2009). Muhammad *et al.* (2007) al igual que este trabajo, reportan un aumento del contenido de P con la adición de composta a un suelo salino y otro no salino. Iglesias-Jiménez *et al.*, (1993) y Hooda *et al.* (2001) reportan aumentos en el contenido de P en el suelo por la aplicación de mejoradores orgánicos en función del tiempo. Señalan que el exceso de este elemento puede saturar la retención de P en el suelo y provocar la pérdida por lixiviación con consecuencias negativas al ambiente. Sin embargo, la disponibilidad del P está en función del pH (5.5 – 7) y de las formas químicas en las que se encuentre. El pH para todos los tratamientos con la dosis más alta de los mejoradores orgánicos (pH >7) pudo limitar la disponibilidad de P en el suelo. El pH alcalino indica abundancia de Ca^{2+} , éste reacciona con el P que se inmoviliza por precipitación, principalmente como $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ e $(\text{Ca}_5(\text{PO}_4)_3(\text{OH}))$ (Castellanos *et al.*, 2000; Navarro y Navarro, 2003).

Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La CIC respondió a la aplicación de mejoradores orgánicos y a la dosis. El aumento de la CIC fue CCM > CUNAM > BIO, sin observarse cambios en la CIC en función del tiempo. De acuerdo con la

NOM 021 (2002), la CIC se clasificó en media, alta y muy alta. Los tratamientos testigo así como aquellos donde se aplicó BIO se clasificaron como media; ambas dosis de CUNAM y la dosis 25 % (v/v) de CCM como alta y; la dosis 50 % (v/v) de CCM como muy alta. El efecto de la CIC sobre la respuesta del cultivo se explica por el aumento de los sitios de adsorción, ya sea por la presencia de ácidos carboxílicos en el suelo, el tipo de arcilla, la porosidad de los mejoradores o el contenido de materia orgánica humificada en el suelo (Castellanos *et al.*, 2000; Glaser *et al.*, 2002; Liang *et al.*, 2006; Montemurro, 2010; Osman, 2013).

La CIC fue menor en los tratamientos con el RGO que con el SLO, debido a que el suelo RGO no tiene altos contenidos de esmectitas como el SLO. Estos minerales influyen directamente en el valor de la CIC como se explicó en la sección anterior. Belyaeva y Haynes, (2012) al igual que en este trabajo, reportaron que el aumento de la CIC por la aplicación de la dosis más alta de BIO fue similar a la respuesta de la dosis más baja de composta producida con residuos de jardinería. Diacono y Ouni *et al.* (2013) encontraron que la aplicación de composta de residuos sólidos municipales produjo un aumento de la CIC en suelos afectados por sales en un cultivo de cebada.

Montemurro (2010) señala que el aumento de la CIC cuando se aplica composta es debido al aumento de las superficies de carga negativa y al aumento del almacén de C en el suelo. De acuerdo con los resultados obtenidos del análisis FT-IR en este trabajo, las compostas aportaron principalmente ácidos carboxílicos y el biocarbón compuestos aromáticos. Además, el cálculo de la relación C aromático: C ácidos carboxílicos mostró un aumento de la intensidad de la banda 1430 cm^{-1} (C de grupos carboxílicos) en función del tiempo para los tratamientos donde se aplicó CUNAM y, de acuerdo con Glaser *et al.* (2002) y Peng *et al.* (2011) son los principales causantes del aumento de la CIC. Las diferencias en los materiales de origen de las compostas CCM y CUNAM explican las diferencias en el aporte de cationes al suelo. Mientras que las diferencias en el proceso de producción entre composta y biocarbón explican la diferencia en aporte de cationes del BIO.

El aumento de la CIC en los tratamientos con BIO se explica por la alta microporosidad del biocarbón que produce un aumento en el área superficial (Cheng *et al.*, 2006; Liang *et al.*, 2006). Sin embargo, la aplicación de BIO no produjo un aumento de la CIC como la CCM o la CUNAM debido a diversas razones. En primer lugar, el BIO utilizado en este trabajo es un material fresco y necesita más tiempo para que se oxide el C aromático y se formen más grupos carboxílicos. La baja tasa de aumento de la CIC en los tratamientos con BIO, también ha sido observada por otros autores (Cheng *et al.*, 2006; 2008; Lehmann, 2007). En segundo lugar, la temperatura de producción y el tiempo de residencia pudieron afectar el desarrollo de la microporosidad que influye en el aumento de la CIC. Chan y Xu (2009) y Gray *et al.* (2014) señalan que un aumento de la porosidad se observa a temperaturas de 400 – 600 °C de producción. De acuerdo con lo reportado por Bacre *et al.* (2012) la temperatura máxima alcanzada en la producción del BIO fueron 480 °C pero el tiempo de residencia no superó los 30 minutos en el centro del reactor.

Capacidad máxima de retención de humedad (CMRA)

La CMRA fue mayor en las compostas que en el BIO, lo cual pudo colaborar en el mejor desarrollo del cultivo de cebada en los tratamientos con composta. Carlson y Adriano (1993) señalaron que la humedad del suelo generalmente no produce un aumento en el rendimiento de la planta si no es el principal factor limitante, y el aumento de la CMRA solamente se observa en suelos de textura gruesa o con grandes cantidades de macroporos, mientras que en suelos francos no se reportan cambios significativos (Bembridge, 1989). El suelo RGO es de textura franca y sin grandes cantidades de macroporos (Siebe *et al.*, 2015) lo que corrobora los resultados obtenidos.

En el suelo RGO, la tendencia fue similar, excepto que ambas dosis de aplicación de BIO produjeron que la CMRA fuera estadísticamente mayor que en el tratamiento testigo. El aumento de la CMRA en función del tiempo fue significativo para los tratamientos donde se aplicó composta en las dosis más altas.

7.3. Evaluación de la calidad de la materia orgánica en el suelo mediante FTIR

Mejoradores orgánicos.

Diversos autores mencionan la utilidad de la espectroscopía FTIR para caracterizar materia orgánica de diferente origen (Inbar *et al.*, 1989; Chefetz *et al.*, 1996; 1998; Niemeyer *et al.*, 1992; Sharma *et al.*, 2004; Som *et al.*, 2009; Kloss *et al.*, 2012). Los mejoradores orgánicos tuvieron diferencias debido a su material de origen y su proceso de transformación. Estas diferencias se observan en los espectrogramas IR.

Las compostas mostraron mayor presencia de compuestos polisacáridos que el BIO. Los polisacáridos son compuestos atribuidos al reservorio lábil de la MOS, se asocian a la actividad biológica porque son la principal fuente de alimento y energía para los microorganismos (Then *et al.*, 1989; Stevenson, 1994). La mayor presencia de polisacáridos en las compostas que en el biocarbón se debe a que las compostas son producto de una transformación microbiana de los residuos orgánicos mientras que el BIO es un producto de la pirólisis. Por otro lado, también se puede inferir que el mayor aporte de N y P al suelo por parte de las compostas se debe a que la mineralización de aminoazúcares y sustancias que contienen P enriquece el suelo con dichos nutrientes, está relacionada a los carbohidratos del suelo y nuevamente, con la actividad microbiana (Stevenson, 1994; Tan, 2010).

Varios autores (Niemeyer *et al.*, 1992; Chefetz *et al.*, 1996; Grube *et al.*, 2006) señalaron que los espectrogramas de composta madura cuyo material de origen eran residuos sólidos urbanos, tuvieron bandas de absorción importantes en la región de los polisacáridos ($1100 - 1000 \text{ cm}^{-1}$), lo cual corresponde con las bandas principales encontrados en la CCM. Smidt y Schwenniger (2005) señalan que los polisacáridos (i.e. la celulosa) son el componente principal en los residuos

orgánicos domésticos o de jardín. Al ser compuestos fácilmente mineralizables, la biomasa microbiana del suelo los transforma rápidamente en formas asimilables por las plantas.

Los ácidos carboxílicos (ACar) son los compuestos más abundantes de las moléculas orgánicas del suelo (Hay *et al.*, 2007) y estuvieron presentes en los espectrogramas de los tres mejoradores orgánicos. Los ACar pueden encontrarse en compuestos alifáticos y aromáticos. La lignina (formada de unidades de polifenoles vinculada a otras unidades por enlaces éter y enlaces C–C) y la mayoría de los compuestos alifáticos se encuentran entre los biopolímeros más recalcitrantes de las plantas, por lo que también son de difícil descomposición al momento de ser transformados por los microorganismos del suelo. Es por ello que se reporta que ambos tipos de compuestos se acumulan en el suelo y contribuyen al reservorio estable de la MOS.

En este trabajo, las bandas de absorción asociadas a grupos alifáticos fueron mayores en la CCM, mientras que las bandas de absorción de grupos aromáticos fueron mayores en la CUNAM. Chefetz *et al.* (1996) encontraron resultados similares al comparar el espectrograma de una composta de residuos orgánicos municipales con uno de composta cuyo material de origen fueron residuos de corteza de madera dura. En la CUNAM se observaron bandas importantes en 1510, 1455, 1420 y 1222 cm^{-1} . Estas bandas se asocian típicamente a la lignina y son reportados por varios autores (Niemeyer *et al.*, 1992; Lawther *et al.*, 1996; Jouraiphy *et al.*, 2005; Grube *et al.*, 2006). La región entre 1500 – 1650 cm^{-1} demuestra el carácter aromático del material de origen descrito por Bacre *et al.* (2012). Aunque en el caso de la banda de absorción en 1560 cm^{-1} también puede corresponder a grupos amida II (Inbar *et al.*, 1989; Hsu y Lo, 1999; Smidt *et al.*, 2011). En esta misma región del espectrograma FT–IR (1500 – 1650 cm^{-1}) en la CCM las bandas apenas se distinguen entre sí y muestran la forma de una meseta. La calidad de las compostas en función de su valor como fuente de nutrientes para las plantas estará dada por la presencia de polisacáridos, debido a que ambas presentan compuestos estables de C asociados a su material de origen. De acuerdo con los grupos químicos observados en los espectrogramas FT–IR, se infiere que la CCM será más fácilmente degradable en el suelo debido al mayor contenido de compuestos polisacáridos, en comparación con la CUNAM. Sin embargo, la capacidad de transformación de un tipo de compuestos u otro, también dependerá del tipo de microorganismos presentes en el suelo.

Por su parte, el BIO mostró más compuestos aromáticos que las compostas, producto de la pirólisis. Diversos estudios reportan la naturaleza aromática del biocarbón (Solomon *et al.*, 2007; Keiluweit *et al.*, 2010; Kim *et al.*, 2011; Peng *et al.*, 2011). La región entre 1500 – 1650 cm^{-1} demuestra el carácter aromático del material de origen descrito por Bacre *et al.* (2012). Aunque no se descartan los grupos amida II reportados por Grube *et al.* (2006). Las bandas observadas en 1434 cm^{-1} (vibraciones C=C del esqueleto aromático) y 1375 cm^{-1} (deformación C-H en alquenos) son resultado de la descomposición y condensación de los compuestos de celulosa y lignina (Sharma *et al.*, 2004; Grube *et al.*, 2006; Wu *et al.*, 2012). La temperatura de producción produce una deshidratación y descomposición de los compuestos fácilmente degradables dejando estructuras altamente aromáticas y una baja concentración de nutrientes (Keiluweit *et al.*, 2010; Kloss *et al.*, 2012; Wu *et al.*, 2012). Esto explica por qué no hay un pico amplio apenas perceptible en la banda 3300 cm^{-1} , la poca presencia del grupo CH alifático (2930, 2855 cm^{-1}) y la ausencia de

bandas en la región de los polisacáridos ($1100 - 1000 \text{ cm}^{-1}$). La falta de compuestos fácilmente degradables, por un lado aumenta la estabilidad y el reservorio de C en el suelo, mientras que por otro limita su utilidad como fuente de nutrientes para las plantas. Por ello, el BIO es un mejorador de baja calidad en cuando a la fertilidad del suelo comparado con las compostas CCM y CUNAM, evaluadas en este trabajo. Desde el punto de vista de reservorio de C, el BIO es de mejor calidad que las compostas CUNAM > CCM por la estabilidad estructural descrita anteriormente. Bronick y Lal (2005) señalan que compuestos de difícil degradación son factores clave en la tasa de recambio de C en el suelo.

Por otro lado, diversos autores señalan que la presencia de compuestos polisacáridos está relacionada con la agregación del suelo a corto plazo (Bronick y Lal, 2005; Osman, 2013), en este sentido, el BIO también se puede considerar de baja calidad respecto a las compostas CCM y CUNAM. La agregación, a su vez, está relacionada con un aumento de la porosidad y la retención de agua. Sin embargo, el desarrollo de nanoporos y láminas policondensadas de C durante el proceso de pirólisis para la producción de BIO, compensa la falta de polisacáridos, así como su efecto en la porosidad y el almacenamiento de agua en el suelo.

Con base en lo anterior, la calidad del BIO cambiará en función de la finalidad de uso. Una combinación adecuada de ambos tipos de mejoradores (composta y biocarbón) pueden potencializar cambios benéficos en las propiedades tanto físicas como químicas del suelo y las plantas mediante un aumento del reservorio de C, una mejora de las propiedades físicas del suelo (estructura, porosidad, retención de agua) y un suministro adecuado de nutrientes.

Cambios relativos en la intensidad de las bandas de absorción

El cálculo de los cambios relativos en grupos funcionales característicos de la materia orgánica fue utilizado como una herramienta para inferir la posible transformación de los mejoradores orgánicos en el suelo (Hsu y Lo, 1999; Mukome *et al.*, 2013) y permitió corroborar lo que ya se había vislumbrado en la caracterización de los materiales. La calidad de los mejoradores orgánicos en el aumento de la fertilidad del suelo fue mayor en las compostas que en el BIO. Mientras que la calidad del BIO fue mayor considerando la estabilidad del C en el suelo como una forma de almacenamiento a largo plazo. Al momento de evaluar la calidad de un mejorador, es importante tener en cuenta el objetivo de su aplicación, las características del suelo que se desea utilizar y la dosis de aplicación.

En ambos suelos se observó el aumento relativo de las relaciones del C aromático/C alifático y C aromático/amida II. Esto indica que los compuestos fácilmente degradables de la MO tales como las cadenas alifáticas, polisacáridos y alcoholes son química o biológicamente oxidados, y por lo tanto aumentan las estructuras aromáticas (Chefetz *et al.*, 1996). La corta duración del experimento, posiblemente explica que los cambios fueran similares en ambos tipos de suelo para cada una de las compostas. Por ello, en este apartado se discute en forma conjunta SLO y RGO, haciendo observaciones específicas en caso de ser necesario.

