

# Enzimas y organismos importantes dentro del proceso de compostaje

## Important enzymes and organisms inside compost process

XENIA MENA-ESPINO<sup>1,3</sup>, MARÍA ESTHER MENA-ESPINO<sup>1</sup> Y MARÍA ELENA TAVERA-CORTÉS<sup>2</sup>

Recibido: Junio 5, 2017

Aceptado: Febrero 21, 2018

### Resumen

Uno de los problemas que preocupa al hombre es el aprovechamiento, manejo y destino de los residuos orgánicos provenientes del quehacer diario. Muchos nutrientes esenciales que están en la materia orgánica (carbono, nitrógeno y fósforo) presentes en la naturaleza, experimentan transformaciones por medio de microorganismos y las enzimas que poseen les permiten mejorar la biodisponibilidad de sus nutrientes. Es importante conocer a profundidad procesos de biotransformación enzimática, lo cual permitiría darle un manejo y aprovechamiento a los residuos orgánicos. Existen diversos tipos de enzimas que permiten conocer su actividad en el proceso de compostaje. El objetivo de esta revisión fue presentar los principales componentes de los residuos lignocelulósicos y las enzimas que participan en su degradación para poder conocer la actividad metabólica que se lleva a cabo durante el compostaje.

**Palabras clave:** composta, enzima, microorganismos, biotransformación y residuos.

### Abstract

One of the greatest environmental concerns is the use, management and destination of organic waste caused by human activity. Many essential nutrients that are found in the organic matter present in the nature (such as carbon, nitrogen or phosphorus), undergo transformations by means of microorganisms and enzymes that they possess, which allows them to improve the bioavailability of their nutrients, it becomes necessary to know in depth the processes of enzymatic biotransformation, which would help to improve the management and use of organic waste. There are many types of enzymes and their study allows us to know their activity in the composting process. The objective of this review is to present the main components of the lignocellulosic waste and the enzymes involved in their degradation in order to know the metabolic activity that is carried out during composting.

**Keywords:** Compost, enzyme, microorganisms, biotransformation and waste.

## Introducción

**M**icroorganismos que participan en el proceso de compostaje. Durante el compostaje se lleva a cabo un proceso biooxidativo que origina un producto orgánico altamente estable (Laich, 2011). Las poblaciones y las comunidades microbianas varían continuamente en función de la evolución de la temperatura, pH, disponibilidad de nutrientes, concentración de oxígeno, contenido de agua y la acumulación de compuestos inhibitorios, entre otros (Tortarolo *et al.*, 2008; Meneses, 2011).

<sup>1</sup> UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA-IZTAPALAPA. San Rafael Atlixco No. 186, Colonia Vicentina, Delegación, Iztapalapa, C.P. 09340, México City, México. Teléfono: (0155) 5804-4600.

<sup>2</sup> UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CAMPECHE. Facultad de Medicina. Av. Agustín Melgar S/N entre Calle 20 y Juan de la Barrera. Col. Buenavista. CP 24039, San Francisco de Campeche, Campeche; México. Teléfono: +52(981) 811-9800.

<sup>3</sup> Dirección electrónica del autor de correspondencia: xenimena@hotmail.com.

Entre los microorganismos que conforman las poblaciones que degradan la materia orgánica se encuentran las *bacterias*, que constituyen entre 80 y 90% de los microorganismos existentes en la composta, constituyendo un grupo de gran diversidad metabólica que utiliza un amplio rango de enzimas que degradan químicamente una gran variedad de compuestos orgánicos (Laich, 2011); *actinomicetos*: son bacterias filamentosas que carecen de núcleo y poseen filamentos multicelulares como hongos, lo que los hace muy similares. Dan el olor característico a tierra mojada y son especialmente importantes en la formación del humus (Hayes y Swift, 2017) y participan en el proceso de modificación de la materia orgánica de la composta, debido a la capacidad enzimática para degradar compuestos orgánicos complejos como: celulosa, lignina, entre otros (Kopecká et al., 2016); *hongos filamentosos*: son los responsables de romper polímeros vegetales complejos, demasiado secos, ácidos o pobres en nitrógeno para ser descompuestos (Gutierrez-Rojas et al., 2015). La mayoría son aeróbicos, viven en las capas externas de la composta cuando la temperatura es alta, creciendo en forma de filamentos y formando colonias blancas o grises de textura aterciopelada en la superficie de la pila (Julca et al., 2006; Pothiraj et al., 2006).

*Enzimas y microorganismos y su actividad en el compostaje.* La oxidación de la materia orgánica por la microbiota del suelo se realiza a partir de procesos catalizados por enzimas extracelulares producidas por bacterias, hongos y otros microorganismos del suelo (Mondini, 2004; Kibblewhite et al., 2008). La actividad enzimática es usada frecuentemente como un indicador de la actividad microbiana del suelo (Ijoma y Tekere, 2017). Los microorganismos permiten la disposición de los nutrientes mediante la acción de enzimas extracelulares como son las amilasas, proteasas, lipasas, entre otras (Vargas-García et al., 2007). En el suelo se ha detectado la actividad de hidrolasas, transferasas, oxidoreductasa y liasas que están directamente relacionadas con los ciclos de carbono (C), nitrógeno (N), fósforo (P) y azufre (S) (Joinville et al., 2004; Cerón et al., 2005).