En los espectrogramas de los tratamientos de CCM con el SLO, se observó una disminución de los grupos de C de polisacáridos, N amida y C alifático en relación con el C aromático; además se observó un aumento del C de grupos carboxílicos con respecto al C de polisacáridos y OH de grupos alifáticos. La disminución de los polisacáridos y los grupos amida II (1560 cm^{-1}) posiblemente se debe al consumo por parte de los microorganismos; la disminución de la relación C:N en estos tratamientos ayuda a sustentar esta afirmación. Chefetz *et al.* (1996) obtuvieron un resultado similar. Ellos señalaron que una disminución en la banda en 1560 cm^{-1} con el tiempo probablemente se debió a la relativamente rápida biodegradación de la cadena amino. Por otro lado, el aumento relativo de los grupos carboxílicos pudo ser resultado del agotamiento de los compuestos polisacáridos y los grupos amida II. Gigliotti *et al.* (1999) reportan que cuando la composta de residuos sólidos urbanos es agregada al suelo, los ácidos húmicos naturales del suelo son modificados aumentando la presencia de grupos alifáticos y carboxílicos.

Aquellos tratamientos donde se aplicó CUNAM en el SLO mostraron un aumento relativo en función de la dosis y del tiempo de los grupos alifáticos, polisacáridos y N amida en relación a los grupos aromáticos. El pH y la CE de la CUNAM pudieron dar lugar a un sitio más propicio para el desarrollo la actividad microbiana y la mineralización de esta composta. Una adecuada mineralización provee al suelo los nutrientes necesarios para el desarrollo del cultivo tal como se observó en la altura, supervivencia y biomasa de las plantas de cebada.

En el caso de los tratamientos en el RGO, la CUNAM aumentó los grupos alifáticos y carboxílicos, disminuyó los polisacáridos, en relación a los grupos de C aromático. Esto se observó principalmente en la dosis de aplicación 25 % (V/V) con respecto al tratamiento testigo y ha sido reportado por otros investigadores (Chefetz *et al.*, 1996; 1998; Castaldi *et al.*, 2005). La aplicación de CUNAM en dosis 50 % (V/V) a los 88 días mostró un aumento general del C de grupos carboxílico, amida II y C polisacárido en relación al C aromático. Dicho aumento pudo deberse al proceso de mineralización de la composta. Mkhabela y Warman (2005) y Sánchez *et al.* (1997) encontraron que la disponibilidad de N con la aplicación de composta se observó a los 3 meses de su aplicación al suelo. Por lo tanto, el aumento de compuestos fácilmente asimilables a los 88 días no indica que hubieran sido aprovechados por las plantas durante el cultivo.

Finalmente, en el caso de los tratamientos con BIO en ambos tipos de suelo, no hubo cambios en los grupos de C aromático. Se observó una disminución de los grupos alifáticos y polisacáridos en relación con los ácidos carboxílicos. Este comportamiento se asocia a la actividad microbiana que consume preferentemente los compuestos fácilmente degradables de la MOS. En los tratamientos con BIO no se esperaba encontrar cambios significativos dada la alta aromaticidad de su estructura y su alta estabilidad (Keiluweit *et al.*, 2010; Kloss *et al.*, 2012; Wu *et al.*, 2012). Hsu y Lo (1999) y Bolan *et al.* (2012) señalan que los polisacáridos son compuestos fácilmente degradables de la MO y por ello tienden a descomponerse relativamente más rápido en el suelo. La persistencia del C aromático corrobora la estabilidad del biocarbón en el suelo (Baldock y Smernik, 2002; Cheng *et al.*, 2008; Gaunt y Cowie, 2009; Steinbeiss *et al.*, 2009). El BIO se considera de baja calidad para ser utilizado como mejorador de la fertilidad y los resultados del cultivo en invernadero corroboraron esta afirmación, pero si se combina con composta permitirá un aumento del C aromático

ayudando al secuestro de C al mismo tiempo que aumentan las formas de C fácilmente asimilables como polisacáridos y alifáticos. En este sentido, hay diversos estudios donde se combinan diferentes tipos de mejoradores orgánicos (Fischer y Glaser, 2012; Liu *et al.*, 2012; Mukome *et al.*, 2013; Schmidt *et al.*, 2014)

7.4. Supervivencia, altura y biomasa de la cebada: consideraciones generales del efecto de la aplicación de mejoradores orgánicos

A los 30 días se observó una tendencia general en la respuesta de la adición de mejoradores orgánicos a los dos tipos de suelo. Se obtuvieron mejores resultados cuando se aplicó CUNAM > CCM > BIO. A mayor dosis de aplicación de la CCM hubo un aumento de la respuesta en las tres variables evaluadas en comparación con los tratamientos testigo. La adición de la CUNAM en ambas dosis produjo un aumento de las tres variables respuesta que fueron evaluadas en el cultivo de cebada. La aplicación de cualquier dosis de BIO no mostró diferencias en la altura, mientras que la supervivencia y biomasa tuvieron mejor respuesta con la dosis más alta en ambos casos con respecto a los tratamientos testigo. La discusión de esta sección se basó en los resultados a los 30 días debido a que hubo una incidencia en el cultivo que produjo que los resultados a los 88 días no fueran los que se esperaban en un inicio. A partir de los 40 días, las plantas comenzaron a morir y esto afectó todo el experimento del suelo SLO y parte del RGO. Los resultados de las tres variables evaluadas en el invernadero fueron negativos comparados con los resultados a los 30 días en el suelo SLO. Hubo tratamientos donde el porcentaje de supervivencia fue menor al 10 %. Los peores resultados se obtuvieron en los tratamientos con la CCM seguidos de los de la CUNAM y por último los del BIO. En los tratamientos en el RGO, se observó una alta variabilidad en los resultados de biomasa y disminuyó el porcentaje de supervivencia de las plantas, por lo cual los cambios en el tiempo no fueron estadísticamente significativos.

Los resultados a los 88 días pudieron deberse a una plaga de pulgón que se extendió a todo el cultivo aunque inmediatamente fue combatida. Sin embargo, también se analizaron otros factores que pudieron producir o potencializar estos resultados. Por un lado se descartó la inmadurez de la composta como causa de los efectos negativos en la supervivencia de las plantas, debido a que se utilizó una composta de un lote maduro, caracterizada previamente por Michler (2013) y Bacre *et al.* (2012). Por otro lado, la afectación por la salinidad en el SLO pudo inmovilizar el N por los carbonatos del suelo por el pH alcalino (Castellanos *et al.*, 2000; Harrison, 2008), aunque esta posibilidad se descartó debido a que la cebada es un cultivo tolerante a la salinidad (Day y Shaw, 2001, Ulrich, 2010). La dosis más alta de composta indica que la mitad del volumen era suelo y la otra mitad CCM o CUNAM, altas dosis, lo cual pudo disminuir la infiltración y la aireación debido a una alteración de su estructura natural por el transporte y preparación de las mezclas para el experimento en macetas.

7.5. Supervivencia, altura y biomasa del cultivo de cebada en mejoradores orgánicos con suelo Solonchak

Las propiedades químicas y físicas del suelo son importantes en la supervivencia y desarrollo de las plantas. En los tratamientos testigo con el SLO, el cultivo de la cebada presentó problemas en la supervivencia, la altura y la biomasa asociados a la alta concentración de sales en el suelo, el elevado pH, la baja CMRA y la disponibilidad de nutrientes, los cuales también han sido reportados por otros autores (Greenway y Munns, 1980; Khan *et al.*, 1999; Parida y Das, 2005). El estrés por sales afecta a los principales procesos tales como el crecimiento, la fotosíntesis, la síntesis de proteínas, el metabolismo energético y de lípidos (Greenway y Munns, 1980; Parida y Das, 2005).

La adición de mejoradores orgánicos al suelo SLO produjo un aumento en las tres variables de respuesta del cultivo principalmente cuando se aplicó CUNAM > CCM > BIO al suelo; debido al aporte de nutrientes y la mejora de las propiedades del suelo. La CCM en la dosis de aplicación 25 %(v/v) produjo resultados ligeramente inferiores a la dosis más alta y en el caso de la CUNAM, la respuesta de las variables supervivencia, altura y biomasa con la dosis 50 %(v/v) fue similar a la que se obtuvo con la dosis 25 %(v/v) y, en algunos casos inferior. Finalmente, la adición de BIO al SLO con la dosis 10 %(v/v) produjo resultados similares al tratamiento testigo y, solamente la supervivencia y la biomasa aumentaron con la dosis 20 %(v/v).

La aplicación de CUNAM al suelo SLO mostró el mayor aumento del contenido de N, C, P y CMRA. Ambas compostas incrementaron casi cuatro veces el contenido de N en el suelo. Sin embargo el N pudo no estar completamente disponible para las plantas al momento del experimento sobre todo, a los 30 días. Maynard (2000) reportó que la respuesta de los cultivos a la aplicación de composta varió de 1 – 3 años antes de que el suelo pudiera acumular suficientes nutrimentos y tener un efecto sobre el rendimiento del cultivo. La CCM fue la que menor C aportó al suelo y por ello disminuyó en mayor medida la relación C:N de 35 en el tratamiento testigo a 15 en el tratamiento con la dosis más alta de CCM. El P y la CMRA aumentaron en menor medida que cuando se aplicó CUNAM. El P aportado por las compostas pudo no estar totalmente disponible para las plantas de cebada durante el desarrollo del cultivo. Por un lado, el periodo de tiempo (una semana) entre la aplicación de los mejoradores y la fecha de siembra pudo favorecer la inmovilización temporal del P por la biomasa microbiana, limitando su disponibilidad para el cultivo. Iglesias- Jiménez *et al.* (1993) reportaron que la tasa de mineralización de P fue baja inmediatamente después de la aplicación de composta al suelo, pero después de tres meses, la composta abasteció suficiente P para el crecimiento de la planta. Con base en los cambios en el contenido de P con la aplicación de mejoradores orgánicos, el hecho de que el aporte de P fuera mucho mayor con la CUNAM que con la CCM, permitió que hubiera más P disponible para las plantas y por lo tanto, mejor respuesta en las variables estudiadas. Sin embargo, a largo plazo la inmovilización del P ya no sería problema si se aplica la CCM.

En el caso de la aplicación de BIO, este mejorador aumentó el agua disponible en el suelo SLO, disminuyó el estrés hídrico de las plantas de cebada y aumentó la tasa de supervivencia, aunque la falta de nutrientes limitó su posterior desarrollo. El aumento de la CMRA se asocia al aumento de la porosidad del suelo, principalmente a los meso y microporos (Thies y Rillig, 2009). En este

experimento solamente la dosis 20 %(v/v) mostró un aumento significativo en las variables supervivencia y biomasa. El aumento de agua disponible benefició a planta pero la falta de fertilización nitrogenada limitó el desarrollo del cultivo y la baja producción de biomasa, ya que el BIO no aporta N, ocasionando el incremento la relación C:N, tal como reportan otros autores (Lehmann *et al.*, 2002; Chan *et al.*, 2007; Asai *et al.*, 2009). Mulcahy *et al.* (2013) señalaron que la adición de 15 – 30 %(v/v) de biocarbón a sustratos arenosos, aumentó la resistencia de las plantas de jitomate a la sequía severa, en sustratos y ambientes diferentes.

La CIC en el SLO no ayudó a explicar la respuesta de las variables estudiadas en el cultivo de cebada debido a que no cambió significativamente con la adición de mejoradores orgánicos. La sobreestimación de la CIC por la presencia de arcillas esmectíticas de bajo orden estructural, Ca^{2+} y Na^{1+} (Gutiérrez, 1997) pudo enmascarar el efecto de la adición de mejoradores orgánicos en el SLO.

Con base en los resultados obtenidos y la literatura se puede concluir que si la composta a aplicar tiene un alto contenido de sales, como la CCM, es necesario un manejo adecuado de la dosis y del agua, para promover su lavado y evitar posibles efectos negativos como la salinización del suelo. La aplicación continua de CCM en dosis de 50 %(v/v) se vería limitada por la adición de sales y el correspondiente incremento de la CE. El BIO aunque aumentó la CMRA, no tuvo un efecto positivo importante en el desarrollo del cultivo y su potencial está enfocado al secuestro C de la biomasa incluso en suelos con problemas de sales, sin contribuir al aumento del pH y la CE. La aplicación de CUNAM en la dosis 25 %(v/v) no tendría el problema de la alta adición de sales y, fue con la que se obtuvieron los mejores resultados.

7.6. Supervivencia, altura y biomasa del cultivo de cebada en mejoradores orgánicos con suelo Regosol

La aplicación de mejoradores orgánicos en el RGO produjo cambios en la respuesta de las variables estudiadas en el cultivo de cebada (altura, supervivencia y biomasa de la planta) en el siguiente orden: CUNAM \approx CCM > BIO. Las características propias del suelo pudieron atenuar los efectos de la adición de mejoradores orgánicos; por un lado, la respuesta de las dos dosis de aplicación de la CUNAM mostraron una respuesta significativamente diferente al tratamiento testigo pero similar entre ellas; en el caso de la dosis de aplicación 25 %(v/v) de CCM fue estadísticamente similar al tratamiento testigo en las tres variables estudiadas y; las dos dosis de BIO respondieron igual o menos que el tratamiento testigo. Los resultados mostraron que la adición de BIO al RGO en la dosis 10 %(v/v) produjo efectos negativos en la supervivencia y la biomasa, mientras que en la dosis 20 %(v/v) no produjo cambios significativos en las variables estudiadas con respecto a los tratamientos testigo. Dependiendo de las condiciones naturales, el BIO puede o no incrementar la productividad de los cultivos. Blackwell *et al.* (2009) mencionan que en suelos fértiles, la adición de biocarbón no mejora significativamente los rendimientos. Su utilidad en el aumento de la disponibilidad de nutrientes radica en aumentar la CMRA del suelo, la cual disminuye la pérdida de nutrientes por lixiviación. Además, los efectos de la adición de biocarbón sobre el rendimiento de un cultivo cambian en función del tipo de suelo. Al igual que en el caso del SLO, la aplicación de

BIO fue la que menor impacto tuvo sobre la CE, este aumento se corrobora con lo reportado en diversos estudios donde se aplicó biocarbón (Adriano *et al.*, 1982; Carlson y Adriano, 1993).

El pH y la CE no fueron factores limitantes en el desarrollo de las plantas. Las dosis más altas de los tres mejoradores orgánicos en el RGO tuvieron pH ligeramente alcalino, siendo que el rango óptimo para el cultivo de cebada se encuentra de 6 – 7.5 (Castellanos *et al.*, 2000). La CE no superó los 4 dS*m⁻¹, es decir, muy por debajo del umbral de afectación en la cebada (8 dS*m⁻¹). Es importante señalar que la adición continua de CCM y CUNAM sobretodo en dosis de 50 %(v/v) puede provocar el aumento del pH y la CE a valores en los que el desarrollo de cultivos tolerantes pudieran verse afectados si no se controla la dosis de aplicación. En el uso de BIO como mejorador orgánico, el principal riesgo es el aumento del pH en suelos alcalinos. Carlson y Adriano (1993) señalan que las altas dosis de mejoradores con alto contenido de sales aumentan el pH y pueden tener efectos negativos en experimentos de invernadero. Esto es causado por un desbalance nutrimental y la posible adición de compuestos fitotóxicos. También señalan que en condiciones de campo sin aridez, las sales solubles pueden lavarse del horizonte superficial del suelo con el agua. Glaser *et al.* (2002) reportan la disminución de la producción hasta en un 70 % de biomasa de maíz y soya con la adición de biocarbón, comparada con el tratamiento control cuando se aplicaron dosis de 5 y 15 Mg*ha⁻¹ de carbón. Señalaron que los resultados pudieron deberse al aumento de pH y a una disminución asociada de la disponibilidad de nutrimentos. Sin embargo, como se mencionó en el párrafo anterior, la aplicación de biocarbón al suelo puede tener efectos positivos los cuales han sido ampliamente reportados, principalmente en suelos ácidos (Lehmann y Joseph, 2009; Yuan *et al.*, 2011)

El N es un nutriente esencial para las plantas (Castellanos *et al.*, 2000) y un aumento en el contenido de N aumenta el rendimiento del cultivo. A pesar de que la CCM tuvo mayor contenido de N que el CUNAM, los resultados de biomasa fueron mayores para los tratamientos donde se aplicó CUNAM. Esto se debió a que el N no estuvo disponible para las plantas al momento del experimento sobre todo, a los 30 días. Maynard (2000) reportó que la respuesta de los cultivos a la aplicación de composta varió de 1 – 3 años antes de que el suelo pudiera acumular suficientes nutrimentos y tener un efecto sobre el rendimiento del cultivo. Además, ambas compostas fueron aplicadas una semana antes de la siembra. El N fue inmovilizado por los microorganismos y no estuvo disponible para las plantas, tal como reportan Mkhabela y Warman (2005) y Sánchez *et al.* (1997). Estos autores recomiendan que la aplicación de composta se haga al menos tres meses antes del establecimiento de un cultivo con la finalidad de mejorar la disponibilidad de N de la composta. Sánchez *et al.* (1997) encontraron 1.9 veces más N disponible en el suelo al momento de la siembra en los tratamientos donde se aplicó composta tres meses antes comparado con el tratamiento testigo y el tratamiento donde se aplicó composta al momento de la siembra. Eriksen *et al.* (1999) recomiendan la fertilización con N para evitar que la baja disponibilidad de N afecte al cultivo justo después de la aplicación de compostas.

8. Conclusiones

La aplicación de la composta proveniente de residuos urbanos de la ciudad de México (CCM) en ambos suelos (solonchak y regosol) mostró una respuesta positiva como mejorador de la fertilidad del suelo por el aumento en el contenido de C, N, P, CIC y capacidad máxima de retención de agua (CMRA). La baja relación C:N aumenta la mineralización del N. La presencia de grupos de C de fácil degradación como los polisacáridos, disminuyen su calidad como reservorio de C en el suelo. Por otro lado, el pH y sobretodo la CE son aspectos limitantes al considerar la aplicación de esta composta cuando se desea utilizar en suelos con problemas de sales como el Solonchak (SLO). Es necesario un manejo adecuado de la dosis y del agua, para promover su lavado y evitar posibles efectos negativos como la salinización del suelo. La respuesta del cultivo con la aplicación de CCM fue positiva a los 30 días, en ambos suelos. Las aplicación de CCM en dosis de 25 % (V/V) produjo resultados estadísticamente similares a la dosis 50 % (V/V) en ambos suelos.

Por otro lado, la composta proveniente de residuos de jardinería de la UNAM (CUNAM) contiene compuestos fácilmente degradables pero mayor contenido de compuestos aromáticos, resultó ser la mejor opción para aplicar al suelo como mejorador de la fertilidad y de las propiedades físicas y químicas del suelo. La aplicación de CUNAM en ambos suelos, aumentó en el contenido de C, N, P, CIC y CMRA. También aumentó la CE aunque en menor medida que la CCM. En el SLO, la aplicación de la dosis 25 % (V/V) a los 30 días del cultivo, mostró los mejores resultados con un aumento significativo en la supervivencia, altura y biomasa, en comparación con los tratamientos testigo. El efecto de la aplicación de CUNAM en el suelo regosol (RGO) solamente fue significativo para los resultados de la variable altura y biomasa.

Por último, la aplicación de biocarbón producido con residuos de jardinería de la UNAM (BIO) aumentó la supervivencia de las plantas con la dosis más alta en ambos suelos, pero no mejoró la altura ni la biomasa de las plantas. Su aplicación al suelo con fines de fertilidad se vio limitada en cuanto al aporte de nutrientes, ya que dominaron los compuestos aromáticos recalcitrantes, lo que corrobora la estabilidad del biocarbón en el suelo reportada en la literatura. El BIO mostró una mejora de las propiedades físicas del suelo y el secuestro de carbono incluso en suelos con problemas de sales, sin contribuir al aumento del pH y la conductividad eléctrica.

A los 88 días del cultivo de cebada, los resultados fueron negativos, principalmente en las variables supervivencia y biomasa de las plantas. Los efectos negativos más severos se observaron en los tratamientos con el SLO por un efecto negativo que aportaron los mejoradores orgánicos, debido a la alta CE y pH, a pesar de que otras propiedades del suelo como el contenido de N, P, C:N y CMRA mejoraron con la adición de las compostas y el biocarbón .

El uso de la espectroscopía de IR fue útil para caracterizar las formas de C en el suelo y corroborar los materiales de origen. Además, permitió ver cambios relativos en la abundancia de grupos químicos característicos de la materia orgánica. Con base en ello se concluye que en 88 días hubo una disminución de los compuestos fácilmente degradables como los polisacáridos y alifáticos

sobre todo en las compostas. Esto trajo como consecuencia una aromatización de la materia orgánica en ambos suelos, principalmente en los tratamientos donde se aplicó biocarbón.

De acuerdo con los resultados de este estudio, se concluye que la mejor opción para el desarrollo de un cultivo indicador como la cebada en ambos suelos es la CUNAM en una dosis de 25 %(V/V). Dando prioridad al almacenamiento de C estable en el suelo, se concluye que la mejor opción es el BIO en la dosis 50 %(V/V).

9. Recomendaciones

Se recomienda ajustar la dosis de aplicación para evitar efectos negativos por la adición de mejoradores orgánicos. Una opción es probar tratamientos donde se combinen diversos tipos de mejoradores orgánicos, como biocarbón y compostas, y aplicar los mejoradores de suelo al menos tres meses de la implementación de los cultivos.

En función de la finalidad de uso del suelo se recomienda aplicar biocarbón y/o composta. Si se desea mejorar el suelo como medio donde crecen las plantas, se recomienda una mezcla de composta con baja relación C:N y biocarbón para proveer de nutrientes al suelo y mejorar algunas propiedades físicas. Si el objetivo es mejorar suelos con problemas de sales como el SLO es recomendable utilizar compostas con pH neutro como la CUNAM. Pero si se desea mejorar el reservorio de C es más deseable el uso del biocarbón.

Este experimento permite orientar futuros trabajos de aplicación de este tipo de mejoradores en experimentos de campo. Se recomienda el estudio de la combinación del BIO con las compostas (CCM, CUNAM), esto permitiría un aumento del C aromático ayudando al secuestro de C al mismo tiempo que aumentan las formas de C fácilmente asimilables como polisacáridos y alifáticos.

La caracterización de la materia orgánica tras la aplicación de los tratamientos puede ser ampliada utilizando otras herramientas analíticas como la espectroscopía de resonancia magnética nuclear o la cuantificación de C negro para el biocarbón.

10. Bibliografía

1. Adani, F., Genevini, P., Ricca, G., Tambone, F. y Montoneri, E. 2007. Modification of soil humic matter after 4 years of compost application. *Waste Manag.* 27:319–24.
2. Adl, S. M. 2003. *Ecology of soil decomposition*. Wallingford, Oxon, GBR: CABI Publishing.
3. Admunson, R. 2001. The carbon budget in soils. *Annu. Rev. Earth Planet. Sci.* 29:535–62.
4. Adriano, D. C., Page, A. L., Elseewi, A. A., y Chang, A. C. 1982. Cadmium availability to sudan grass grown on soils amended with sewage sludge and fly ash. *J. Environ. Qual.* 11(2):197–203.
5. Aerts, R., 1997. Climate, Leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: a triangular relationship. *Oikos*, 79(3):439-449.
6. Aitchison, C.W. 1983. Low-temperature and preferred feeding by winter-active Collembola (*Insecta, Apterygota*). *Pedobiologia* 25:27-36.
7. Almendros, G., Knicker, H. y González-Vila, F. J. 2003. Rearrangement of carbon and nitrogen forms in peat after progressive thermal oxidation as determined by solid-state C-13 and N-15-NMR spectroscopy. *Org. Geochem.* 34 (11):1559–1568.
8. Aon, M., Cabello, M.N., Sarena, D.E., Colaneri, A.C., Franco, M.G., Burgos, J.L. y Cortassa, S. 2001. I. Spatio-temporal patterns of soil microbial and enzymatic activities in an agricultural soil. *Appl. Soil Ecol.* 18:239–254.
9. Aon, M.A. y Colaneri, A.C. 2001. II. Temporal and spatial evolution of enzymatic activities and physico-chemical properties in an agricultural soil. *Appl. Soil Ecol.* 18:255–270.
10. Asai, H., Samson, B.K., Stephan, H. M., Songyikhangsuthor, K., Hommaa, K., Kiyono, Y., Inoue, Y., Shiraiwa, T. y Horie, T. 2009. Biochar amendment techniques for upland rice production in Northern Laos 1. Soil physical properties, leaf SPAD and grain yield. *Field Crops Res.* 111:81–84.
11. Bacre R., Ortega M.P., Palacios S., Siebe C. 2012 Pérdida de carbono durante la estabilización de materia orgánica de residuos de jardín por medio de composteo aerobio y pirólisis anaerobia. XXXVII Congreso Mexicano de la Ciencia del Suelo. Zacatecas, México.
12. Baldock, J. A., Nelson, P. N. 1999. Soil organic matter. En: Sumner, Malcolm E., (ed.) *Handbook of Soil Science*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
13. Baldock, J.A. y Smernik, R.J. 2002. Chemical composition and bioavailability of thermally altered *Pinus resinosa* (Red pine) wood. *Org. Geochem.* 33, 1093–1109.
14. Ball, A. S. 2006. Energy inputs in soil systems. En: *Biological approaches to sustainable soil systems*. Taylor and Francis Group, LLC.
15. Baronti, S., Vaccari, F.P., Miglietta, F., Calzolari, C., Lugato, E., Orlandini, S., Pini, R., Zulian, C. y Genesio, L. 2014. Impact of biochar application on plant water relations in *Vitis vinifera* (L.). *Europ. J. Agronomy.* 53:38–44.
16. Belyaeva, O. N. y Haynes, R. J. 2012. Comparison of the effects of conventional organic amendments and biochar on the chemical, physical and microbial properties of coal fly ash as a plant growth medium. *Environ. Earth Sci.* 66:1987–1997.
17. Belkhdja, R., Morales, F., Abadia, A., Gómez-Aparisi, J. y Abadia, J. 1994. Chlorophyll fluorescence as a possible tool for salinity tolerance screening in barley (*Hordeum vulgare* L.). *Plant Physiol.* 104:667-673.
18. Bembridge, C. 1989. Water retention properties of organic soils and the problems associated with laboratory measurements. *Soil Survey and Land Res.*
19. Benito, M., Masaguer, A., Moliner, A., Arrigo, N. y Palma, R. M. 2003. Chemical and microbiological parameters for the characterization of the stability and maturity of pruning waste compost. *Biol. and Fert. of Soils*, 37(3):184-189.
20. Benito, M., Masaguer, A., De Antonio R. y Moliner, A., 2005. Use of pruning waste compost as a component in soil-less growing media, *Bioresour. Technol.* 96: 597–603.
21. Blackwell, P., Riethmuller, G. y Collins, M. 2009. Biochar application to soil. En: *Biochar for environmental Management Sci. and Technol.* Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Editorial Earthscan, 207–225.
22. Bolan, N. S., Kunhikrishnan, A., Choppala, G.K., Thangarajan, R., y Chung, J.W. 2012. Stabilization of carbon in composts and biochars in relation to carbon sequestration and soil fertility. *Sci. of the Total Environ.* 424:264–270.
23. Bollen, G. L. 1985. The fate of plant pathogens during composting of crop residues. In *Composting Agricultural and Other Wastes*, ed. 1. K. R. Gasser, London/New York: Elsevier Appl. Sci. 320 pp.
24. Bot, A. y Benites, J., 2005. The importance of soil organic matter. Food and Agriculture Organization, Boletín 80.
25. Bouajila, K. y Sanaa, M. 2011. Effects of organic amendments on soil physico-chemical and biological properties. *J. Mater. Environ. Sci.* 2(S1):485-490.