Las amilasas hidrolizan las moléculas del almidón, el cual es un polímero cuya estructura consiste en moléculas de glucosa en forma de dos compuestos, la

amilosa y la amilopectina encadenadas por uniones  $\alpha$ -glucosídicas. La familia de las  $\alpha$ -amilasas abarca un grupo de enzimas con una variedad de diversas especificidades que actúan sobre el almidón. Microorganismos como *Bacillus* y *Pseudomonas*, producen  $\alpha$ -amilasas que degradan el almidón al igual que *Aspergillus*, que además produce proteasas, glucoamilasas y pectinasas (Keeling y Myers, 2010).

*Pectinas y enzimas que la degradan.* Las pectinas son polisacáridos de cadenas largas de ácido  $\alpha$ -D-galacturónico, unido entre sí por enlaces 1-4 y una parte de grupos carboxilos esterificados por radicales metilo. Las pectinas se encuentran como componente estructural de los frutos y verduras principalmente en las paredes celulares y los espacios intercelulares de los tejidos y resultan afectadas por una serie de enzimas llamadas pectinasas. Estas se clasifican en enzimas desesterificantes (pectinesterasas), enzimas despolimerizantes (hidrolasas y liasas) y protopectinasas, de acuerdo con el tipo de sustrato y al punto de ataque que tienen. Microorganismos como *Talaromyces flavus*, *P. charlessi*, *Tubercularia vulgaris* y *A. niger* son productores de estas enzimas (Ahmeda et al., 2016).

Las liasas, también llamadas transelimininasas, rompen los enlaces glucosídicos por  $\beta$ -eliminación. Según el sustrato sobre el que actúen, sea pectina o ácido poligalacturónico, se clasifican en polimetilgalacturonato liasas o poligalacturonato liasas, respectivamente. Son sintetizadas principalmente por hongos, aunque también se han identificado en algunas bacterias tales como *Erwinia* y *Pseudomonas*. Estas enzimas actúan a pH alcalino entre 8-10, y pueden tener un modo de acción endo o exo (Soriano, 2004).

*Celulosa y las enzimas que la degradan.* La celulosa es un polímero que está formado por unidades de D-glucosa unidas por enlaces  $\beta$ -1-4 que forman cadenas poliméricas lineares de aproximadamente 8,000-12,000 unidades de glucosa (Cunha y Gandini, 2010). Algunas zonas de la fibra elemental contienen porciones de celulosa «amorfa» que es fácilmente hidrolizable. Las moléculas de celulosa están organizadas en haces de cadenas paralelas que forman fibrillas (Himmel et al., 2007; Cunha y Gandini, 2010).

Su conformación química la hace una fuente importante de carbono y por ello es de gran importancia para el desarrollo y crecimiento de microorganismos y para aprovechar esta fuente energética, se debe romper su estructura. Para ello, los microorganismos poseen enzimas entre las que podemos encontrar:

**Celulasas.** Son glicosil hidrolasas y utilizan dos mecanismos de hidrolisis en el enlace glucosídico que generan dos posibles configuraciones estereoquímicas finales. Las glicosil hidrolasas se clasifican con base en su secuencia de aminoácidos (Wilson, 2011). Las celulasas se han clasificado en tres grupos basados en sus propiedades estructurales y al sitio en el que cortan la fibrilla de celulosa: endoglucanasas, exoglucanasas y  $\beta$ -glucosidasas (Kumar *et al.*, 2008) (Figura 1). Las celulasas son producidas por una gran variedad de microorganismos, ya sean bacterias aeróbicas: *Cellulomonas* sp., *Microbispora bispora* y *Thermomonospora* sp.; bacterias anaeróbicas: *Acetivibrio cellulolyticus*, *Bacteroides succinogenes*, *Ruminococcus albus*, *R. flavefaciens* y *Clostridium thermocellum*; hongos aeróbicos: *Trichoderma viride*, *T. reesei*, *Penicillium pinophilum*, *Sporotrichum pulverulentum*, *Fusarium solani*, *Talaromyces emersonii* y *T. koningii*; hongos aeróbicos termofílicos: *Sporotrichum thermophile*, *Thermoascus aurantiacus* y *Humicola insolens*; y hongos anaeróbicos mesofílicos: *Neocallimastix frontalis*, *Piromonas communis*, *Sphaeromonas communis* (Li *et al.*, 2009; Payne *et al.*, 2015). Basado en estudios realizados en las enzimas celulasas, estas se han clasificado en su sistema de acción catalítica de la siguiente manera:

**Endo- $\beta$ -glucanasa (EC 3.2.1.4).** Estas actúan en forma azarosa sobre las regiones de celulosa amorfa en el interior del polisacárido, cortándolo y generando oligosacáridos de diferentes tamaños (Goedegebuur *et al.*, 2002; Baldrian y Valaskova, 2008; Payne *et al.*, 2015).