26. Bowden, C.L. 2006. Effects of organic soil amendments on soil physiochemical and crop physiological properties of field grown corn (*Zea mays*) and soybean (*Glycine max*). Tesis de Maestría en Crop and Environmental Sciences. Blacksburg, Virginia, USA.
27. Brewer, L.J. y Sullivan, D. M. 2003. Maturity and stability evaluation of composted yard trimmings. *Compost Sci. Util.* 11(2):96-112.
28. Bridgwater A. V., Toft A. J. y Brammer J. G. 2002. A techno-economic comparison of power production by biomass fast pyrolysis with gasification and combustion. *Renew. Sustain. Energy Rev.* 6, 181–246.
29. Bronick, C.J. and R. Lal. 2005. Soil structure and management: a review. *Geoderma* 124:3-22.
30. Brown, G. G. y Doube, B. M. 2004. Microorganisms, organic matter and plants. In: *Earthworm Ecology* 2nd. Edition. CRC Press LLC.
31. Bueno, M.P., Díaz, B.M.J. y Cabrera, C.F., 2008. Factores que afectan al proceso de compostaje. En: *Compostaje*. Moreno, C., J., Moral, H. R., Editores científicos. Editorial Mundi-prensa.
32. Carlson, C.L. y Adriano, D. C. 1993. Environmental impacts of coal combustion residues. *J Environ. Qual.* 22:227–247.
33. Castaldi, P., Alberti, G., Merella, R. y Melis, P. 2005. Study of the organic matter evolution during municipal solid waste composting aimed at identifying suitable parameters for the evaluation of compost maturity. *Waste Manag.* 25:209–213.
34. Castellanos, J. Z., Uvalle B., J. X. y Aguilar, S. A. 2000. Manual de interpretación de análisis de suelos y aguas, 2da. Edición. Instituto Nacional de Capacitación (INCAPA). Celaya, Gto. México.
35. Cellier, A., Francou, C., Houot, S., Ballini, C., Gauquelin, T. y Baldy, V. 2012. Use of urban composts for the regeneration of a burnt Mediterranean soil: A laboratory approach. *J. Environ. Manag.* 95: S238 - S244.
36. Chan, K. Y., Zwieten, L. V., Meszaros, I., Downie, A. y Joseph, S. 2007. Agronomic values of green waste biochar as a soil amendment. *Aust. J. Soil Res.* 45:629-634.
37. Chan, K. Y., Zwieten, L. V., Meszaros, I., Downie, A. y Joseph, S. 2008. Using poultry litter biochar as soil amendments. *Aust. J. Soil Res.* 46:437-444.
38. Chan, K. Y. y Xu, Z. 2009. Biochar: Nutrient Properties and Their Enhancement. En: *Biochar for environmental Management Sci. and Technol.*. Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Editorial Earthscan, 67–84.
39. Chefetz, B., Hatcher, P. G., Hadar, Y. y Chen, Y. 1996. Chemical and Biological Characterization of Organic Matter during Composting of Municipal Solid Waste. *J. Environ. Qual.* 25:776-78.
40. Chefetz, B., Adani, F., Genevini, P., Tambone, F., Hadar, Y. y Chen, Y. 1998. Humic-acid transformation during composting of municipal solid waste. *J. Environ. Qual.* 27:794–800.
41. Cheng, C.-H., Lehmann, J., Thies, J.E., Burton, S.D. y Engelhard, M. H. 2006. Oxidation of black carbon through biotic and abiotic processes. *Org Geochem.* 37:629-634.
42. Cheng, C.-H., Lehmann, J., Thies, J.E. y Burton, S.D. 2008. Stability of black carbon in soils across a climatic gradient. *J. Geophys. Res. Biogeosciences* 113, G02027.
43. Clapp, C. E., Hayes, M. H. B. y Ciavatta, C. 2007. Organic wastes in soils: Biogeochemical and environmental aspects. *Texto editorial, Soil Biol. & Biochem.* 39:1239–1243.
44. Climent, M. M.D., Abad, B.M., Aragón, P.R., 1996. El compost de residuos sólidos urbanos, sus características y aprovechamiento en agricultura. Universidad Politécnica de Valencia.
45. Clough, T.J., Condon, L.M., Kammann, C. y Müller, C. 2013. A review of biochar and soil nitrogen dynamics. *Agron.* 3:275-293.
46. Coates, J. 2000. Interpretation of infrared spectra, a practical approach. En: *Encyclopedia of Analytical Chemistry* R.A. Meyers (Ed.) John Wiley & Sons Ltd. pp. 10815–10837.
47. Crecchio, C., Curci, M., Pizigallo, M.D.R., Ricciuti, P. y Ruggiero, P. 2004. Effects of municipal solid waste compost amendments on soil enzyme activities and bacterial genetic diversity. *Soil Biol. and Biochem.* Vol.36, Issue 10: 1595–1605
48. Day, M. y Shaw, K. 2001. Biological, chemical and physical processes of composting. In: Stoffella, P.J., Kahn, B.A., eds. *Compost Utilization in Horticultural Cropping Systems*. Lewis Publishers, 17–50.
49. Davidson, E. A. y Janssens, I. A. 2006. Temperature sensitivity of soil carbon decomposition and feedbacks to climate change. *Review. Nature* 440:165-173.
50. de Leon-González, F., Hernández-Serrano, M.M., Etchevers, J.D., Payan-Zelaya, F., Ordaz-Chaparro, V. 2000. Short-term compost effect on macroaggregation in a sandy soil under low rainfall in the valley of Mexico. *Soil Till. Res.* 56, pp. 213–217.
51. De Luca, T.H., MacKenzie, M.D. y Gundale, L. J. 2009. Biochar effects on soil nutrient transformations. En: *Biochar for environmental Management Sci. Tech.* Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Editorial Earthscan, pp: 251–270.
52. Diacono, M. y Montemurro, F. 2010. Long-term effects of organic amendments on soil fertility. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 30:401–422.

53. El-Shakweer, M.H.A., El-Sayad, E.A., Ejes, M.S.A., 1998. Soil and plant analysis as a guide for interpretation of the improvement efficiency of organic conditioners added to different soils in Egypt. *Communications in Soil Sci. and Plant Analysis* 29, 2067–2088.
54. Elseewi, A. A., Straughana, I. R. y Pagea, A. L. 1980. Sequential cropping of fly ash-amended soils: Effects on soil chemical properties and yield and elemental composition of plants. *Sci. of the Total Environ.* 15(3): 247–259.
55. Emino, E. R. y Warman, P.R. 2004. Biological Assay for Compost Quality. *Compost Sci. & Uti.* 12(4):342-348.
56. Environmental Protection Agency (EPA), 1994. Composting of yard Trimmings and Municipal solid Waste. Solid Waste and Emergency Response. EPA 530-R-94-003.
57. Epstein, E. 1997. The science of composting. CRC PRESS LLC. United States of America.
58. Eriksen, G., Coale, F. y Bollero, G. 1999. Soil nitrogen dynamics and maize production in municipal solid waste amended soil. *Agron. J.* 91:1009– 1016.
59. Fernández, A., R., y Leiva, M. J. 2003. *Ecología Para La Agricultura*. Editorial Mundi Prensa, España.
60. Fernández, M. N. O. 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 doctoral. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
61. Ferreira, de A., A. S., de Melo, W. J., y Singh, R. P. 2010. Municipal solid waste compost amendment in agricultural soil: changes in soil microbial biomass. *Reviews in Environ Sci. and Bio/Technol.* 9(1):41–49.
62. Financiera Rural, 2009. Cebada, Monografía. En: <http://www.financiarural.gob.mx/informacionsectorrural/Documentos/MONOGRAFIA%20A%20CEBADA%20MAYO%202009%20version%20final.pdf> Revisado: 21 de diciembre de 2013.
63. Fischer, D. y Glaser, B. 2012. Synergisms between Compost and Biochar for Sustainable Soil Amelioration. En: Sunil Kumar und Ajay Bharti (Hg.): *Management of Organic Waste*. InTechOpen, 167–198.
64. Fornes F., Mendoza D., García R., Abad M. y Belda R. 2012. Composting versus vermicomposting: A comparative study of organic matter evolution through straight and combined processes. *Bioresour. Technol.* 118: 296–305.
65. Fricke W. 2004. Rapid and tissue-specific accumulation of solutes in the growth zone of barley leaves in response to salinity. *Planta* 219:515–25.
66. Gaskin, J. W., Steiner, C., Harris, K., Das, K. C. y Bibens, B. 2008. Effect of low-temperature pyrolysis conditions on biochar for agricultural use. *Trans. ASABE* 51(6):2061–2069.
67. Gauch, H. G. y Eaton, F. M. 1942. Effect of saline substrate on hourly levels of carbohydrates and inorganic constituents of barley plants. *Plant Physiol.* 17: 347-365.
68. Gallardo-Lara, F. y Nogales, R. 1987. Effect of the Application of Town Refuse Compost on the Soil-Plant System: A Review. *Biol. Wastes* 19:35-62.
69. Gaunt, J. L. y Lehmann, J. 2008. Energy balance and emissions associated with biochar sequestration and pyrolysis bioenergy production. *Environ. Sci. Technol.*, 42 (11):4152–4158.
70. Gaunt, J. y Cowie, A. 2009. Biochar, greenhouse gas accounting and emissions trading. En: *Biochar for environmental management science, and technology*. Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Earthscan, 317–340.
71. Gigliotti, G., Businelli, D., y Giusquiani P.L. 1999. Composition changes of soil humus after massive application of urban waste compost: a comparison between FT-IR spectroscopy and humification parameters. *Nutrient Cycling in Agroecosystems* 55: 23–28.
72. Giusquiani, P.L., Pagliai, M., Gigliotti g., Businelli, D. y Benetti, A. 1995. Urban Waste Compost: Effects on Physical, Chemical, and Biochemical Soil Properties. *J. Environ. Qual.* 24:175-181.
73. González, M., Gómez, E., Comese, R., Quesada, M. y Conti, M. 2010. Influence of organic amendments on soil quality potential indicators in an urban horticultural system. *Bioresour. Technol.* 101:8897–8901.
74. Goyal, S., K Chander, MC Mundra y Kapoor, K.K. 1999. Influence of inorganic fertilizers and organic amendments on soil organic matter and soil microbial properties under tropical conditions. *Biol. and Fert. of Soils*, Springer – Verlag. 29:196–200.
75. Graham, P.H. 1999. Nitrogen Transformations, en: *Handbook of Soil Science*, Sumer, M.E. editor in chief. CRC-press.
76. Gray, K. R., Biddlestone, A. J. y Clark, R. 1973. Review of composting. Part III. Process and products. *Process Biochem.* 8(10):11–30.
77. Gray, M., Johnson, M. G., Dragila, M. I. y Kleber, M. 2014. Water uptake in biochars: The roles of porosity and hydrophobicity. *Biomass bioenergy.* 61:196–205.
78. Greenway, H. y Munns, R. 1980. Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 31: 149-90.
79. Grego, S., Lagomarsino, A. 2008. Soil organic matter in the sustainable agricultura: Source or sink of carbon? Soil carbon sequestration under organic farming in the mediterranean environment: 39-51.

80. Gregorich, E.G., Beareb, M.H., Stoklasa, U. y St-Georges, P. 2003. Ecological aspects of dissolved organic matter in soils Biodegradability of soluble organic matter in maize-cropped soils. *Geoderma*, 113(3–4):237–252.
81. Grube, M., Lin, J.G., Lee, P. H. y Kokorevicha, S. 2006. Evaluation of sewage sludge-based compost by FT-IR spectroscopy. *Geoderma* 130:324– 333.
82. Glaser, B., Lehmann, J. y Zech, W. 2002. Ameliorating physical and chemical properties of highly weathered soils in the tropics with charcoal: a review, *Biol. Fert. Soils*, 35:219–230.
83. Guo, R., Li, G., Jiang, T., Schuchardt, F., Chen, T., Zhao, Y. y Shen, Y. 2012. Effect of aeration rate, C/N ratio and moisture content on the stability and maturity of compost. *Bioresour. Technol.* 112:171–178.
84. Gutiérrez C., Ma. del C. 1997. Los suelos de la ribera oriente del ex lago de Texcoco (Macro y micromorfología). Tesis de Doctorado. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.
85. Handreck, K.A., 1983. Particle size and the physical properties of growing media for containers. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*. Vol.14, Issue 3, 209-222.
86. Hanay, A., Buyuksonmez, F., Kiziloglu, F.M. y Canbolat, M.Y. 2004. Reclamation of saline sodic soils with gypsum and MSW compost, *Compost Sci. Util.* 12: 175–179.
87. Hargreaves, J. C., Adl, M. S. y Warman, P. R. 2008. A review of the use of composted municipal solid waste in agriculture. *Review. In Agriculture, Ecosystems and Environ.* 123: 1–14.
88. Harrison, R.B. 2008. Composting and Formation of Humic Substances. Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences. *Encyclopedia of Ecology* 2008:713–719.
89. Hari, P. y Kulmala K. Springer Science & Business Media, Sep 24, 2008 - Science - 582 pages
90. Hay, M. B. y Myneni, S. C. B. 2007. Structural environments of carboxyl groups in natural organic molecules from terrestrial systems. Part 1: Infrared spectroscopy. *Geochimica et Cosmochimica Acta* 71:3518–3522.
91. He, X.T., Logan, T.J. y Traina, S.J., 1995. Physical and chemical characteristics of selected U.S. municipal solid waste composts. *J. Environ. Qual.* Vol. 24 (3): 543-552.
92. Hicklenton, P.R., Rodd, V., y Warman, P. R. 2001. The Effectiveness and consistency of source separated municipal solid waste and bark composts as components of container growing media. *Scientia Horticulturae*, 91, 365-378
93. Himanen, M., Prochazka, P., Hänninen, K. y Oikari, A. 2012. Phytotoxicity of low-weight carboxylic acids. *Chemosphere*, 88(4):426–431.
94. Hoitink, H. A. J. y Fahy, P. C. 1986. Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. *Ann. Rev. Phytopathol.* 24:93-114.
95. Hoitink, H.A.J., Stone, A.G. y Han, D.Y. 1997. Suppression of plant diseases by composts. *Horticultural Sci.*, 32(2):184– 87.
96. Hooda, P.S., Truesdale, V.W., Edwards, A.C., Withers, P.J.A., Aitken, M.N., Miller, A., Rendell, A.R. 2001. Manuring and fertilization effects on phosphorus accumulation in soils and potential implications. *Adv. Environ. Res.* 5, 13–21.
97. Hsu, J.H. y Lo, S.L. 1999. Chemical and spectroscopic analysis of organic matter transformations during composting of pig manure. *Environ. Pollut.* 104:189–196.
98. Hudson, B. D. 1994. Soil organic matter and available water capacity. *J. Soil and Water Conserv.* 49(2):189-194.
99. Hue, N.V., Ikawa, H., Silva, J.A., 1994. Increasing plant available phosphorus in an ultisol with a yard waste compost. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 25, 3291–3303.
100. Hue, N.V. y Liu, J. 1995. Predicting compost stability. *Compost Sci. and Util.* 3(2):8–15.
101. Hue, N. V. y Silva, J.A. 2000. Organic soil amendments for sustainable agriculture: organic sources of nitrogen, phosphorus and potassium. In: *Plant nutrient management in Hawaii's Soils, approaches for tropical and subtropical agriculture*. College of Tropical Agriculture and Human Resources, University of Hawaii at Manoa.
102. Hurkman, W. J., Fornari, Ch. S. y Tanaka, Ch. 1989. A comparison of the effect of salt on polypeptides and translatable mRNAs in roots of salt-tolerant and a salt-sensitive cultivars of barley. *Plant Physiol.* 90:1444-1456.
103. Hurkman, W. J., Tao, H.P. y Tanaka, Ch. K. 1991. Germin-like polypeptides increase in barley roots during Salt Stress. *Plant Physiol.* 97:366-374.
104. IEA Bioenergy. IEA Bioenergy Task 34: Pyrolysis. http://www.pyne.co.uk/?_id=76, revisado: Octubre 23. 2014.
105. Iglesias, J. E. y Perez, G. V. 1989. Evaluations of city refuse compost maturity: a review. *Biol. Wastes* 27:115-142.
106. Iglesias-Jiménez, E. y Álvarez, C. 1993. Apparent availability of nitrogen in composted municipal refuse. *Biol. Fert. Soils* 16:313–318.
107. Iglesias-Jiménez, E., García, V., Espino, M., Hernández, J., 1993. City refuses compost as a phosphorus source to overcome the P-fixation capacity of sesquioxide-rich soils. *Plant Soil* 148, 115–127.
108. Inbar, Y., Chen, Y., y Hadar Y. 1989. Solid state carbón-13 nuclear magnetic resonance infrared spectroscopy of composted organic matter. *Soil science Soc. Am. J.* 53: 1695-1701.

109. Ingelmo, S.F. y Rubio, D.J.L. 2008. Efecto de la aplicación del compost sobre las propiedades físicas y químicas del suelo. En: Compostaje. Moreno, C.J., y Moral, H.R. Editores. Mundi-Prensa.
110. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. 2011. México en cifras para el Distrito Federal. En: <http://www.inegi.org.mx/sistemas/mexicocifras/default.aspx?e=9>. Revisado: Noviembre, 2013.
111. International Biochar Initiative (IBI) 2014. Test methods in the IBI Biochar standards. En: http://www.biochar-international.org/certification/testing_information_for_labs. Revisado: Diciembre, 2014.
112. Isaac, S.R. y Nair, M.A., 2005. Biodegradation of leaf litter in the warm humid tropics of Kerala, India. *Soil Biol. & Biochem.* 37:1656–64.
113. Jakobsen, S.T. 1995. Aerobic decomposition of organic wastes 2. Value of compost as a fertilizer. *Resources, Conserv. and Recycling* 13: 57-71.
114. Janzen, H.H., Campbell, C.A., Brandt, S.A., Lafond, G.P. y Townley-Smith, L. 1992. Light-fraction organic matter in soils from long-term crop rotations. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 56:1799-1806.
115. Kalbitz, K., Schwesig, D., Rethemeyer, J. y Matzner, E. 2005. Stabilization of dissolved organic matter by sorption to the mineral soil. *Soil Biol. Biochem.* 37:1319–1331.
116. Kalbitz, K. y Kaiser K. 2008. Contribution of dissolved organic matter to carbon storage in forest mineral soils
117. Keiluweit, M., Nico, P., Johnson, M.G. y Skleber, M. 2010. Dynamic Molecular Structure of Plant Biomass-Derived Black Carbon (Biochar). *Environ. Sci. Technol.* 44:1247–1253.
118. Khan, M. A., Ungar, I. A., y Showalter, A.M. 1999. Effects of salinity on growth, ion content, and osmotic relations in *Halopyrum mucronatum* (L.). *Plant Nutr.* 22:191–204.
119. Kim, P., Johnson, A., Edmunds, C. W., Radosevich, M., Vogt, F., Rials, T. G. y Labbé, N. 2011. Surface functionality and carbon structures in lignocellulosic-derived biochars produced by fast pyrolysis. *Energy Fuels*, 25:4693–4703.
120. Kloss, S., Zehetner, F., Dellantonio, A., Hamid, R., Ottner, F., Liedtke, V., Schwanninger, M., Gerzabek, M.H. y Soja, G. 2012. Characterization of slow pyrolysis biochars: effects of feedstocks and pyrolysis temperature on biochar properties. *J. Environ. Qual.* 41; 990 – 1000.
121. Knoepp, J. D., De_Bano, L.F. y Neary, D.G. 2005. Soil Chemistry. In: Neary, Daniel G.; Ryan, Kevin C.; DeBano, Leonard F., eds. 2005. Wildland fire in ecosystems: effects of fire on soils and water. Gen. Tech. Rep. RMRS-GTR-42-vol.4. Ogden, UT: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station. 53-71.
122. Komilis, D.P. y Tziouvaras, I.S. 2009. A statistical analysis to assess the maturity and stability of six composts. *Waste Manag.* 29:1504–1513.
123. Kuz'yakov, Y., Subbotina, I., Chen, H.Q., Bogomolova, I. y Xu, X.L. 2009. Black carbon decomposition and incorporation into soil microbial biomass estimated by C-14 labeling. *SoilBiol. & Biochem.* 41:210-219.
124. Labrador, M.J. 1996. La materia orgánica en los agrosistemas. Ediciones Mundi-Prensa, España.
125. Laishram, I. D. y Yadava, P. S. 1988. Lignin and nitrogen in the decomposition of leaf litter in a sub-tropical forest ecosystem at Shiroy hills in north-eastern India. *Plant and Soil* 106:59-64.
126. Lakhdar, A., Hafsi, C., Rabhi, M., Debez, A., Montemurro, F., Abdelly, C., Jedidi, N., Ouerghi, Z., 2008. Application of municipal solid waste compost reduces the negative effects of saline water in *Hordeum maritimum* L., *Bioresour. Technol.* 99: 7160–7167.
127. Lakhdar, A., Rabhi, M., Ghnaya, T., Montemurro, F., Jedidi N. y, Abdelly, C. 2009. Effectiveness of compost use in salt-affected soil. *J. of Hazardous Materials* 171: 29–37.
128. Lawther, J.M., Sun, R., Banks y W.B. 1996. Fractional characterization of wheat straw lignin components by alkaline nitrobenzene oxidation and FT-IR spectroscopy. *J. Agric. Food Chem.* 44:1241–1247.
129. Lazcano, C., Gómez-Brandón, M. y Domínguez, J. 2008. Comparison of the effectiveness of composting and vermicomposting for the biological stabilization of cattle manure. *Chemosphere*, 72:1013–1019.
130. Lehmann, J., da Silva Jr., J.P., Rondon, M., Steiner, C., Nehls, T., Zech, W. y Glaser, B. 2002. Nutrient availability and leaching in an archaeological Anthrosol and a Ferralsol of the Central Amazon basin: fertilizer, manure and charcoal amendments. *Plant and Soil* 249:343–357.
131. Lehmann, J. 2007. Bio-energy in the black. *Front. Ecol. Environ.* 5(7): 381-387.
132. Lehmann, J.; Joseph, S. editors. 2009. Biochar for environmental management, science and technology. Earthscan, UK y USA.
133. Lehmann, J., Czimczik, C., Laird, D. y Sohi, S. 2009. Stability of biochar in the soil. En: Biochar for environmental management, science and technology. Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Earthscan, pp186 – 206.
134. Li W, Yang, K., Peng, J., Zhang, L., Guo, S. y Xia, H. 2008. Effects of carbonization temperatures on characteristics of porosity in coconut shell chars and activated carbons derived from carbonized coconut shell chars. *Ind. Crop. Prod.*, 28(2):190 -8.
135. Liang, B., Lehmann, J., Solomon, D., Kinyangi, J., Grossman, J., O'Neill, B., Skjemstad, J. O., Thies, J., Luizão, F. J., Petersen, J., y Neves, E. G. 2006. Black carbon increases cation exchange capacity in soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 70:1719–1730.

136. Liu, Q., Wang, S., Zheng, Y., Luo, Z. y Cen, K. 2008. Mechanism study of wood lignin pyrolysis by using TG-FTIR analysis. *J. Anal. Appl. Pyrolysis*, 82 (1):170–177.
137. Liu, J., Schulz, H., Brandl, S., Miehtke, H., Huwe, B. y Glaser, B. 2012. Short-term effect of biochar and compost on soil fertility and water status of a Dystric Cambisol in NE Germany under field conditions. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 175: 698–707.
138. Lopez, C. X.A., 2011. Caracterización de compostas derivadas de residuos orgánicos enfocadas a su uso como sustratos. Tesis de grado maestría. Instituto Politécnico Nacional
139. Luo, Yiqi. 2006. *Soil Respiration and the Environment*. Burlington, MA, USA: Academic Press. p 63
140. Maas, E. y Hoffman, G. 1977. Crop salt tolerance: current assessment. *J. Irrig. Drain Div. Assoc. Civil Eng.* 103: 115-134.
141. Major, J., Lehmann, J., Rondon, M. y Goodale, C. 2010. Fate of soil-applied black carbon: downward migration, leaching and soil respiration. *Global Change Biol.* 16:1366-1379.
142. Mašek, O., Brownsort, P., Cross, A. y Sohi, S. 2013. Influence of production conditions on the yield and environmental stability of biochar. *Fuel.* 103:151–155.
143. Maynard, A. A. 2000. *Compost: the process and research*. The Connecticut Agricultural Experiment Station, New Haven. Bulletin 966.
144. McGeehan, S. L. 2012. Impact of waste materials and organic amendments on soil properties and vegetative performance. *Appl. and Environ. Soil Sci.* 11 pág.
145. Meentemeyer, V. 1978. Macroclimate the lignin control of litter decomposition rates. *Ecol.* 59(3): 465-472 Published by: Ecological Soc. Am.
146. Meyer, S., Glaser, B., y Quicker, P. 2011. Technical, economical, and climate-related aspects of biochar production technologies: a literature review. *Environ. Sci. Technol.* 45:9473–9483.
147. Michel, F. C. Jr., Reddy, C. A., y Fomey, L. J., 1993. Yard waste composting: studies using different mixes of leaves and grass in a laboratory scale system. *Compost Sci. & Util.* 85:96.
148. Michler, L. 2013. Assessment of compost produced from organic urban residues by the processing plant of Mexico City. Bachelor Thesis. Universidad de Hohenheim, Alemania.
149. Miltner, A. y Zech, W. 1998. Carbohydrate decomposition in beech litter as influenced by aluminium, iron and manganese oxides. *Soil Biol. and Biochem.* 30(1):1–7.
150. Mkhabela, M. y Warman, P.R. 2005. The influence of municipal solid waste compost on yield, soil phosphorus availability and uptake by two vegetable crops, grown in a Pugwash sandy loam soil in Nova Scotia. *Agric. Ecosyst. Environ.* 106:57–67
151. Mohee, R., Driver, M., F.B. y Sobratee, N., 2008. Transformation of spent broiler litter from exogenous matter to compost in a sub-tropical context. *Bioresour. Technol.* 99 (1):128–136.
152. Mondini, C., Cayuela, M. L.M Sinicco, T., Cordaro, F., Roig, A. y Sánchez-Monedero, M.A. 2007. Greenhouse gas emissions and carbon sink capacity of amended soils evaluated under laboratory conditions. *Soil Biol. and Biochem.* 39(6):1366-1374.
153. Morales, M.A, Sancheo-Blanco, M. J., Olmos, E., Torrechlas, A. y Alarcon, J. J. 1998. Changes in the growth, leaf water relations and all ultrastructure in *Argyranthemum coronopifolium* plants under saline conditions *J. Plant Physiol.*, 153:174–180.
154. Moreno, C.J., Mormeneo, B.S. 2008. Microbiología y bioquímica del proceso de compostaje. En: *Compostaje*. Moreno, C., J., Moral, H. R., Editores científicos. Editorial Mundi-prensa.
155. Muhammad, S., Muller, T. y Joergensen, R. G. 2007. Compost and P amendments for stimulating microorganisms and maize growth in a saline soil from Pakistan in comparison with a nonsaline soil from Germany. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 170:745–751.
156. Mukome, F. N. D., Six, J. y Parikh, S. J. 2013. The effects of walnut shell and wood feedstock biochar amendments on greenhouse gas emissions from a fertile soil. *Geoderma* 200-201:90–98.
157. Mulcahy D.N., Mulcahy D.L. y Dietz, D. 2013. Biochar soil amendments increases tomato seedling resistance to drought in sandy soils. *J. Arid Environ.* 88:222-25.
158. Munns, R. y Tester, M. 2008. Mechanisms of salinity tolerance. *Annu. Rev. Plant Biol.* 59:651–81.
159. Mylavarapu, R.S., y Zinati, G. M. 2009. Improvement of soil properties using compost for optimum parsley production in sandy soils. *Scientia Horticulturae* 120:426–430.
160. Navarro, B. S. y Navarro G. G. 2003. *Química agrícola*. Mundi-Prensa, 2003.
161. Niemeyer, J., Chen, Y. y Bollag, J.-M. 1992. Characterization of humic acids, composts, and peat by Diffuse Reflectance Fourier-Transform Infrared Spectroscopy. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 56:135-140.
162. Noguera, P., Abad, M., Puchades, R., Maquieira, A. y Noguera, V. 2003. Influence of Particle Size on Physical and Chemical Properties of Coconut Coir Dust as Container Medium. *Communications in soil Sci. and plant Anal.* Vol. 34, (3–4), pp. 593–605.
163. Novak, J. M., Busscher, W., J., Laird, D. L., Ahmedna, M., Watts, D. W. y Niandou, M. A. S. 2009. Impact of biochar amendment on fertility of a southeastern coastal plain soil. *Soil Sci.* 174:105–112.

164. Oades, J. M. 1988. The retention of organic matter in soils. *Biogeochem.* 5:35–70.
165. Orchard, V. a., & Cook, F. J. (1983). Relationship between soil respiration and soil moisture. *Soil Biol. and Biochem.* 15(4), 447–453.
166. Osman, K. T., 2013. *Soils. Principles, properties and management.* Springer.
167. Paradelo, R., Villada, A., González, D. y Barral, M. T. 2010. Evaluation of the toxicity of heavy metals and organic compounds in compost by means of two germination-elongation tests. *Fresenius Environ. B* 956, 19(5a) 956:962.
168. Parida, A. K., y Das, A. B. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotox. Environ. Safe.* 60(3):324–349.
169. Pascual, J.A., Hernández., T., García, C. y Ayuso, M. 1998. Enzymatic activities in an arid soil amended with urban organic wastes: laboratory experiment. *Bioresour. Technol.* 64:131-138.
170. Pathak, H., y Rao, D. L. N. 1998. Carbon and nitrogen mineralization from added organic matter in saline and alkali soils, *Soil Biol. Biochem.* 30:695–702.
171. Peng, X., Ye, L.L., Wang, C.H., Zhou, H. y Sun, B. 2011. Temperature and duration dependent rice straw-derived biochar: Characteristics and its effects on soil properties of an Ultisol in southern China. *Soil Till. Res.*112: 159–166.
172. Petruzzelli, G., Lubrano, L., y Cervelli, S. 1987. Heavy metal uptake by wheat seedlings grown in fly ash-amended soils. *Water, Air, and Soil Pollut.* 32(3-4):389–395.
173. Poincelot, R. P. 1975. *The biochemistry and methodology of composting.* Bulletin 754. The Connecticut agricultural experiment station, New Haven, USA.
174. Pomares, F. y Canet, R., 2001. Los residuos orgánicos utilizables en agricultura: origen, composición y características. En: *Aplicación agrícola de residuos orgánicos*, Editores: Boixadera, J. y Teira, M.R. Universidad de Lleida
175. Power, J. F. y Prasad, R. 1997. *Soil fertility management for sustainable agriculture.* CRC PRESS LLC.
176. Pullicino, S. D., Erriquens, F.G. y Gigliotti, G., 2007. Changes in the chemical characteristics of water-extractable organic matter during composting and their influence on compost stability and maturity. *Bioresour. Technol.* 98:1822–1831.
177. Qualls, R.G., Haines, B.L. y Swank, W.T. 1991. Fluxes of dissolved organic nutrients and humic substances in a deciduous forest. *Ecol.* 72:254–266.
178. Rabbi, S. M. F., Hua, Q., Daniel, H., Lockwood, P. V., Wilson, B. R. y Young, I. M. 2013. Mean residence time of soil organic carbon in aggregates under contrasting land uses based on radiocarbon measurements. *Radiocarbon*, 55(1), 127–138.
179. Raveendran, K., Ganesh, A., y Khilart, K. C. 1995. Influence of mineral matter on biomass pyrolysis characteristics. *Fuel*, 74(12):1812-1822.
180. Rodríguez S., M.A. y Córdova, V., A. 2006. Experiencias de la producción de composta en México. En: *Manual de compostaje municipal. Tratamiento de residuos sólidos urbanos.* Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), Instituto Nacional de Ecología (INE) y Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (GTZ) Gmb. En: www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/499/experiencias.html revisada, noviembre 2013.
181. Román, P., Martínez, M. M. y Pantoja, A. 2013. *Manual de Compostaje del Agricultor. Experiencias en América Latina.* Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
182. Rondon, M. A.; Lehmann, J.; Ramirez, J. y Hurtado, M. 2007. Biological nitrogen fixation by common beans (*Phaseolus vulgaris L.*) increases with biochar additions. *Biol. Fert. Soils.* 43:699–708.
183. Rose, D. A. 1991. The effect of long-continued organic manuring on some physical properties of soils. En: *Advances in soil organic matter research: impact on agriculture and the environment.* Redwood press 197–205.
184. Ryals, R., Kaiser, M., Torn, M. S., Berhe y A. A., Silver, W. L. 2014. Impacts of organic matter amendments on carbon and nitrogen dynamics in grassland soils. *Soil Biol. Biochem.* 68:52–61.
185. Ryan, M. G., & Law, B. E. 2005. Interpreting, measuring, and modeling soil respiration. *Biogeochem.* 73(1), 3–27.
186. Rynk, R. 2003. The art in the science of compost maturity. *Compost Sci. & Util.* 11(2):94–95.
187. Saffigna, P.G., Powlson, D.S., Brookes, P.C. y Thomson, G.A. 1989. Influence of sorghum residues and tillage on soil organic matter and soil microbial biomass in an Australian Vertisol. *Soil Biol. Biochem.* 21:759–765.
188. SAGARPA. Ficha Técnica: Abonos orgánicos. En: www.sagarpa.gob.mx/desarrolloRural/Documents/fichasCOUSSA/Abonos%20organicos.pdf Revisado: 20 de Diciembre, 2013.
189. Sánchez-Monedero., Roig, A., Cegarra, J., Bernal, M.P., 1999. Relationship between water-soluble carbohydrate and phenol fractions and the humification of different organic wastes during composting. *Bioresour. Technol.* 70:193–201.