**Exoglucanasa o Celobiohidrolasas (EC 3.2.1.91).** Son también llamadas Exocelulasas y actúan progresivamente en los extremos terminales del polímero, liberando, ya sea moléculas de glucosa, en el caso de las exoglucohidrolasas, o bien las exocelobiohidrolasa o celobiohidrolasa que liberan unidades de celobiosa a partir del extremo no reductor (Gutierrez-Rojas *et al.*, 2015).

**Glucano 1,4- $\beta$ -glucosidasa (EC 3.2.1.74).** También conocidas como celodextrinasas, catalizan la remoción de celooligosacaridos o del p-nitrofenil-B-D-celobiosa, pero es inactiva en celulosa amorfa o CMC (Payne *et al.*, 2015).

**$\beta$ -Glucosidasas (EC 3.2.1.21).** Esta enzima hidroliza celodextrinas y celobiosa a glucosa de extremos no reducidos. Pertenecen a las familias 1 y 3 de las glicosil hidrolasa y degradan la celobiosa a monómeros de glucosa. Es inactiva con la celulosa cristalina y amorfa (Payne *et al.*, 2015).

**Celobiosa fosforilasa: (EC 2.4.1.20).** Cataliza los enlaces reversibles fosfolíticos de celobiosa. Su primer reporte fue con el microorganismo *Ruminococcus flavefaciens*. La reacción es Celobiosa + fosfato =  $\alpha$ -D-glucosa 1-P + D-glucosa (Gutierrez-Rojas *et al.*, 2015).

**Celodextrina fosforilasa (EC 2.4.1.49).** Esta enzima fue encontrada y purificada del microorganismo termófilo *Clostridium thermocellum*, cataliza los enlaces reversibles fosforilíticos que van desde las celotriosa a celohexosa y su reacción es: (1,4- $\beta$ -D-glucosil)<sub>n</sub> + fosfato = (1,4- $\beta$ -D-glucosil)<sub>n-1</sub> +  $\alpha$ -D-Glucosa-1-P.

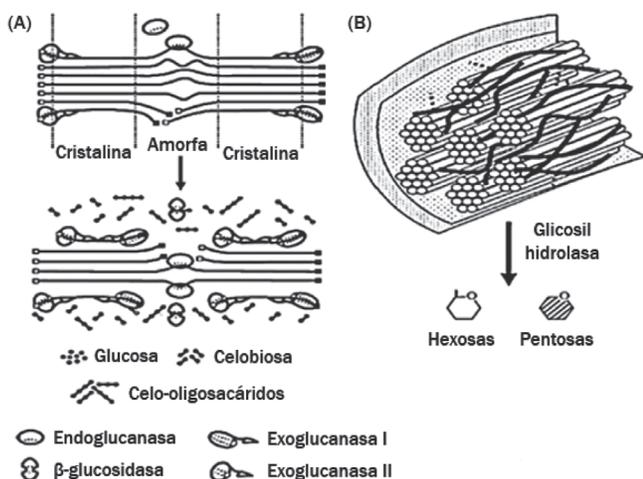
**Celobiosa Epimerasa (EC 5.1.3.11).** Esta enzima tiene un sustrato, la celobiosa y un producto la D-glucosil-D-manosa; pertenece a la familia de las somerasas, específicamente de las racemasas y epimerasas, actuando sobre los carbohidratos y sus derivados. Su primer reporte fue con *Rumicoccus albus*, catalizando la siguiente reacción: Celobiosa = 4-O- $\beta$ -D-glucosilmanosa (Ito *et al.*, 2009).

Para la efectiva digestión de la celulosa, las enzimas fúngicas han evolucionado mecanismos sinérgicos que les permiten competir contra su recalcitrancia (Mondini *et al.*, 2004). Por ello, para una mejor degradación de la celulosa, esta no se realiza por enzimas individuales sino por composiciones de tres o más enzimas (Horn *et al.*, 2012).

**Hemicelulosa y sus enzimas.** La hemicelulosa es el segundo polímero en importancia de la biomasa vegetal. Tiene una composición heterogénea de varios tipos de unidades de azúcar. Existen diferentes tipos de hemicelulosas, las cuales son usualmente clasificadas de acuerdo al residuo de azúcar principal

en la estructura del polímero (Saha, 2003). Las más importantes son las que tienen un alto porcentaje de xilano y glucomanano, este tipo de hemicelulosa está presente en las maderas y formadas por D-xilosas o D-manosas unidas por enlaces  $\beta$ -1-4, respectivamente. Las hemicelulosas tienen la función de cubrir las microfibrillas de la celulosa en una matriz común (Martínez-Ávila *et al.*, 2011). Debido a la corta extensión de las cadenas, se incrementa la solubilidad de las hemicelulosas y la posición expuesta de las mismas en la superficie de las microfibrillas, lo que explica por qué este polímero es de los primeros componentes de la pared celular en ser atacado por algunos hongos degradadores (Kadokawa, 2011). Algunos de los microorganismos degradadores de la hemicelulosa son *Paenibacillus sp.*, *Bacillus cereus*, *B. subtilis*, *B. amylolicuefaciens*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Cunninghamella elegans* y el actinomiceto *Streptomyces sp.* (Ning *et al.*, 2017).