190. Sánchez, L., Díez, J.A., Polo, A. y Roman, R. 1997. Effect of timing of application of municipal solid waste compost on N availability for crops in central Spain. *Biol. Fertil. Soils* 25:136–141.
191. Schmidt, M.W.I. y Noack, A.G. 2000. Black carbon in soils and sediments: Analysis, distribution, implications and current challenges, *Global Biogeochem. Cycles*, 14, 777–793.
192. Schmidt, H.P., Kammann, C., Niggli, C., Evangelou, M.W.H., Mackie, K.A., Abiven, S. 2014. Biochar and biochar-compost as soil amendments to a vineyard soil: Influences on plant growth, nutrient uptake, plant health and grape quality. *Agriculture, Ecosys. & Environ.* Vol. 191, 15: 117-123.
193. Schulz, H.S. y Glaser, B.G., 2012. Compared biochar and compost effects on plant growth and soil factors as reported for three consequent greenhouse trial setups. *Geophys. Res. Abstr.*, Vol. 14 EGU General Assembly 2012
194. Schulze, K. L. 1962. Continuous Thermophilic Composting. *J. Appl. Microbiol.* 10: 108-122.
195. Secretaria del Medio Ambiente del Distrito Federal, 2010. Inventario de residuos sólidos del Distrito Federal. En: http://residuossolidos.df.gob.mx/work/sites/tdf_rs/resources/LocalContent/54/2/inventario_residuos_solidos_2010.pdf
196. Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2002. Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000 que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. 2da Edición. En: <http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/3335/1/nom-021-semarnat-2000.pdf>. Revisada: noviembre, 2014.
197. Seiter, S. y Horwath, W.R. 2004. Strategies for Managing soil organic matter to supply plant nutrients. En: *Soil organic matter in sustainable agricultura*. Magdoff, F. y Weil, R. R. Editores. CRC Press
198. Senesi, N., Plaza, C., Brunetti, G. y Polo, A. 2007. A comparative survey of recent results on humic-like fractions in organic amendments and effects on native soil humic substances. *Soil Biol. & Biochem.* 39:1244–1262.
199. Shaaban, A., Se, S., Dimin, M.F., Juoi, J.M., Husinb, H. M., Merry, N. y Mitanc, M. 2014. Influence of heating temperature and holding time on biochars derived from rubber wood sawdust via slow pyrolysis. *J. Anal. Appl. Pyrolysis*, 107:31–39.
200. Shafizadeh, F. 1982. Introduction to pyrolysis of biomass. *J. Anal. Appl. Pyrolysis*, 3(4):283–305.
201. Sharma, R.K., Wooten, J.B., Baliga, V.L., Lin, X., Chan, W.G. y Hajaligol, M.R. 2004. Characterization of chars from pyrolysis of lignin. *Fuel* 83:1469–1482.
202. Shen, Q., Wang, Y., Chen, W., y Shi, R. 1997. Changes of soil microbial biomass C and P during wheat growth after application of fertilizers. *Pedosphere* 7:225–230.
203. Shneour, 1966. Oxidation of Graphitic Carbon in Certain Soils. *Science* 25, Vol. 151(3713):991-992.
204. Siebe, C., P. E. Mendoza-Hernández, S. Juárez-Orozco, L. Vázquez-Selem y S. Cram. 2015. Consecuencias de la actividad volcánica del Xitle y el disturbio antrópico sobre las propiedades del suelo y la diversidad vegetal del Parque Ecológico de la Ciudad de México en el Ajusco Medio. En: “La Biodiversidad en el Distrito Federal: Estudio de Estado” (Capítulo 2 : Marco Físico, Social y Cultural). Gobierno del Distrito Federal, la Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre (DGZVS), y la Comisión para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). Capítulo aceptado.
205. Siebe, C., Jahn, R., Stahr, K. 2006. Manual para la descripción y evaluación ecológica de suelos en el campo. 2da Ed.
206. Singh, B. A. D., Singh, B. P. y Cowie, A. L. 2010. Characterisation and evaluation of biochars for their applications a soil amendment. *Aust. J. Soil Res.*, 48:516–525
207. Six, J., Elliot, E.T. y Paustian, K. 2000. Soil macroaggregate turnover and microaggregate formation: a mechanism for C sequestration under no-tillage agriculture. *Soil Biol. & Biochem.* 32. 2099 – 2103.
208. Skjemstad, J. 2007. Molecular signature and sources of biochemical recalcitrance of organic C in Amazonian Dark Earths. *Geochimica et Cosmochimica Acta* 71:2285–2298.
209. Smidt, E. y Schwanninger, M. 2005. Characterization of waste materials using FTIR Spectroscopy: process monitoring and quality assessment. *Spectroscopy Letters*, 38: 247–270.
210. Smidt, E. y Meissl, K. 2007. The applicability of Fourier transforms infrared (FT-IR) spectroscopy in waste management. *Waste Manag.* 27: 268–276.
211. Smidt, E., Böhm, K. y Schwanninger, M. 2011. The Application of FT-IR Spectroscopy in waste management. *Fourier Transforms - New Analytical Approaches and FTIR Strategies* Edited by Prof. Goran Nikolic. nTech.
212. Sohi, S.P., Krul, E. Lopez-Capel, E. y Bol, R. 2010. Chapter 2. A Review of Biochar and Its Use and Function in Soil. *Advances in Agron.* 105:47–82.
213. Sollins, P., Spycher, G. y Glassman, C.A. 1984. Net nitrogen mineralization from light- and heavy-fraction forest soil organic matter. *Soil Biol. Biochem.* 16(1):31-37.
214. Solomon, D., Lehmann, J., Thies, J., Schäfer, T., Liang, B., Kinyangi, J., Neves, E., Petersen, J., Luizaõ, F. y
215. Som, M.P., Lemée, L. y Amblès, A. 2009. Stability and maturity of a green waste and biowaste compost assessed on the basis of a molecular study using spectroscopy, thermal analysis, thermodesorption and thermochemolysis. *Bioresour.Technol.* 100(19): 4404-4416.

216. Spiers, T.M., Fietje, G., 2000. Green waste compost as a component in soilless growing media. *Compost Sci. Util.* 8, 19–23.
217. Spokas, K.A., Koskinen, W.C., Baker, J.M. y Reicosky, D.C. 2009. Impacts of woodchip biochar additions on greenhouse gas production and sorption/degradation of two herbicides in a Minnesota soil. *Chemosphere*, 77 (4): 574 – 581.
218. Spokas, K.A., Cantrell, K.B., Novak, J.M., Archer, D.W., Ippolito, J.A., Collins, H.P., Boateng, A.A., Lima, I.M., Lamb, M.C., McAloon, A.J., Lentz, R.D., y Nichols, K.A., 2012. Biochar: A synthesis of its agronomic impact beyond carbon sequestration. *J. Environ. Qual.* 41(4), 973–989.
219. Sposito, G. 2008. *The chemistry of soils*. 2nd Edition. Oxford University Press.
220. Steinbeiss, S., Gleixner, G. y Antonietti, M. 2009. Effect of biochar amendment on soil carbon balance and soil microbial activity. *Soil Biol. and Biochem.*, 41(6):1301–1310.
221. Stevenson, F. J. 1994. *Humus Chemistry: genesis, composition, reactions*. 2nd. Edn. John Wiley & Sons, inc. United States of America.
222. Streubel, J. D., Collins, H. P., García-Perez, M., Tarara, J., Granatstein, D. y Kruger, C.E. 2011. Influence of contrasting biochar types on five soils at increasing rates of application *Soil Sci. Soc. Am. J.* 75:1402-1413.
223. Suler, D. J. y Finstein, M. S. 1977. Effect of temperature, aeration, and moisture on CO₂ formation in bench-scale, continuously thermophilic composting of solid waste. *Appl. and Environ. Microbiol.* 33(2):345- 350.
224. Sullivan, D.M. y Miller, R.O. 2001. Compost quality attributes, measurements, and variability. In: Stoffella, P.J., Kahn, P.A. (Eds.), *Compost Utilization in Horticultural Cropping Systems*. CRC Press.
225. Sutton, R. y Sposito G. 2005. Molecular structure in soil humic substances: the new view. *Environ. Sci. and Technol.* 39(23):9009–9015.
226. Swift, M.J., Heal, O.W. y Anderson, J.M. 1979. *Decomposition in terrestrial ecosystems* University of California Press, Berkeley, CA.
227. Tan, K. H. 2010. *Principles of soil chemistry* 4th. Edition. CRC press.
228. Tejada, M., Hernández, M.T. y García, C. 2009. Soil restoration using composted plant residues: Effects on soil properties. *Soil & Till. Res.* 102(1):109–117.
229. Tester, C.F., 1990. Organic amendment effects on physical and chemical properties of a sandy soil. *Division S-6- Soil & Water Manag. & Conserv.* 54 (3): 827-831.
230. Theng, B.K.G., Tate, K.R. y Sollins, P. 1989. Constituents of organic matter in temperate and tropical soils. *Publication of the University of Hawaii*, 3, 5-32.
231. Thies, J.E. y Rillig, M.C. 2009. Characteristic of biochar: biological properties. En: *Biochar for environmental management science and technology*. Editores: Lehmann, J. y Joseph S. Editorial Earthscan, pp85-106.
232. Tilston, E.L., Pitt, D., Fuller, M.P. y Groenhof, A.C. 2005. Compost increases yield and decreases take-all severity in winter wheat. *Field Crops Res.* 94(2-3):176 – 188.
233. Turrión, M.B., Lafuente, F., Mulas, R., López, O., Ruipérez, C. y Pando, V. 2012. Effects on soil organic matter mineralization and microbiological properties of applying compost to burned and unburned soils. *J. Environ. Manag.* 95: S245-49.
234. Tryon, E.H. 1948. Effect of charcoal on certain physical, chemical and biological properties of forest soils. *Ecological monographs*, 18:82-115.
235. Ullrich, S.E. 2010. *Barley: production, improvement, and uses*. John Wiley & Sons, Robertson, L.D. y Stark, J.C. Editores. 2010. *Idaho spring barley production guide*. University of Idaho.
236. Wang, Q. y Wang, S. 2011. Response of labile soil organic matter to changes in forest vegetation in subtropical regions. *Appl. Soil Ecol.* 47, 210–216.
237. Wei, X., Hao, M., Shao, M. y Gale, W.J. 2006. Changes in soil properties and the availability of soil micronutrients after 18 years of cropping and fertilization. *Soil Till. Res.* 91(1–2):120 –130.
238. Winsley, P. 2007. Biochar and bioenergy production for climate change mitigation. *New Zealand Sci.: Review* 64 (1): 1 – 10.
239. Wu, W., Yang, M., Feng, Q., McGrouther, K., Wang, H., Lu, H. y Chen, Y. 2012. Chemical characterization of rice straw-derived biochar for soil amendment. *Biomass and bioenergy* 47:268 -276.
240. Yang, Y., Yan, R., Chen, H., Lee, D. H. y Zheng, C. 2007. Characteristics of hemicellulose, cellulose and lignin pyrolysis. *Fuel* 86:1781–1788.
241. Yuan J., Xu R. y Zhang, H. 2011. The forms of alkalis in the biochar produced from crop residues at different temperatures. *Bioresour. Technol.* 102:3488–3497.
242. Zhao, L., Cao, X., Mašekb, O. y Zimmermann, A. 2013. Heterogeneity of biochar properties as a function of feedstock sources and production temperatures. *J. of Hazardous Materials*, 256–257(15):1–9.
243. Zech, W., Senesi, N., Guggenberger, G., Kaiser, K., Lehmann J., Miano, T. M., Miltner, A. y Schroth, G. 1997. Factors controlling humification and mineralization of soil organic matter in the tropics. *Geoderma* 79: 117-161.

244. Zhang, D., Hui, D., Luo, Y. y Zhou G., 2008. Rates of litter decomposition in terrestrial ecosystems: global patterns and controlling factors. *J. Plant Ecol.* 1(2): 85-93.
245. Zheng, W., Sharma, B. K. y Rajagopalan, N. 2010. Using biochar as a soil amendment for sustainable agriculture. Submitted to the Sustainable Agriculture Grant Program Illinois Department of Agriculture.
246. Zmora-Nahum, S., Hadarm, Y. y Chen, Y. 2007. Physico-chemical properties of commercial composts varying in their source materials and country of origin. *Soil Biol. & Biochem.* 39: 1263–76.
247. Zucconi F, Forte M, Monaco A. y de Bertoldi M. 1981. Evaluating toxicity of immature compost. *Biocycle* 22:54–57.