**Figura 1.** Modelo de degradación de celulosa amorfa y microcristalina por el complejo enzimático (Lynd *et al.*, 2002).



**Hemicelulasas.** Las enzimas que degradan la hemicelulosa se nombran según el sustrato sobre el que actúan, por ejemplo, mananasas degradan mananos, xilanasas degradan xilanos, etc. (Cuadro 1). La hidrólisis de estas moléculas complejas requieren de la interacción de numerosas enzimas que corten la cadena principal y también las laterales (Martin *et al.*, 2013).

**La lignina y las enzimas que la degradan.** La lignina es la forma más abundante de material aromático en la biosfera. La mayor parte se encuentra dentro de las paredes celulares, entremezclada con las hemicelulosas y formando una matriz que rodea las ordenadas microfibrillas de celulosa. Por su composición, es un compuesto difícil de degradar debido a su recalcitrancia química y a su baja porosidad. La lignina se forma por la polimerización deshidrogenativa llevada al azar con tres alcoholes, p-hidroxicinámico, el alcohol 4-hidroxi-3-metoxicinámico y el alcohol 3,5-dimetoxi-4-hidroxicinámico (Laurichesse y Avérous, 2014).

Los principales organismos degradadores de lignina son los hongos de la pudrición blanca y café de la madera, pero se han identificado otros microorganismos con esta capacidad. Algunos ejemplos son: *Fusarium oxysporum*, *Penicillium sp.*, *Aspergillus* como *A. niger*, *A. flavus*, *A. japonicus* y *A. fumigatus*; también se han registrado hongos levaduriformes con la capacidad de degradar lignina, como *Candida sake*, *Cryptomyces laurentii*, *Rhodotorula glutinis* (Laurichesse y Avérous, 2014; Madadi y Abbas, 2017).

**Cuadro 1.** Tipos de hemicelulasas (Cooper, 2013).

Enzima	Modo de acción
Exo- $\beta$ -(1,4)-xilanasas	Hidroliza enlaces $\beta$ -1,4-xilosa unida a xilooligosacáridos libera xilobiosa.
Endo- $\beta$ -(1,4)D-xilanasas	Hidroliza enlaces $\beta$ -1,4, haciendo cortes internos al azar, liberando xilooligosacáridos.
$\beta$ -D-xilosidas	Remueve residuos de xilosa de los extremos no reductores, produciendo xilosa.
$\alpha$ -L-arabinofuranosidas	Remueve las cadenas laterales de arabinosa.
$\alpha$ -Glucuronidasas	Remueve las cadenas laterales de ácido glucurónico.
Acetil-xilan estearasa	Libera grupos o-acetilos al hidrolizar enlaces acetil-éster en acetil-xilanos.
Estearasa de ácido ferúlico Estearasa de ácido p-cumárico	Remueven el ácido ferúlico y p-cumárico de las arabinosas al hidrolizar los enlaces feruloil-éster y p-cumaril-éster con xilanos
Endo- $\beta$ -1,4-mananasas	Libera $\beta$ -1,4 mananoligómeros asociados a xilanos
Exo- $\beta$ -1,4 manosidasas	Hidroliza los $\beta$ -1,4-manoligómeros liberando manosa
Endo-galactanasas	Hidroliza $\beta$ -1,4-galactano
Acetil-manan-estearasa	Libera 2 o 3-O-acetilxilanos

Dado la heterogeneidad de la molécula de lignina y a su gran tamaño, los sistemas enzimáticos involucrados en su degradación deben ser extracelulares y no específicos. Poseen mecanismos oxidativos que producen radicales libres que reaccionan entre sí volviendo a polimerizarse (Ruiz Dueñas y Martínez, 2009). Las principales enzimas ligninolíticas son las Manganese Peroxidasas (MnP), Lignina Peroxidasas (LiP) y las Lacasas. Las dos primeras catalizan una variedad de reacciones oxidativas que son dependientes de  $H_2O_2$ , y la tercera oxida compuestos fenólicos, reduciendo el oxígeno molecular a agua (Brijwani *et al.*, 2010).

**Manganese Peroxidasas (MnP) (EC 1.11.1.13).** Es una hemoproteína glicosilada con fuerte preferencia por el  $Mn^{2+}$ , lo oxida a  $Mn^{3+}$ , el cual forma complejos con ácidos dicarboxílicos o con  $\alpha$ -hidroxiácidos, estos complejos se pueden difundir a cierta distancia de la enzima y oxidar a la lignina. Actúa principalmente sobre sustratos fenólicos y no fenólicos (Ijoma y Tekere, 2017).

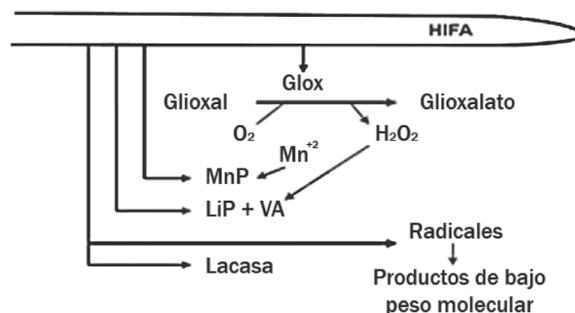
**Lignina peroxidasas (LiP) (EC1.11.1.14).** Es una hemoproteína glicosilada, extracelular, dependiente de peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ), caracterizada por su potencial redox inusualmente alto y su bajo pH óptimo que cataliza una variedad de reacciones oxidativas, actuando sobre grupos fenólicos y no fenólicos (Castillo, 2004, Niladevi, 2009).

**Oxidasas productoras de  $H_2O_2$ .** Estas enzimas participan en la producción de  $H_2O_2$  que además de ser utilizado como cosustrato por las peroxidasas, puede originar radical hidroxilo ( $OH\cdot$ ) a través de la reacción de Fenton, agente oxidante muy potente capaz de llevar a cabo la degradación de materiales lignocelulósicos (Evans y Hedger, 2001; Pinto *et al.*, 2012).

**Glioxal oxidasa.** Como se puede apreciar en la (Figura 2), la enzima glioxal oxidasa es capaz de generar  $H_2O_2$  mediante la oxidación de aldehídos alifáticos secretados por el propio hongo como el glioxal o el ácido glioxílico. Se trata de una metaloenzima que presenta en su centro activo un motivo catalítico de radical de cobre (Kersten y Cullen, 2007).

**Lacasas (Lac) (EC 1.10.3.2).** Las lacasas son enzimas que poseen un centro activo compuesto por cobre, por lo que también son llamadas multicobre oxidadas, este centro activo es oxidado por el oxígeno o por un compuesto aromático, generando un intermediario deficiente de un par de electrones (Bhamare *et al.*, 2016). Dicho componente será oxidado nuevamente por oxígeno o por sustratos fenólicos. El ciclo es completado gracias a cuatro oxidaciones posteriores, provocando que la enzima vuelva a su estado relajado (Sara *et al.*, 2016). Las lacasas son enzimas que no solo están presentes en organismos ligninolíticos, sino en gran variedad de hongos, participando en diversas funciones a lo largo de su desarrollo (Brijwani *et al.*, 2010).

**Figura 2.** Esquema de acción del sistema ligninolítico. Glox: glioxal oxidasa; MnP: manganese peroxidasas; LiP: lignina peroxidasas; VA: veratril alcohol.



**Fósforo y las enzimas requeridas para su asimilación.** El fósforo es un elemento esencial para la nutrición de las plantas; provee calidad y precocidad a las plantas, ya que mejora la maduración, a diferencia del nitrógeno, que tiende a prolongar el crecimiento vegetativo. Forma parte de fosfolípidos y ácidos nucleicos en los órganos de reserva (las semillas y tubérculos) (Meléndez, 2003); además, participa en la acumulación de energía y combustible para todas las actividades bioquímicas de las células vivientes al formar parte del adenosín trifosfato (ATP). Es absorbido por estas en forma de fosfatos mono y diácidos. Entre los organismos productores de estas enzimas están: *Rhizobium sp.*, *Arthrobacter sp.*, *Pseudomonas sp.* y *Bacillus sp.* (Onthong *et al.*, 2007). Las fosfatasa catalizan la hidrólisis de ésteres y anhídridos del ácido fosfórico y están clasificadas de acuerdo al pH óptimo para su actividad en fosfatasa ácidas y fosfatasa alcalinas (Fernández *et al.*, 2008).

**Nitrógeno y microorganismos fijadores.** Los procesos que aportan la mayor parte del nitrógeno disponible en los sistemas biológicos son la fijación simbiótica y asimbiótica del  $N_2$ . La capacidad de fijación del  $N_2$  se realiza por organismos procarióticos. El organismo mejor caracterizado en condiciones aerobias es el *Azotobacter*. En condiciones anaerobias es el *Clostridium*. Las bacterias *Beijerinckia* y *Derxia* pueden ser encontradas en suelos ácidos y tropicales. Las cianobacterias pueden encontrarse en el suelo, a veces justo debajo de la superficie del mismo (El Sabagha *et al.*, 2016). La fijación biológica de  $N_2$  es catalizada por una asociación enzimática llamada nitrogenasa, está compuesta por dos proteínas solubles, la del hierro (dinitrogenasa reductasa) y la del MoFe (dinitrogenasa). El MoFe es un cofactor esencial en la dinitrogenasa, las dos enzimas del complejo funcionan conjuntamente, la dinitrogenasa reductasa, reduce la dinitrogenasa, mientras que esta última reduce el  $N_2$ . Ambas enzimas son necesarias para que se produzca la fijación del  $N_2$  (Olimpia *et al.*, 2013).