11. Anexos

11.1. Valores promedio y desviación estándar de los diversos análisis físicos y químicos

Clave para los tratamientos:

| Suelo | Abono | Dosis Abono (% v/v) | Clave Tratamiento |
|-----------------|-------|---------------------|-------------------|
| Solonchak (SLO) | CCM | 0 | SL 1 |
| " | " | 25 | SL 2 |
| " | " | 50 | SL 3 |
| " | CCU | 0 | SL 4 |
| " | " | 25 | SL 5 |
| " | " | 50 | SL 6 |
| " | BIO | 0 | SL 7 |
| " | " | 10 | SL 8 |
| " | " | 20 | SL 9 |
| Regosol (RGO) | CCM | 0 | RG 1 |
| " | " | 25 | RG 2 |
| " | " | 50 | RG 3 |
| " | CCU | 0 | RG 4 |
| " | " | 25 | RG 5 |
| " | " | 50 | RG 6 |
| " | BIO | 0 | RG 7 |
| " | " | 10 | RG 8 |
| " | " | 20 | RG 9 |

Cuadro 7. Valores promedio y desviación estándar de pH para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| Tratamiento | T0 | | T1 | | |
|-------------|-------|---------|-------------|-------|---------|
| | pH | DesvEst | Tratamiento | pH | DesvEst |
| SL 1 | 8.730 | ± 0.000 | SL 1 | 8.410 | ± 0.066 |
| SL 2 | 8.225 | ± 0.007 | SL 2 | 8.008 | ± 0.034 |
| SL 3 | 8.225 | ± 0.021 | SL 3 | 7.980 | ± 0.041 |
| SL 4 | 8.810 | ± 0.042 | SL 4 | 8.542 | ± 0.046 |
| SL 5 | 8.220 | ± 0.028 | SL 5 | 8.102 | ± 0.029 |
| SL 6 | 7.815 | ± 0.007 | SL 6 | 7.885 | ± 0.029 |
| SL 7 | 8.730 | ± 0.014 | SL 7 | 8.463 | ± 0.029 |
| SL 8 | 8.540 | ± 0.014 | SL 8 | 8.468 | ± 0.023 |
| SL 9 | 8.540 | ± 0.014 | SL 9 | 8.507 | ± 0.025 |
| RG 1 | 6.230 | ± 0.014 | RG 1 | 6.405 | ± 0.046 |
| RG 2 | 7.245 | ± 0.035 | RG 2 | 7.377 | ± 0.036 |
| RG 3 | 7.595 | ± 0.049 | RG 3 | 7.483 | ± 0.049 |

| | | | | | | | |
|------|-------|---|-------|------|-------|---|-------|
| RG 4 | 6.210 | ± | 0.042 | RG 4 | 6.285 | ± | 0.057 |
| RG 5 | 6.545 | ± | 0.021 | RG 5 | 6.862 | ± | 0.176 |
| RG 6 | 6.900 | ± | 0.028 | RG 6 | 7.245 | ± | 0.053 |
| RG 7 | 6.440 | ± | 0.156 | RG 7 | 6.405 | ± | 0.117 |
| RG 8 | 6.815 | ± | 0.049 | RG 8 | 6.963 | ± | 0.053 |
| RG 9 | 7.170 | ± | 0.042 | RG 9 | 7.455 | ± | 0.026 |

Cuadro 8. Valores promedio y desviación estándar de CE para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| Tratamiento | T0 | | Tratamiento | T1 | |
|-------------|----------|----------|-------------|----------|-----------|
| | CE | DesvEst | | CE | DesvEst |
| SL 1 | 434.500 | ± 4.950 | SL 1 | 669.500 | ± 20.569 |
| SL 2 | 1705.000 | ± 7.071 | SL 2 | 1761.667 | ± 205.272 |
| SL 3 | 2905.000 | ± 49.497 | SL 3 | 3488.333 | ± 104.195 |
| SL 4 | 457.000 | ± 1.414 | SL 4 | 695.167 | ± 21.009 |
| SL 5 | 1280.000 | ± 14.142 | SL 5 | 1511.667 | ± 77.825 |
| SL 6 | 2725.000 | ± 35.355 | SL 6 | 2603.333 | ± 99.733 |
| SL 7 | 430.000 | ± 24.042 | SL 7 | 688.333 | ± 21.528 |
| SL 8 | 609.500 | ± 2.121 | SL 8 | 762.333 | ± 10.577 |
| SL 9 | 857.000 | ± 11.314 | SL 9 | 1055.000 | ± 25.884 |
| RG 1 | 87.00 | ± 0.000 | RG 1 | 194.00 | ± 15.166 |
| RG 2 | 1570.00 | ± 28.284 | RG 2 | 1496.67 | ± 43.205 |
| RG 3 | 3085.00 | ± 63.640 | RG 3 | 3550.00 | ± 599.066 |
| RG 4 | 98.00 | ± 1.414 | RG 4 | 205.00 | ± 10.658 |
| RG 5 | 1235.00 | ± 7.071 | RG 5 | 910.83 | ± 199.055 |
| RG 6 | 2120.00 | ± 56.569 | RG 6 | 2193.33 | ± 433.851 |
| RG 7 | 90.00 | ± 1.414 | RG 7 | 182.00 | ± 5.797 |
| RG 8 | 331.50 | ± 3.536 | RG 8 | 451.00 | ± 12.915 |
| RG 9 | 572.00 | ± 15.556 | RG 9 | 720.67 | ± 42.524 |

Cuadro 9. Valores promedio y desviación estándar de fósforo (P mg*kg⁻¹) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| Tratamiento | T0 | | Tratamiento | T1 | |
|-------------|--------------------------|---------|-------------|--------------------------|----------|
| | P (mg*kg ⁻¹) | DesvEst | | P (mg*kg ⁻¹) | DesvEst |
| SL 1 | 6.985 | ± 0.094 | SL 1 | 8.683 | ± 0.393 |
| SL 2 | 78.363 | ± 2.107 | SL 2 | 74.653 | ± 1.945 |
| SL 3 | 57.503 | ± 8.287 | SL 3 | 155.168 | ± 10.987 |
| SL 4 | 4.900 | ± 0.047 | SL 4 | 8.530 | ± 0.196 |

| | | | | | | | |
|------|--------|---|-------|------|---------|---|--------|
| SL 5 | 82.232 | ± | 3.371 | SL 5 | 111.472 | ± | 5.635 |
| SL 6 | 99.314 | ± | 2.341 | SL 6 | 288.703 | ± | 8.951 |
| SL 7 | 5.131 | ± | 0.187 | SL 7 | 9.191 | ± | 0.369 |
| SL 8 | 25.689 | ± | 1.077 | SL 8 | 37.325 | ± | 1.889 |
| SL 9 | 48.267 | ± | 2.247 | SL 9 | 76.329 | ± | 2.782 |
| RG 1 | 3.725 | ± | 0.246 | RG 1 | 3.121 | ± | 0.387 |
| RG 2 | 32.178 | ± | 1.124 | RG 2 | 57.441 | ± | 2.660 |
| RG 3 | 58.000 | ± | 1.405 | RG 3 | 123.522 | ± | 7.543 |
| RG 4 | 4.630 | ± | 0.542 | RG 4 | 3.643 | ± | 1.132 |
| RG 5 | 39.404 | ± | 1.280 | RG 5 | 35.324 | ± | 12.670 |
| RG 6 | 75.606 | ± | 2.658 | RG 6 | 125.209 | ± | 5.929 |
| RG 7 | 6.092 | ± | 1.625 | RG 7 | 3.017 | ± | 0.415 |
| RG 8 | 11.835 | ± | 0.098 | RG 8 | 7.310 | ± | 0.801 |
| RG 9 | 28.271 | ± | 0.421 | RG 9 | 39.181 | ± | 1.178 |

Cuadro 10. Valores promedio y desviación estándar de la Capacidad de intercambio catiónico (CIC $\text{cmol}_{(+)}\text{kg}^{-1}$) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| T0 | | | T1 | | |
|-------------|---|---------|-------------|---|----------|
| Tratamiento | CIC ($\text{cmol}_{(+)}\text{kg}^{-1}$) | DesvEst | Tratamiento | CIC ($\text{cmol}_{(+)}\text{kg}^{-1}$) | DesvEst |
| SL t0 1 | 61.648 | ± 0.630 | SL 1 | 76.553 | ± 4.486 |
| SL t0 2 | 64.172 | ± 1.239 | SL 2 | 76.384 | ± 2.134 |
| SL t0 3 | 63.717 | ± 1.703 | SL 3 | 77.705 | ± 3.187 |
| SL t0 4 | 61.490 | ± 2.084 | SL 4 | 62.783 | ± 3.517 |
| SL t0 5 | 58.074 | ± 4.477 | SL 5 | 62.056 | ± 3.562 |
| SL t0 6 | 67.142 | ± 2.339 | SL 6 | 77.637 | ± 11.180 |
| SL t0 7 | 63.025 | ± 2.187 | SL 7 | 91.428 | ± 3.526 |
| SL t0 8 | 58.480 | ± 1.835 | SL 8 | 88.104 | ± 1.633 |
| SL t0 9 | 57.101 | ± 0.035 | SL 9 | 59.540 | ± 3.693 |
| RG t0 1 | 13.882 | ± 0.271 | RG 1 | 15.713 | ± 1.850 |
| RG t0 2 | 30.514 | ± 0.966 | RG 2 | 36.281 | ± 1.215 |
| RG t0 3 | 45.983 | ± 0.456 | RG 3 | 54.567 | ± 1.970 |
| RG t0 4 | 14.065 | ± 0.003 | RG 4 | 13.773 | ± 0.385 |
| RG t0 5 | 26.975 | ± 0.850 | RG 5 | 27.558 | ± 2.137 |
| RG t0 6 | 35.751 | ± 0.543 | RG 6 | 36.577 | ± 1.785 |
| RG t0 7 | 13.965 | ± 0.255 | RG 7 | 15.611 | ± 0.883 |
| RG t0 8 | 23.601 | ± 1.635 | RG8 | 22.335 | ± 1.203 |
| RG t0 9 | 24.106 | ± 0.340 | RG 9 | 25.019 | ± 1.985 |

Cuadro 11. Valores promedio y desviación estándar de carbono total (C tot %) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| Tratamiento | T0 | | Tratamiento | T1 | |
|-------------|-----------|---------|-------------|-----------|---------|
| | C tot (%) | DesvEst | | C tot (%) | DesvEst |
| SL 1 | 7.760 | ± 0.099 | SL 1 | 7.700 | ± 0.215 |
| SL 2 | 9.085 | ± 0.148 | SL 2 | 8.990 | ± 0.288 |
| SL 3 | 10.710 | ± 0.127 | SL 3 | 10.282 | ± 0.375 |
| SL 4 | 7.545 | ± 0.078 | SL 4 | 7.552 | ± 0.354 |
| SL 5 | 9.630 | ± 0.156 | SL 5 | 9.398 | ± 0.218 |
| SL 6 | 12.010 | ± 0.127 | SL 6 | 12.220 | ± 0.392 |
| SL 7 | 7.415 | ± 0.078 | SL 7 | 7.495 | ± 0.240 |
| SL 8 | 9.635 | ± 0.163 | SL 8 | 9.322 | ± 0.124 |
| SL 9 | 11.715 | ± 0.007 | SL 9 | 11.467 | ± 0.363 |
| RG 1 | 2.330 | ± 0.000 | RG 1 | 2.552 | ± 0.229 |
| RG 2 | 4.715 | ± 0.078 | RG 2 | 4.738 | ± 0.370 |
| RG 3 | 7.265 | ± 0.389 | RG 3 | 7.112 | ± 0.465 |
| RG 4 | 2.455 | ± 0.092 | RG 4 | 2.440 | ± 0.087 |
| RG 5 | 4.900 | ± 0.085 | RG 5 | 4.408 | ± 0.107 |
| RG 6 | 6.750 | ± 0.141 | RG 6 | 6.640 | ± 0.426 |
| RG 7 | 2.370 | ± 0.057 | RG 7 | 2.444 | ± 0.118 |
| RG8 | 4.855 | ± 0.021 | RG8 | 4.738 | ± 0.276 |
| RG 9 | 7.840 | ± 0.071 | RG 9 | 6.900 | ± 0.436 |

Cuadro 12. Valores promedio y desviación estándar de nitrógeno total (N tot %) para los diferentes tratamientos antes del cultivo (T0) y al final del cultivo (T1).

| Tratamiento | T0 | | Tratamiento | T1 | |
|-------------|-----------|---------|-------------|-----------|---------|
| | N tot (%) | DesvEst | | N tot (%) | DesvEst |
| SL t0 1 | 0.225 | ± 0.007 | SL 1 | 0.218 | ± 0.017 |
| SL t0 2 | 0.505 | ± 0.021 | SL 2 | 0.435 | ± 0.024 |
| SL t0 3 | 0.690 | ± 0.000 | SL 3 | 0.680 | ± 0.062 |
| SL t0 4 | 0.225 | ± 0.007 | SL 4 | 0.210 | ± 0.009 |
| SL t0 5 | 0.380 | ± 0.014 | SL 5 | 0.402 | ± 0.015 |
| SL t0 6 | 0.645 | ± 0.007 | SL 6 | 0.655 | ± 0.061 |
| SL t0 7 | 0.250 | ± 0.000 | SL 7 | 0.220 | ± 0.014 |
| SL t0 8 | 0.300 | ± 0.000 | SL 8 | 0.265 | ± 0.014 |
| SL t0 9 | 0.360 | ± 0.028 | SL 9 | 0.335 | ± 0.026 |
| RG t0 1 | 0.190 | ± 0.000 | RG 1 | 0.177 | ± 0.008 |
| RG t0 2 | 0.445 | ± 0.007 | RG 2 | 0.408 | ± 0.029 |
| RG t0 3 | 0.745 | ± 0.035 | RG 3 | 0.707 | ± 0.024 |
| RG t0 4 | 0.175 | ± 0.007 | RG 4 | 0.163 | ± 0.005 |

| | | | | | | | |
|---------|-------|---|-------|------|-------|---|-------|
| RG t0 5 | 0.375 | ± | 0.007 | RG 5 | 0.330 | ± | 0.007 |
| RG t0 6 | 0.530 | ± | 0.000 | RG 6 | 0.500 | ± | 0.019 |
| RG t0 7 | 0.180 | ± | 0.000 | RG 7 | 0.166 | ± | 0.009 |
| RG t0 8 | 0.245 | ± | 0.007 | RG8 | 0.235 | ± | 0.008 |
| RG t0 9 | 0.335 | ± | 0.007 | RG 9 | 0.283 | ± | 0.010 |

11.2. Análisis estadístico

Cuadro 13. Resultados de la comparación de medias del suelo SLO para diferentes análisis químicos y físicos, utilizando la prueba de diferencia mínima significativa (DMS), $\alpha=0.05$.