## Conclusiones

Para la producción de la composta se requiere degradar la materia orgánica lignocelulósica, la cual está formada con diferentes compuestos y diversos microorganismos que a su vez poseen enzimas. Para tener una composta estabilizada, se requiere una compleja sucesión de actividades enzimáticas de microorganismos degradadores que permitan descomponer la materia y proporcionar una composta de buena calidad con nutrientes inocuos que acceda a su aplicación en sistemas agrícolas. Para disminuir la gran cantidad de materia lignocelulósica que se produce a diario, se requiere de un proceso de compostaje que permita aprovechar a los microorganismos con beneficiosos al suelo, estimulando el desarrollo radicular e incrementando la microbiota rizosférica con efecto biocontrolador.

## Literatura citada

AHMEDA, I., M. A. Ziaa, M. A. Hussaina, Z. Akramb, M. T. Naveedc, and A. Nowrouzid 2016. Bioprocessing of citrus waste peel for induced pectinase production by *Aspergillus niger*; its purification and characterization. *J Radiat Res Appl Sci* 9(2):148-154.

- BALDRIAN, P. and V. Valaskova. 2008. Degradation of cellulose by basidiomycetous fungi. *FEMS Microbiol Rev*.
- BELTRÁN, M. E. 2014. La solubilización de fosfatos como estrategia microbiana para promover el crecimiento vegetal. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 15(1):101-113.
- BHAMARE, H. M. and R. Z. Sayyed. 2016. Microbial Laccase: Production and their potential applications. Book of Advances in Bio-MedicoSciences and Health Education. Excel India Publishers New Delhi:173-190.
- BRIJWANI, K., A. Rigdon, and P. V. Vadlani. 2010. Fungal Laccases: Production, Function, and Applications in Food Processing. *Enzyme Res* 10.
- CASTILLO, D. 2004. Aislamiento de hongos degradadores de colorantes empleados en la industria textil. *Centro de Investigaciones en Biotecnología Aplicada*: 4-10.
- CERÓN, R. L. y M. L. Melgarejo. 2005. Enzimas del suelo: Indicadores de salud y calidad. *Acta Biol Colomb* 10(1):5-18.
- COOPER, B. 2013. Enzimas xilanolíticas bacterianas y sus aplicaciones industriales. *Revista Vertientes*. 16(1):19-22.
- CUNHA, A. G. and A. Gandini. 2010. Turning polysaccharides into hydrophobic materials: a critical review. Part 1. *Cellulose* 17(5):875-889.
- EL SABAGHA, A., A. Omara, H. Saneokab, and M. I. Sohitud. 2016. Roles of compost fertilizer on nitrogen fixation in soybean (*Glycine max* L.) under water deficit conditions. *Agric Adv* 5(7):340-344.
- EVANS, C. S. and J. N. Hedger. 2001. Degradation of plant cell wall polymers. In: Gadd GM, editor. Fungi in bioremediation. In: British Mycological Society. Cambridge Univ. Press: 1-20.
- FERNÁNDEZ, L. A., M. A. Sagardoy, y M. A. Gómez. 2008. Estudio de la fosfatasa ácida y alcalina en suelos de la región Pampeana norte del área sojera argentina. *Ciencia Suelo (Argentina)* 26(1):35-40.
- GOEDEGEBUUR, F., T. Fowler, J. Phillips, P. Van Der Kley, P. Van Solingen, L. Dankmeyer and S. Power. 2002. Cloning and relational analysis of 15 novel fungal endoglucanases from family 12 glycosyl hydrolase. *Curr Genet* 41:89-98.
- KIBBLEWHITE, M. G., K. Ritz, and M. J. Swift. 2008. Soil health in agricultural systems. *Phil Trans R Soc Series B* 363:685-701.
- HAYES, M. and S. Swift. 2017. An appreciation of the contribution of Frank Stevenson to the advancement of studies of soil organic matter and humic substances. *J Soils Sediments*: 1-20.
- HIMMEL, M. E., S. Y. Ding, and D. K. Johnson. 2007. Biomass recalcitrance: engineering plants and enzymes for biofuels production. *Science* 315: 804-807.
- HORN, S. J., G. Vaaje-Kolstad, B. Westereng, and V. G. Eijsink. 2012. Novel enzymes for the degradation of cellulose. *Biotech Biofuels* 5: 45.
- IJOMA, G. N. and M. Tekere. 2017. Potential microbial applications of co-cultures involving ligninolytic fungi in the bioremediation of recalcitrant xenobiotic compounds. *International Environ Sci Technol*.
- ITO, S., S. Hamada, H. Ito, H. Matsui, T. Ozawa, H. Taguchi, and S. Ito. 2009. Site-directed mutagenesis of possible catalytic residues of cellobiose 2-epimerase from *Ruminococcus albus*. *Biotech Letters* 31(7): 1065-1071.