| Abono | Dosis (% v/v) | SOLONCHAK | | | | | | | | | | | | | |
|-------|------------------|-----------|----|----------|-----|---------|----|--------|---|--------|---|-------|---|--------|----|
| | | pH | CE | P | CIC | CT | NT | CMRA | | | | | | | |
| CCM | 0 | 8.410 | c | 669.500 | f | 8.683 | de | 76.553 | b | 7.700 | e | 0.218 | d | 34.054 | e |
| | 25 | 8.008 | e | 1761.667 | c | 74.653 | c | 76.384 | b | 8.990 | d | 0.435 | b | 42.636 | d |
| | 50 | 7.980 | e | 3488.333 | a | 155.168 | b | 77.705 | b | 10.282 | c | 0.680 | a | 49.018 | b |
| CUNAM | 0 | 8.542 | a | 695.167 | f | 8.530 | e | 62.783 | c | 7.552 | e | 0.210 | d | 35.723 | e |
| | 25 | 8.102 | d | 1511.667 | d | 139.531 | b | 62.056 | c | 9.398 | d | 0.402 | b | 46.267 | bc |
| | 50 | 7.885 | f | 2603.333 | b | 288.703 | a | 77.637 | b | 12.220 | a | 0.655 | a | 61.508 | a |
| BIO | 0 | 8.463 | bc | 688.333 | f | 9.191 | de | 91.428 | a | 7.495 | e | 0.220 | d | 35.528 | e |
| | 10 | 8.468 | bc | 762.333 | f | 37.325 | de | 88.104 | a | 9.322 | d | 0.265 | d | 35.829 | e |
| | 20 | 8.507 | ab | 1055.000 | e | 76.329 | c | 59.540 | c | 11.467 | b | 0.335 | c | 43.033 | cd |
| DMS | | 0.002 | | 9077.900 | | 280.660 | | 24.183 | | 0.096 | | 0.001 | | 4.102 | |

Cuadro 14. Resultados de la comparación de medias del suelo RGO para diferentes análisis químicos y físicos, utilizando la prueba de diferencia mínima significativa (DMS), $\alpha=0.05$.

| | | REGOSOL | | | | | | | | | | | | | |
|-------|---|---------|----|-----------|-----|---------|----|--------|---|-------|---|-------|----|--------|---|
| | | pH | CE | P | CIC | CT | NT | CMRA | | | | | | | |
| CCM | 1 | 6.405 | d | 194.000 | f | 3.121 | d | 15.713 | f | 2.552 | d | 0.177 | ef | 26.200 | d |
| | 2 | 7.377 | a | 1496.667 | c | 57.441 | b | 36.281 | b | 4.738 | b | 0.408 | c | 31.645 | c |
| | 3 | 7.483 | a | 3550.000 | a | 123.522 | a | 54.567 | a | 7.112 | a | 0.707 | a | 43.531 | a |
| CUNAM | 1 | 6.285 | d | 205.000 | e | 3.643 | d | 13.773 | f | 2.440 | d | 0.163 | f | 27.207 | d |
| | 2 | 6.862 | c | 910.833 | d | 35.324 | c | 27.558 | c | 3.673 | c | 0.275 | d | 35.934 | b |
| | 3 | 7.245 | b | 2193.333 | b | 125.209 | a | 36.577 | b | 6.640 | a | 0.500 | b | 46.008 | a |
| BIO | 1 | 6.405 | d | 182.000 | f | 3.017 | d | 15.611 | f | 2.445 | d | 0.167 | f | 26.405 | d |
| | 2 | 6.963 | c | 451.000 | ef | 7.310 | d | 22.335 | e | 4.738 | b | 0.235 | de | 32.385 | c |
| | 3 | 7.455 | a | 720.667 | de | 39.181 | c | 25.019 | d | 6.900 | a | 0.283 | d | 36.188 | b |
| DMS | | 0.007 | | 65022.000 | | 35.024 | | 1.598 | | 0.265 | | 0.001 | | 2.307 | |

11.3. Análisis de la calidad de la materia orgánica del suelo con FT-IR

Cuadro 15. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, CCM.

| Tiempo (días) | Dosis CCM (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/1455 | EE | 1650/1040 | EE | 1650/1100 | EE | 1650/1560 | EE | 1650/1430 | EE | 1600/2930 | EE | 1600/1040 | EE |
|---------------|-------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|--------|-----------|-------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 0.68 | ±0.35 | 1.26 | ±1.77 | 0.20 | ±0.16 | 2.24 | ±3.51 | 0.87 | ±0.97 | 1.24 | ±0.27 | 0.51 | ±0.31 | 0.15 | ±0.13 |
| 0 | 25 | 3.42 | ±2.54 | 2.32 | ±3.26 | 1.49 | ±2.10 | 2.58 | ±3.64 | 0.34 | ±0.28 | 5.74 | ±7.72 | 2.79 | ±1.54 | 1.93 | ±2.70 |
| 0 | 50 | 3.43 | ±3.53 | 3.25 | ±4.99 | 0.11 | ±0.00 | 3.00 | ±3.65 | 0.49 | ±0.19 | 4.08 | ±5.11 | 7.83 | ±9.66 | 0.29 | ±0.00 |
| 88 | 0 | 1.56 | ±0.57 | 2.69 | ±2.52 | 5.55 | ±2.13 | 3.90 | ±6.27 | 32.29 | ±4.00 | 40.55 | ±13.79 | 1.06 | ±0.35 | 3.54 | ±1.54 |
| 88 | 25 | 1.19 | ±1.08 | 4.52 | ±3.31 | 4.46 | ±4.74 | 4.52 | ±6.10 | 2.18 | ±3.21 | 2.36 | ±1.00 | 1.15 | ±0.97 | 4.39 | ±4.29 |
| 88 | 50 | 2.36 | ±2.34 | 0.79 | ±0.43 | 2.85 | ±4.01 | 4.61 | ±4.74 | 0.30 | ±0.35 | 0.72 | ±0.75 | 2.43 | ±2.32 | 2.77 | ±3.91 |

Cuadro 16. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, CUNAM

| Tiempo (días) | Dosis CUNAM (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/2855 | EE | 1650/1090 | EE | 1650/1055 | EE | 1650/1560 | EE | 1650/1420 | EE | 1600/2930 | EE | 1600/1055 | EE |
|---------------|---------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|--------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 1.22 | ±0.26 | 1.10 | ±0.35 | 1.00 | ±1.04 | 0.96 | ±1.13 | 1.66 | ±2.04 | 1.85 | ±2.79 | 1.19 | ±0.44 | 0.76 | ±0.78 |
| 0 | 25 | 1.73 | ±0.33 | 2.18 | ±0.70 | 0.53 | ±0.45 | 1.65 | ±2.04 | 0.40 | ±0.22 | 0.12 | ±0.07 | 2.73 | ±6.30 | 4.16 | ±6.30 |
| 0 | 50 | 2.10 | ±0.36 | 3.44 | ±1.11 | 5.82 | ±3.83 | 15.01 | ±22.24 | 0.69 | ±0.11 | 0.85 | ±0.14 | 3.21 | ±0.86 | 3.22 | ±1.51 |
| 88 | 0 | 0.98 | ±0.68 | 1.09 | ±0.79 | 1.39 | ±0.57 | 1.28 | ±0.78 | 1.35 | ±0.68 | 0.70 | ±0.76 | 0.94 | ±0.36 | 1.37 | ±0.84 |
| 88 | 25 | 0.97 | ±0.99 | 1.02 | ±1.14 | 0.87 | ±0.24 | 0.80 | ±0.18 | 0.94 | ±0.64 | 0.35 | ±0.14 | 0.82 | ±0.74 | 0.75 | ±0.09 |
| 88 | 50 | 1.09 | ±0.59 | 1.09 | ±0.72 | 0.87 | ±0.55 | 0.72 | ±0.45 | 0.37 | ±0.24 | 0.42 | ±0.44 | 1.13 | ±0.56 | 0.74 | ±0.42 |

Cuadro 17. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Solonchak, BIO.

| Tiempo (días) | Dosis BIO (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/2855 | EE | 1650/1030 | EE | 1650/1100 | EE | 1650/1580 | EE | 1650/1580 | EE | 1580/2930 | EE | 1580/1030 | EE |
|---------------|-------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 1.63 | ±0.94 | 1.93 | ±0.89 | 0.45 | ±0.15 | 0.97 | ±0.29 | 1.48 | ±0.47 | 1.48 | ±0.47 | 1.11 | ±0.69 | 0.32 | ±0.14 |

| | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|----|----|------|-------|------|-------|------|-------|------|-------|------|-------|------|-------|------|--------|------|--------|
| 0 | 10 | 0.93 | ±0.48 | 0.85 | ±0.61 | 3.19 | ±3.96 | 6.46 | ±7.96 | 0.50 | ±0.32 | 0.50 | ±0.32 | 1.96 | ±10.13 | 8.28 | ±10.13 |
| 0 | 20 | 1.04 | ±0.21 | 0.96 | ±0.28 | 1.27 | ±1.05 | 2.39 | ±0.94 | 0.54 | ±0.23 | 0.54 | ±0.23 | 2.08 | ±0.61 | 3.06 | ±3.36 |
| 88 | 0 | 1.10 | ±0.65 | 1.16 | ±0.68 | 1.03 | ±1.10 | 1.03 | ±0.55 | 1.01 | ±0.37 | 1.01 | ±0.37 | 1.06 | ±0.38 | 1.11 | ±1.18 |
| 88 | 10 | 1.46 | ±0.60 | 1.56 | ±0.57 | 0.66 | ±0.53 | 0.84 | ±0.17 | 1.32 | ±0.55 | 1.32 | ±0.55 | 1.32 | ±0.87 | 0.64 | ±0.62 |
| 88 | 20 | 1.09 | ±0.22 | 1.01 | ±0.13 | 0.71 | ±0.75 | 1.53 | ±0.79 | 0.62 | ±0.25 | 0.62 | ±0.25 | 2.13 | ±1.40 | 1.13 | ±0.92 |

Cuadro 18. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, CCM.

| Tiempo (días) | Dosis CCM (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/2855 | EE | 1650/1090 | EE | 1650/1055 | EE | 1650/1560 | EE | 1650/1420 | EE | 1600/2930 | EE |
|---------------|-------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 0.99 | ±0.89 | 0.71 | ±0.66 | 0.10 | ±0.02 | 0.10 | ±0.07 | 0.26 | ±0.24 | 11.17 | ±8.22 | 1.92 | ±3.10 |
| 0 | 25 | 5.97 | ±2.96 | 0.76 | ±0.29 | 3.44 | ±3.79 | 3.12 | ±3.44 | 0.79 | ±0.34 | 1.01 | ±0.08 | 6.14 | ±3.59 |
| 0 | 50 | 4.44 | ±1.10 | 0.46 | ±0.02 | 0.88 | ±0.07 | 1.08 | ±0.00 | 0.70 | ±0.06 | 0.73 | ±0.04 | 4.03 | ±0.81 |
| 88 | 0 | 0.97 | ±0.07 | 1.11 | ±0.22 | 0.44 | ±0.14 | 0.82 | ±0.10 | 0.62 | ±0.29 | 1.23 | ±0.56 | 0.77 | ±0.05 |
| 88 | 25 | 1.60 | ±0.52 | 1.55 | ±0.12 | 3.96 | ±1.61 | 5.25 | ±0.19 | 0.54 | ±0.07 | 0.79 | ±0.11 | 1.20 | ±0.15 |
| 88 | 50 | 2.94 | ±1.18 | 3.54 | ±0.92 | 2.30 | ±0.71 | 3.06 | ±0.42 | 0.45 | ±0.08 | 0.36 | ±0.07 | 2.51 | ±1.03 |

Cuadro 19. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, CUNAM.

| Tiempo (días) | Dosis CUNAM (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/2855 | EE | 1650/1090 | EE | 1650/1560 | EE | 1650/1420 | EE | 1600/2930 | EE | 1600/1055 | EE |
|---------------|---------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 0.48 | ±0.32 | 0.57 | ±0.40 | 0.64 | ±0.77 | 1.02 | ±0.58 | 1.01 | ±0.81 | 0.92 | ±0.43 | 0.95 | ±0.82 |
| 0 | 25 | 2.67 | ±0.00 | 2.00 | ±0.00 | 3.68 | ±5.36 | 0.96 | ±0.44 | 1.44 | ±1.42 | 1.69 | ±0.00 | 2.23 | ±3.07 |
| 0 | 50 | 3.01 | ±2.01 | 4.44 | ±4.02 | 3.31 | ±2.87 | 0.88 | ±0.25 | 0.76 | ±0.26 | 3.55 | ±2.20 | 1.35 | ±0.44 |
| 88 | 0 | 1.37 | ±1.02 | 1.31 | ±0.86 | 1.07 | ±0.41 | 0.63 | ±0.46 | 1.04 | ±0.18 | 1.11 | ±0.43 | 0.43 | ±0.53 |
| 88 | 25 | 3.53 | ±0.86 | 3.98 | ±1.38 | 5.30 | ±4.29 | 0.25 | ±0.02 | 0.74 | ±0.05 | 2.31 | ±0.76 | 1.57 | ±1.00 |
| 88 | 50 | 2.04 | ±0.89 | 2.23 | ±1.33 | 0.53 | ±0.33 | 0.53 | ±0.31 | 0.62 | ±0.51 | 2.38 | ±1.87 | 1.66 | ±1.42 |

Cuadro 20. Cambios relativos promedio en la absorbancia para bandas característicos de la MOS y su desviación estándar. Suelo Regosol, BIO.

| Tiempo (días) | Dosis BIO (% v/v) | 1650/2930 | EE | 1650/2855 | EE | 1650/1030 | EE | 1650/1100 | EE | 1650/1580 | EE | 1650/1580 | EE | 1580/2930 | EE | 1580/1030 | EE |
|---------------|-------------------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|-------|-----------|--------|-----------|-------|
| 0 | 0 | 2.17 | ±3.23 | 4.00 | ±4.28 | 0.10 | ±0.13 | 0.07 | ±0.05 | 2.06 | ±1.52 | 2.06 | ±1.52 | 1.05 | ±0.89 | 0.23 | ±0.39 |
| 0 | 10 | 1.78 | ±0.73 | 1.58 | ±0.75 | 5.34 | ±0.00 | 6.97 | ±0.00 | 0.98 | ±0.40 | 0.98 | ±0.40 | 1.86 | ±18.11 | 3.78 | ±0.00 |
| 0 | 20 | 1.57 | ±0.42 | 1.40 | ±0.27 | 5.70 | ±5.38 | 1.97 | ±0.00 | 0.82 | ±0.10 | 0.82 | ±0.10 | 1.96 | ±0.73 | 7.69 | ±7.94 |
| 88 | 0 | 1.77 | ±0.31 | 1.92 | ±0.28 | 1.24 | ±0.59 | 1.52 | ±0.75 | 1.42 | ±0.07 | 1.42 | ±0.07 | 1.25 | ±0.23 | 0.86 | ±0.36 |
| 88 | 10 | 1.41 | ±0.55 | 1.24 | ±0.23 | 1.39 | ±1.30 | 1.22 | ±1.26 | 0.85 | ±0.39 | 0.85 | ±0.39 | 2.00 | ±1.35 | 2.15 | ±2.41 |
| 88 | 20 | 1.49 | ±0.29 | 1.74 | ±0.39 | 0.38 | ±0.42 | 0.42 | ±0.38 | 0.67 | ±0.17 | 0.67 | ±0.17 | 2.30 | ±0.55 | 0.71 | ±0.92 |