- JOINVILLE, S., M. Revault, H. Quiquampoix, and M. H. Baron. 2004. Structural effects of drying and rehydration for enzymes in soils: kinetics-ftir analysis of chymotrypsin adsorbed on montmorillonite. *J Colloid Interface Sci* 273:414-425.
- JULCA, O. A., F. L. Meneces, y S. R. Blas. 2006. La materia orgánica, importancia y experiencias de su uso en la agricultura. *IDESIA, Chile* 24(1):49-61.
- KADOKAWA, J. 2011. Precision polysaccharide synthesis catalyzed by enzymes. *Chem Rev* 111: 4308-4345.
- KEELING, P. and A. Myers. 2010. Biochemistry and Genetics of Starch Synthesis. *Annu Rev Food Sci Technol* 1:271-303.
- KERSTEN, P. and D. Cullen. 2007. Extracellular oxidative systems of the lignin-degrading Basidiomycete *Phanerochaete chrysosporium*. *¿Fungal Genet Biol* 44(2):77-87.
- KOPEČEK, M., K. Gondek, M. Mierzwa-Hersztek, and T. Zaleski. 2016. Effect Of The Composting Process On Physical And Energetic Changes In Compost. *Acta Agrophys*, 23(4):607-619.
- KUMAR, R., S. Singh, and O. Singh. 2008. Bioconversion of lignocellulosic biomass: biochemical and molecular perspectives. *J Ind Microbiol Biotechnol* 35:377-391.
- LAICH, F. 2011. El papel de los microorganismos en el proceso de compostaje. Jornada Técnica: fertilidad y calidad del suelo. Experiencias de fertilización orgánica en platanera. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias. ICIA. Proyecto BIOMUSA 5.
- LAURICHESSE, S. and L. Avérous. 2014. Chemical modification of lignins: Towards biobased polymers. *Prog Polym Sci* 39(7):1266-1290.
- LI, X., Y. Hua-Jun, B. Royhaskar, D. Wang, W. Yue, L. Jiang, E.Y. Park, and Y. Miao. 2009. The most stirring technology in future: cellulase enzyme and biomass utilization. *Afr J Biotechnol* 8(11):2418-2422.
- LYND, L. R., P. J. Weimer, H. Van Zyl, and I. S. Pretorius. 2002. Microbial cellulose utilization: Fundamentals and biotechnology. *Microbiol Mol Biol Rev Hanover, NY* 66(3):506-577.
- MADADI, M. and A. Abbas. 2017. Lignin degradation by fungal pretreatment: A Review. *J Plant Pathol Microbiol* 8(2): 398.
- MARTIN, D., S. Wettstein, M. A. Mellmer, E. I. Gurbuzab, and J. A. Dumesic. 2013. Integrated conversion of hemicellulose and cellulose from lignocellulosic biomass. *Energy Environ Sci* 6:76-80.
- MARTÍNEZ-ÁVILA, G. C. G., Martínez-Vázquez, D. G, R. Rodríguez-Herrera and C. N. Aguilar. 2011. *Plant cell-wall degradation*. In: *Phytopathology in the Omics Era*. Research Signpost, Kerala, India, Capítulo 8:1-8.
- MELÉNDEZ, C. 2003. Residuos orgánicos y la materia orgánica del suelo. Centro de Investigaciones Agronómicas, Universidad de Costa Rica. Taller de abonos orgánicos. 5-30.
- MENESES, C. 2011. Caracterización y selección de microorganismos asociados a residuos lignocelulósicos de la higuera (*Ricinus communis*). Tesis. Universidad Católica de Manizales, Colombia: 21-28.
- MONDINI, C., F. Fornasier and Sinicco T. 2004. Enzymatic activity as a parameter for the characterization of the composting process. *Soil Biol Biochem* 36:1587-1594.
- NILADEVI, K. N. (2009) Ligninolytic enzymes. In P. Singh & A. Pandey (Eds.), *Biotechnology for agro-industrial residues utilisation*. Dordrecht: Springer Netherlands: 398-410.
- NING, T., H. Wang, M. Zheng, D. Niu, S. Zuo, and Xu C. 2017. Effects of microbial enzymes on starch and hemicellulose degradation in total mixed ration silages. *Asian-Australas J Anim Sci* 30(2):171-180.
- OLIMPIA, P., V. Ventorino and G. Blaiotta 2013. Dynamic of functional microbial groups during mesophilic composting of agro-industrial wastes and free-living (N<sub>2</sub>)-fixing bacteria application. *Waste Manag* 33(7):1616-1625.
- ONTHONG, J., S. Gimsanguan, A. Pengnoo, C. Nilnond and M. Osaki. 2007. Effect of pH and some cations on activity of acid phosphatase secreted from *Ustilago* sp. Isolated from acid sulphate soil. *Songklanakarin J. Sci Technol* 29:275-286.
- PAYNE, C. M., B. C. Knott, H. B. Mayes, H. Hansson, M. E. Himmel, M. Sandgren, J. Sta-Hilberg and G. T. Beckham. 2015. Fungal Cellulases. *Chem Rev* 115:1308-1448.
- PINTO, P. A., A. A. Diasa, I. Fraga, G. Marques, M. A. Rodrigues, J. Colaço, A. Sampaio and R. M. Bezerra. 2012. Influence of ligninolytic enzymes on straw saccharification during fungal pretreatment. *Bioresour Technol* 111:261-267.
- POTHIRAJ, C., P. Kanmani, and P. Balaji. 2006. Bioconversion of Lignocellulose Materials. *Mycobiology* 34(4):159-165.
- RICHARDSON, A. E. and R. J. Simpson. 2011. Soil microorganisms mediating phosphorus availability update on microbial phosphorus. *Plant physiology* 156(3): 989-996.
- RUIZDUEÑAS, F. J., and Á. T. Martínez. 2009. Microbial degradation of lignin: how a bulky recalcitrant polymer is efficiently recycled in nature and how we can take advantage of this. *Micr Biotechnol* 2(2):164-177.
- SAHA, B. C. 2003. Hemicellulose bioconversion. *J Ind Microbiol Biotechnol* 30:279-29.
- SARA, B., K.C. Noredine, and J. Destain. 2016. Production of laccase without inducer by *Chaetomium* species isolated from Chettaba forest situated in the East of Algeria. *Afr J Biotechnol* 15(7):207-213.
- SORIANO, L. M. 2004. Análisis de sistemas pectinolíticos bacterianos. Aislamiento y caracterización de las pectinasas PEIA de *Paenibacillus* sp. BP23 y YvpA de *Bacillus subtilis*. Tesis doctoral Barcelona.
- TORTAROLO, M. F., M. Pereda, M. Palma, y N. Arrigo. 2008. Influencia de la inoculación de microorganismos sobre la temperatura en el proceso de compostaje. *Ciencia del Suelo* 26(1):41-50.
- VARGAS-GARCÍA, M. C., F. Suárez-Estrella, M. J. López, y J. Moreno. 2007. In vitro Studies on lignocellulose degradation by microbial strains isolated from composting processes. *Int Biodeterior Biodegrad* 59(4):322-328.
- WILSON, D. B. 2011. Microbial diversity of cellulose hydrolysis. *Curr Opin Microbiol* 14:259-263.

Este artículo es citado así:

Mena-Espino, X., M. E. Mena-Espino y M. E. Tavera-Cortés. 2017. Enzimas y organismos importantes dentro del proceso de compostaje. *TECNOCENCIA Chihuahua* 11(3):147-154.

## Resumen curricular del autor y coautores

**XENIA MENA ESPINO.** Terminó su licenciatura en la Facultad de Química en la Universidad Autónoma de Campeche. En Campeche realizó los estudios de maestría en Microbiología. Realizó su doctorado en el Centro de Investigaciones Científicas de Yucatán obteniendo el doctorado en Biotecnología. Hizo una estancia en el Instituto de Biotecnología de la Universidad Autónoma de México y laboró en el Colegio de Posgraduados campus Campeche. Posteriormente ingresó al Centro de Investigación y de Estudios Avanzados (CINVESTAV) sede Zacatenco para realizar el posdoctorado por dos años trabajando en biorremediación de suelos, al terminar este periodo ingresó como Investigador de Cátedra CONACYT-División de Ciencias Básicas e Ingeniería, Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa. Ha titulado a estudiantes de licenciatura y maestría. Ha publicado diversos artículos científicos en revistas internacionales y congresos. Perteneció al Sistema Nacional de Investigadores.

**MARÍA ESTHER MENA ESPINO.** Le fue otorgado el título de Químico Farmacéutico Biólogo por la Facultad de Ciencias Químico Biológicas en la Universidad Autónoma de Campeche. Realizó su maestría en el Colegio de Postgraduados Campus Campeche, donde luego estuvo laborando como asistente de investigación. Desde el 2013 labora en la Facultad de Medicina, en la licenciatura de Médico Cirujano, como Profesor e Investigador asociado "C". Es responsable de Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad e integrante del comité del sistema de gestión ambiental. Ha publicado en revistas internacionales y participado en congresos nacionales e internacionales.

**MARÍA ELENA TAVERA CORTÉS.** Es profesora Investigadora de la Unidad Profesional Interdisciplinaria de Ingeniería y Ciencias Sociales y Administrativas del Instituto Politécnico Nacional en México. Imparte las cátedras de Macroeconomía, Economía Ambiental y Gestión de Proyectos. Desempeñó el cargo como jefa de la Sección de Estudios de Posgrado e Investigación de la UPIICSA durante el periodo de 2009 a 2013. Ha realizado evaluaciones en el marco de la convocatoria 2017 del programa de estímulos a la innovación del CONACYT. Ha sido directora de proyectos vinculados con la Comisión Federal de Electricidad y la empresa Tecnosilicatos de México, S. A. de C.V. Ha publicado diversos artículos científicos en revistas internacionales y congresos. En el año 2013 obtuvo el Premio Blis en la categoría de posgrado otorgado por la Facultad de Ingeniería de la UNAM. Trabaja la línea de Investigación sobre Desarrollo Sustentable y Financiamiento. Actualmente coordina el Laboratorio de Economía y Gestión Ambiental de la UPIICSA, donde dirige el proyecto de producción de energía limpia y factibilidad tecnológica en las planta de compostaje de la Ciudad de México.